

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA
ESCUELA DE BIOLOGÍA**



“ Composición y abundancia de cianobacterias y su relación con los factores físico-químicos en el Embalse Cerrón Grande ”

Trabajo de graduación presentado por:

Claudia Regina Guirola Hernández

GH09024

Para optar al grado de:

Licenciada en Biología

Ciudad Universitaria, San Salvador, febrero de 2025

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA
ESCUELA DE BIOLOGÍA



“ Composición y abundancia de cianobacterias y su relación con los factores físico-químicos en el Embalse Cerrón Grande ”

Trabajo de graduación presentado por:
Claudia Regina Guirola Hernández GH09024

Para optar al grado de:
Licenciada en Biología

Docente asesor

Lic. Rodolfo Fernando Menjívar

Asesora externa

M.Sc. Cesiah Rebeca Quintanilla García

Ciudad Universitaria, San Salvador, octubre de 2024

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA
ESCUELA DE BIOLOGÍA**

“ Composición y abundancia de cianobacterias y su relación con los factores físico-químicos en el Embalse Cerrón Grande ”

**Trabajo de graduación presentado por:
Claudia Regina Guirola Hernández GH09024**

**Para optar al grado de:
Licenciada en Biología**

TRIBUNAL CALIFICADOR

Jurado Interno:

Licda. Angela Gudelia Portillo de Pérez



Jurado externo:

Lic. José Luis Sierra Ortez



Ciudad Universitaria, San Salvador, febrero de 2025

**AUTORIDADES UNIVERSITARIAS
UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

RECTOR

M. SC. JUAN ROSA QUINTANILLA

VICE-RECTORA ACADÉMICA

DRA. EVELYN BEATRIZ FARFÁN

VICE-RECTOR ADMINISTRATIVO

M.SC. ROGER ARIAS

SECRETARIO GENERAL

LIC. PEDRO ROSALÍO ESCOBAR

FISCAL

LIC. CARLOS AMILCAR SERRANO

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMATICAS

DECANO

DR. LUIS ALBERTO PARADA GÓMEZ

VICE-DECANO

DR. JOSÉ NERYS FUNES TORRES

SECRETARIA

LICDA. ANGELA GUDELIA PORTILLO DE PÉREZ

DIRECTORA INTERNA ESCUELA DE BIOLOGÍA

LICDA. MILAGRO ELIZABETH SALINAS DELGADO

Ciudad Universitaria, San Salvador, febrero de 2025

DEDICATORIA

A mis padres y hermanas quienes me apoyaron a lo largo de mis estudios hasta la culminación de este proceso, a mis asesores quienes fueron un apoyo incondicional durante este trabajo, a mi ex compañeros y amigos de universidad quienes aportaron y fueron un apoyo en momentos de dudas e incertidumbres durante la carrera.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la fortaleza y sabiduría para superar los desafíos que se presentaron en mi camino y por brindarle un propósito a mi vida durante este trayecto.

ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN	xiv
I. INTRODUCCIÓN	15
II. OBJETIVOS	17
III. FUNDAMENTO TEÓRICO	18
3.1. Antecedentes	18
3.2. Cianobacterias	20
3.2.1. Historia evolutiva	20
3.2.2. Estructura y Organización Celular	21
3.2.3. Taxonomía	28
3.2.4. Fotosíntesis y fijación de nitrógeno	32
3.2.5. Reproducción	34
3.2.6. Ecología	35
3.2.7. Producción de toxinas	37
3.3. Floraciones de cianobacterias	39
3.3.1. Causas	40
3.3.2. Efectos sobre el ecosistema y la salud humana	42
IV. METODOLOGÍA	44
4.1. Descripción y ubicación del área de estudio	44
4.1.1. Clima	45
4.1.2. Hidrología	45
4.1.3. Riqueza ecológica	46
4.1.4. Bienes y servicios	47
4.1.5. Problemáticas ambientales	47
4.2. Fase de campo	48
4.2.1. Muestreo de cianobacterias	49
4.2.2. Parámetros físico-químicos	50
4.3. Fase de Laboratorio	51
4.3.1. Análisis de cianobacterias	51
4.3.2. Análisis de oxígeno por método de Winkler	55
4.4. Análisis de datos	56
4.4.1. Composición y abundancia	56

4.4.2.	Variabilidad espacial de la composición y abundancia	57
4.4.3.	Factores fisicoquímicos	58
V.	RESULTADOS.....	60
5.1.	Composición y abundancia.....	60
5.1.1.	A continuación, se presenta el registro fotográfico de cianobacterias donde se refleja orden, familia y género al que pertenecen las figuras.....	66
5.1.2.	Estimación de riqueza	73
5.1.3.	Abundancia.....	74
5.1.4.	Variabilidad espacial y temporal	77
5.2.	Factores fisicoquímicos	87
5.2.1.	Análisis de Componentes Principales.....	90
5.2.2.	Relación de las variables ambientales y biológicas.....	92
VI.	DISCUSIÓN.....	94
6.1.	Identificación taxonómica	94
6.2.	Composición y abundancia.....	95
6.3.	Variabilidad espacial y temporal	99
6.4.	Parámetros fisicoquímicos	101
VII.	CONCLUSIONES	105
VIII.	RECOMENDACIONES.....	107
IX.	BIBLIOGRAFÍA	108
ANEXOS.....		123

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Disposición básica de tilacoides en estructuras coccoides y tricomas con o sin heterocistos. Se presentan ejemplos de algunos géneros y/o especies con disposición tilacoidal según ilustraciones. 1. Disposición parietal; 2. Variación en longitud y disposición radial; 3. Disposición irregular de los tilacoides. Fuente: Komárek y Kastovský (2003).....	24
Tabla 2. Principales ordenes de cianobacterias incluidos en el sistema de nomenclatura actual, con sus principales familias y tipos de estructuras más comunes (Komárek J. <i>et al.</i> , 2014).	30
Tabla 3. Principales órdenes y géneros productores de toxinas. Fuente: Cirés Gómez y Quesada de Corral (2011).....	38
Tabla 4. Listado de cianobacterias encontradas en el embalse Cerrón Grande durante los meses de mayo-octubre de 2019 y enero-febrero de 2020. Un asterisco (*) hace referencia a los nuevos registros de cianobacterias para el país; dos asteriscos (**) hacen referencia a los nuevos registros de cianobacterias para el embalse Cerrón Grande.	60
Tabla 5. Comparación entre meses de muestreo de acuerdo al análisis ANOSIM. El texto marcado en rojo indica las comparaciones en las que no se detectaron diferencias significativas.	77
Tabla 6. Disimilaridad promedio en contribución porcentual de cada morfo-especie con respecto a su presencia y abundancia de acuerdo a los resultados del análisis SIMPER. Se tomaron en cuenta los porcentajes de disimilaridad arriba del 80% por considerarse más representativos, presentados en la tabla de mayor a menor porcentaje.	81
Tabla 7. Porcentaje de varianza explicado por cada uno de los componentes del PCA. El texto marcado en rojo indica los Eigen-valor con mayor valor de significancia.	90
Tabla 8. Correlación de puntajes de cada variable con los Componentes Principales (CP). El texto marcado en rojo indica las correlaciones más altas.	90
Tabla 9. Resultados del análisis BIO-ENV sobre la correlación entre la composición y abundancia de cianobacterias y las variables ambientales Tem: Temperatura (°C); pH; Sólidos Disueltos Totales; Sec: Secchi (cm); OD: Oxígeno Disuelto.....	93

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Morfología de cianobacterias modernas. A) unicelular, células libres, B) b1) colonias de células individuales delimitadas por un mucílago en común, b2) colonia de células distribuidas en un solo plano, C) filamentos no ramificados, c1) tricoma con vaina rígida, c2) tricoma sin vaina con célula necrídica, c3) tricoma sin vaina con células diferenciales, D) agregación de múltiples tricomas con una vaina en común, E) filamento con ramificaciones falsas, F) filamento con ramificaciones verdaderas. Fuente: Diseño propio..... 22

Figura 2. A) Filamento de *Dolichospermum* sp. con células vegetativas y heterocistos (flecha negra: heterocistos intercalares; flecha blanca: heterocistos terminales). B) filamento con dos células vegetativas (a la izquierda) y un heterocisto terminal (a la derecha) con flechas señalizando la estructura de unión de un heterocisto (nódulo polar). Fuente: Herrero, Stavans, y Flores, (2016). C) tricoma del género *Aphanizomenon* mostrando heterocistos intercalares. Fuente: fotografía propia. D) células de *Microcystis* cf. *wesenbergii* mostrando en su interior gránulos negruzcos (Aerótopo) señalizados con flechas rojas. Fuente: fotografía propia. E), F) y G) diferenciación de acinetos y heterocistos en filamentos de tres especies. (A) acinetos, (H) heterocistos, (V) célula vegetativa. Fuente: Wolk (1996). H) e I) acinetos con dos morfologías diferentes, ambos con contenido granular y engrosamiento de pared (más evidente en el literal "I"), pertenecientes a los géneros *Raphidiopsis* (izquierda) y *Dolichospermum* (derecha) Fuente: fotografías propias..... 27

Figura 3. A) y B) Tricomas con células necrídicas (señalado con flecha negra), consideradas un punto frágil de quiebre donde se formará una ruptura dando lugar a la formación de un hormogonio. Tricomas del género *Oscillatoria*. Fuente: fotografías propias. 34

Figura 4. Dinámica en una proliferación de cianobacterias; explica las condiciones adecuadas que permiten proliferación de cianobacterias. Fuente: Traducido de Paerl y Huisman (2009)..... 40

Figura 5. Ubicación del embalse Cerrón Grande, entre los departamentos de Chalatenango, San Salvador, Cuscatlán y Cabañas, El Salvador. Elaboración propia. 44

Figura 6. Ambas fotografías muestran el estado del embalse en los meses de noviembre y diciembre de 2019. La fotografía A fue tomada en noviembre de 2019, y la fotografía B fue tomada en diciembre de 2019, ambas desde la ciudad de Suchitoto. En las fotografías se aprecia el espejo de agua cubierto completamente por *Eichhornia crassipes*. A) fotografía propia. B) fotografía tomada por guarda recursos del MARN en el área. 48

Figura 7. Distribución de puntos de muestreo en el Embalse Cerrón Grande. Elaboración propia..... 49

Figura 8. A) red de fitoplancton de 20µm de poro para análisis cualitativo., B) frasco recolector de 500mL para análisis cuantitativo..... 50

Figura 9. A) Cámara Sedgewick-Rafter, B) Observación de muestras, haciendo uso de registros fotográficos y de dimensiones lineales tomadas previamente con una cámara añadida al microscopio invertido. 52

Figura 10. Cámara de recuento Sedgewick-Rafter. Proceso de vertido de la muestra. Fotografías propias. 53

Figura 11. Orden Chroococcales A) sp.1, B) sp.2, C) sp.3. D, E) *Aphanothece* sp. F) *Gloeothece* sp. G) *Johannesbaptistia* sp. H) *Asterocapsa* sp. I) *Chroococcus* cf. *turgidus*. J) *Chroococcus* sp.1, K) *Chroococcus* sp.2. L, M) *Gloeocapsa* sp. N) *Microcystis* cf. *aeruginosa*, Ñ) *Microcystis* cf. *botrys*, O) *Microcystis* cf. *flos-aquae*, P) *Microcystis* cf. *novacekii*, Q) *Microcystis* cf. *ichthyoblabe*, R) *Microcystis* cf. *paniformis*, S, T) *Microcystis* cf. *protocystis*, U, V) *Microcystis* cf. *wesenbergii*. 66

Figura 12. A) *Sphaerocavum* cf. *brasiliense*. Orden Oscillatoriales. B) sp.1, C) sp.2, D) sp.3, E) sp.4. F) *Borzia* sp. G) *Geitlerinema* sp. H) *Komvophoron* sp. I) *Oxynema* sp.1, J) *Oxynema* sp.2. K) *Planktothrix agardhii*, L), M) *Planktothrix* cf. *suspensa*, N), Ñ) *Planktothrix* cf. *rubescens*, O) *Planktothrix isothrix* P) *Planktothrix* sp. Q) *Tychonema* sp. R) *Limnoraphis* sp1, flecha señalizando vaina mucilaginoso firme, S) *Limnoraphis* sp.2, T, U) *Limnoraphis* cf. *birgei*, flecha señalizando vaina mucilaginoso firme. 67

Figura 13. A) *Oscillatoria* cf. *anguina*, B) *Oscillatoria* cf. *curviceps* C) *Oscillatoria limosa*, D) *Oscillatoria* cf. *Tenuis* E) *Oscillatoria* sp.1, F) *Oscillatoria* sp.2, G, H) *Oscillatoria* sp.3, flecha señalizando célula terminal con caliptra, I) *Phormidium* cf. *tergestinum*, J) *Phormidium* sp1, K) *Phormidium* sp.2, L) *Phormidium* sp.3. Orden spirulinaceae M) *Glaucospira* sp. N) *Spirulina subsalsa*. Ñ) *Spirulina* sp.1, O) *Spirulina* sp.2, P) *Spirulina* sp.3, Q) *Spirulina* sp4, R) *Spirulina* sp.5. Orden Nostocales. S, T y U) Sp.1. T) flechas señalizando acinetos, V) *Anabaenopsis* sp., flechas señalizando heterocistos en ambos extremos del tricoma..... 68

Figura 14. A, B) *Aphanizomenon* cf. *flos-aquae*, C) *Aphanizomenon* sp.1, D) *Aphanizomenon* cf. *gracile*, E) *Aphanizomenon* cf. *ovalisporum*. F, G) *Dolichospermum* cf. *circinale*. H) *Dolichospermum* cf. *viguieri*, I, J) *Dolichospermum* cf. *Compactum*, flecha señalizando acineto, K, L) *Dolichospermum* sp.1, M) *Dolichospermum* sp.2, N) *Dolichospermum* sp.3, Ñ) *Dolichospermum* sp.4. O) *Dolichospermum* sp.5 P),Q) *Sphaerospermopsis torques-reginae*, P) heterocisto en medio de dos acinetos, Q) flechas negras señalizando acinetos y fechas blancas señalizando heterocistos. 69

Figura 15. A) *Raphidiopsis* cf. *curvata*, B–J) *Raphidiopsis raciborskii*, variedad morfológica, mostrando heterocistos y algunos tricomas, C) flechas señalizando heterocistos terminales, J) señalizando acinetos continuos, K–M) *Raphidiopsis* cf.

mediterránea, variedad morfológica, mostrando acinetos en algunos tricomas K) señalizando heterocistos, N) *Raphidiopsis* sp. Ñ,O) *Isocystis* sp. Orden Synechococcales P,Q) *Coelomoron* cf. *tropicale* R) *Coelosphaerium* sp. S, T) *Heteroleibleinia* sp. Flechas señalizando el filamento de *Heteroleibleinia* sp. añadida a la diatomea *Aulacoseira*, U) *Planktolyngbya limnetica*, flecha señalizando vaina mucilaginosa firme..... 70

Figura 16. A) *Leptolyngbya* sp.1, B) *Leptolyngbya* sp.2, C) *Leptolyngbya* sp.3, D) *Leptolyngbya* sp.4, E) *Romeria* cf. *elegans*, F) *Romeria* cf. *leopoliensis* G) *Romeria* cf. *hieroglyphica*, H) *Romeria* cf. *victoriae*, I) *Romeria* sp.1, J) *Romeria* sp.2, K) *Aphanocapsa* sp.1, L) *Aphanocapsa* sp.2, M) *Aphanocapsa* sp.3, N) *Aphanocapsa* sp.4 Ñ) *Aphanocapsa* sp.5, O) *Aphanocapsa* sp.6, P) *Aphanocapsa* sp.7, Q) *Aphanocapsa* cf. *annulata*, R) *Aphanocapsa* cf. *koordersii*, S) *Aphanocapsa* cf. *delicatissima*, T) *Aphanocapsa* cf. *incerta*, U) *Aphanocapsa* planctónica, V) *Limnococcus* cf. *limneticus* W) *Microcrocis* cf. *pulchella*..... 71

Figura 17. A) *Merismopedia tenuissima*, B) *Merismopedia* cf. *ferrophila* C) *Merismopedia* sp., D) *Synechococcus* sp. E) *Jaaginema* sp.1, F) *Jaaginema* sp.2, G) *Jaaginema* sp.3, H, I) *Limnothrix* cf. *guttulata*, J) *Limnothrix* cf. *redekei* K) *Limnothrix* sp. L) *Pseudanabaena* cf. *papillaterminata*, M) *Pseudanabaena* cf. *moniliformis* N) *Pseudanabaena* cf. *limnetica* Ñ) *Pseudanabaena* cf. *galeata* O-Q) *Pseudanabaena mucicola*, tricomas rodeando colonia de *Microcystis* cf. *aeruginosa*. R) *Pseudanabaena* cf. *minima*, S) *Pseudanabaena* sp.1, T) *Pseudanabaena* sp.2 U) *Wolskyella* sp.1, V) *Wolskyella* sp.2. W) *Cyanogranis libera*. 72

Figura 18. Curva de acumulación de especies para distintos estimadores de riqueza a partir de 71 eventos de muestreos en el Embalse Cerrón Grande, entre mayo-octubre de 2019 a enero-febrero 2020. "Sobs": riqueza observada. 73

Figura 19. Abundancias relativas promedio de las morfo-especies registradas en el embalse Cerrón Grande durante el período de muestreo. La gráfica hace referencia solamente a las especies más abundantes..... 75

Figura 20. Abundancias promedio registradas del complejo *Microcystis aeruginosa* durante el periodo de estudio. En el resto de los meses sin observación. 76

Figura 21. Diagrama nMDS basado en la composición y abundancia de cianobacterias durante los meses de muestreo en el embalse Cerrón Grande. Los números en cada símbolo hacen referencia a los puntos de muestreo. 79

Figura 22. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de mayo de 2019..... 83

Figura 23. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de junio de 2019. 83

Figura 24. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de julio de 2019.	84
Figura 25. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de agosto de 2019.....	84
Figura 26. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de septiembre de 2019.....	85
Figura 27. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de octubre de 2019.	85
Figura 28. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de enero de 2020.	86
Figura 29. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de febrero de 2020.....	86
Figura 30. Promedios mensuales de los parámetros fisicoquímicos registrados en el embalse Cerrón Grande durante el período de muestreo. Los números sobre las líneas significan los valores promedios mensuales registrados durante los ocho meses de estudio.....	87
Figura 31. Representación gráfica de barras y bigotes. Registro de cada variable ambiental tomada durante los muestreos. Las letras hacen referencia a cada variable y los puntos de colores al punto de muestreo.	89
Figura 32. Plano de ordenamiento generado por el Análisis de Componentes Principales, basado en una matriz de correlación con información de 143 muestras recolectadas en el embalse Cerrón Grande y cinco variables fisicoquímicas registradas durante el estudio. Los números en cada símbolo hacen referencia a los puntos de muestreo.....	92

RESUMEN

La presente investigación se llevó a cabo en el embalse Cerrón Grande, ubicado entre los departamentos de Chalatenango, San Salvador, Cuscatlán y Cabañas, durante mayo a octubre de 2019 y de enero a febrero de 2020, con el fin de determinar la variación temporal en la composición y abundancia de cianobacterias y su relación con los parámetros fisicoquímicos. Se establecieron 9 puntos de muestreo a lo largo del embalse y en cada uno se tomó una muestra subsuperficial a una profundidad aproximada de 30cm, para análisis cuantitativo y una muestra de red por arrastre vertical a una profundidad aproximada de un metro, para análisis cualitativo. Además, en cada punto se midieron las variables temperatura (°C), pH, oxígeno disuelto, profundidad del disco secchi y sólidos disueltos totales. Se identificaron 41 géneros y 125 morfo-especies de cianobacterias, con representatividad de muestreo aceptable. La composición de cianobacterias fue variable en tiempo y espacio durante el estudio, dominando las especies Chroococcales sobre las filamentosas en la mayoría de las muestras; la abundancia total de cianobacterias se encontró por encima de 1000cél.mL^{-1} en todos los puntos, durante los ocho meses de muestreo, con dominancia de la especie *Chroococcus* sp2, con máximos de 5,000,000 cél/mL en mayo y mínimos de 464 cél/mL en octubre; en mayo de 2019 y enero de 2020, se observó la proliferación de la morfo-especie *Microcystis*. Las correlaciones sugieren una relación positiva en el aumento de biomasa de cianobacterias y las variables temperatura (°C) y pH, que, a su vez, aumentan la concentración de oxígeno disuelto en el agua. Esta investigación aporta nuevos registros de cianobacterias de agua dulce para el país y para el embalse Cerrón Grande, generando información de importancia en aspectos preventivos y ecológicos de las proliferaciones algales en la zona, lo cual se espera sea una base para futuras investigaciones.

I. INTRODUCCIÓN

Las cianobacterias se consideran organismos procariotas fotosintéticos con amplia capacidad de adaptación, dado a que algunos grupos pueden colonizar cualquier ecosistema gracias a estructuras especializadas que les permiten adaptarse a diferentes condiciones. Tienen mayor representatividad de especies en cuerpos de agua dulce, en su mayoría, como parte del fitoplancton (Bonilla, 2009; Saad y Atia, 2014).

En ecosistemas acuáticos la productividad del fitoplancton se encuentra vinculada a la intensidad lumínica solar, temperatura y disposición de nutrientes en el agua (Velasco, *et al.*, 2009). Si gradualmente la entrada de nutrientes en el medio aumenta, se puede catalogar como un cuerpo de agua rico en nutrientes o eutrofizado. El enriquecimiento de nutrientes puede ser provocado por acciones antrópicas, como la agricultura (uso de fertilizantes e insecticidas), ganadería, acuicultura, actividades recreativas, descarga de residuos, entre otros, que son vertidos o arrastrados a los cuerpos de agua por diferentes medios (Codd, 2000). Los nutrientes nitrogenados y fosfatos, aceleran la proliferación de algunas algas fitoplanctónicas, principalmente de la comunidad de cianobacterias; a este aumento de biomasa se le conoce como bloom o floraciones de cianobacterias (Paerl, *et al.*, 2001; Álvarez, 2015).

Las floraciones de cianobacterias pueden ser percibidas por desprendimiento de partículas productoras de olores y sabor desagradables, hipoxia y/o cambios en la coloración del espejo de agua, sin embargo no todas las floraciones son visibles, pues se pueden presentar de forma dispersa, acumuladas o a diferentes niveles en la columna de agua (De León, 2002).

Estas floraciones pueden alterar el ciclo normal de un cuerpo de agua al interrumpir el desarrollo natural de estos ecosistemas, y por el posible surgimiento de grupos productores de cianotoxinas. La toxicidad de ciertos grupos ocasiona daños en la salud de organismos acuáticos y terrestres, volviéndose de igual manera, una

amenaza para los habitantes que circundan los ecosistemas acuáticos y dependen de sus bienes y servicios para su subsistencia (Bonilla, 2009; Merel, *et al.*, 2013; Bicudo, *et al.*, 2016).

En nuestro país, se han reportado proliferaciones de cianobacterias en diversos ecosistemas acuáticos de agua dulce, como en el lago de Coatepeque (LABTOX-UES, 2022), lago de Güija (LABTOX-UES, 2022), embalse Cerro Grande (LABTOX-UES, 2022; LABTOX-UES, 2023), entre otros, que presentaron riesgo de moderado/alto para zonas recreativas, pudiendo causar principalmente irritaciones en la piel y/o enfermedades gastrointestinales.

El embalse Cerrón Grande se considera un humedal de importancia nacional en la conservación de especies nacionales y migratorias, por su rica diversidad biológica y por sus servicios ecosistémicos. El presente trabajo pretende generar información de utilidad para futuras investigaciones, donde se puedan abordar diversos temas vinculados a las cianobacterias, como la contaminación, eutrofización, cianotoxinas etc. y que a su vez sea un aporte para el surgimiento de propuestas de manejo y prevención que puedan beneficiar tanto a pobladores, como a la flora y fauna de las islas flotantes, bosque que rodean el espejo de agua y al ecosistema acuático del área.

II. OBJETIVOS

Objetivo general

Caracterizar la composición y abundancia de cianobacterias y su relación con los factores físico-químicos en el embalse Cerrón Grande.

Objetivos específicos

- Determinar la composición y abundancia de cianobacterias en el embalse Cerrón Grande durante el período de muestreo.
- Describir la variabilidad espacial de la composición y abundancia de cianobacterias.
- Relacionar los parámetros fisicoquímicos con la abundancia y composición de cianobacterias en el embalse Cerrón Grande.

III. FUNDAMENTO TEÓRICO

3.1. Antecedentes

A nivel regional, en Costa Rica los estudios de cianobacterias en agua dulce se han basado principalmente en plantas de tratamientos de agua como lo mencionan Peinador (1994) y Sánchez (2020), en sus estudios, destacando como el aumento de la eutrofización por la contaminación del agua y el cambio climático han provocado que la proliferación de cianobacterias sea cada vez más frecuente.

En Guatemala se han registrado en el Lago Atitlán cianobacterias potencialmente tóxicas, Rejmánková *et al.*, (2011) y Harvey (2012), mencionan que este lago es uno de los más importantes en América Central, del que dependen muchas familias (entre ellos pueblos indígenas) como su principal fuente de vida y sustento; actualmente enfrenta serios problemas con el aumento de la contaminación del agua del que se vincula las proliferaciones de cianobacterias.

En Nicaragua González, Ahlgren y Ahlgren, (2000) registraron de enero a noviembre del año 2000 en las lagunas Cocibolca, Xolotlán, Masaya y Tiscapa, fluctuaciones temporales de especies fitoplanctónicas con énfasis en cianobacterias. En la laguna Cocibolca se observó dominancia de cianobacterias filamentosas durante el periodo de muestreo en temporada seca. En la laguna Xolotlán, reportaron dominancia de especies Chroococales en época lluviosa, en cambio en las lagunas Masaya y Tiscapa, registraron dominancia de cianobacterias Chroococales en la época seca, seca-transicional, de las cuales hubo un descenso de cianobacterias filamentosas.

En El Salvador, el Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales a través del “Plan Nacional de Gestión Integrada del Recurso Hídrico en El Salvador con énfasis en zonas prioritarias” (MARN, 2017, modificado en enero de 2021), destacó el importante papel que cumplen los recursos hídricos en el desarrollo económico sustentable para el país, por los diversos usos del agua, reconociendo el impacto generado a causa del cambio climático y la contaminación.

La degradación que presentan los cuerpos de agua en el país genera problemas en la salud y el desarrollo económico de comunidades enteras que dependen de estos recursos para generar ingresos, como atracción turística, extracción de productos alimenticios, entre otros; de igual manera resulta perjudicada la flora y fauna aledañas o que residen en estos ecosistemas. Por este motivo a través del plan integral lanzado por el MARN, se busca implementar medidas para recuperar los recursos acuáticos de importancia ecológica, económica, social y cultural, mitigando o disminuyendo su degradación.

Los reportes de floración de cianobacterias suelen ser recurrentes en ciertos períodos del año, principalmente en cuerpos de agua dulce como en el lago de Coatepeque (LABTOX-UES, 2022), lago de Güija (LABTOX-UES, 2022), embalse Cerro Grande (LABTOX-UES, 2022; LABTOX-UES, 2023), laguna de Olomega (LABTOX-UES, 2024), entre otros. Los estudios de estos organismos procariotas son escasos y se han enfocado en la zona centro y occidente del país, por lo que se cuenta con poca información de las cianobacterias presentes en ecosistemas de agua dulce de importancia a nivel nacional.

Espinoza y Quintanilla (2013), reportaron a las cianobacterias *Microcystis aeruginosa* y *Planktothrix cf. agardhii*, ambas conocidas por otros autores como causantes de floraciones nocivas. Estas cianobacterias fueron encontradas en un cuerpo de agua salobre y descritas en el Atlas de Fitoplancton Marino, sin embargo, también se desarrollan en cuerpos de agua dulce.

Estrada y Menjivar (2013), realizaron un estudio donde se recolectaron muestras de los ríos Torola, Titihuapa y Jiboa. En el río Torola se identificó a la especie *Nostochopsis lobatus*, en río Titihuapa los géneros *Oscillatoria*, *Nostoc*, *Anabaena* y *Gloeotrichia cf. echinulata* y en río Jiboa a los géneros *Oscillatoria*, *Nostoc* y *Chroococcus*. Resaltaron la importancia del estudio de estos organismos por su valor ecológico y porque su presencia en el ecosistema podría resultar perjudicial al ser productoras de cianotoxinas.

Olivares Pávez (2013), en su estudio describió la abundancia y distribución de cianobacterias de los géneros *Microcystis* sp, *Anabaena* sp, y *Oscillatoria* sp. y su relación con los parámetros físico-químicos en el Lago de Ilopango durante el período de noviembre 2012 a febrero 2013. En este periodo de tiempo observó que la proliferación de cianobacterias en el lago era escasa en época seca, a comparación de la época lluviosa, llegando a la conclusión que, a causa de las bajas concentraciones de nitrógeno con relación a la escasez de lluvia, evita la llegada de nutrientes por lixiviación al ecosistema acuático. Los factores físico-químicos medidos durante el estudio, no presentaron relación estrecha que contribuyera como un factor determinante en la proliferación de las cianobacterias de interés.

Aguillón C. G. (1995), realizó un estudio en la zona 1 del distrito de riego de Zapotitán para conocer la relación del fitoplancton incluyendo las cianobacterias, con la calidad físico-química del agua. Para la toma de muestras seleccionó zonas con alto uso del agua para consumo humano, domestico, extracción de organismos acuáticos, producción pesquera y uso para riego. Como resultado se obtuvo que en época lluviosa hubo una mayor abundancia y diversidad de fitoplancton, a causa de la lixiviación por lluvias, y arrastre de ríos que trasladan gran cantidad de nutrientes provenientes la actividad agrícola, por tanto, los fertilizantes aplicados a los cultivos llegan al cuerpo de agua aumentando la proliferación algal.

3.2. Cianobacterias

3.2.1. Historia evolutiva

Las cianobacterias, antes conocidas como algas azules, pertenecen a los organismos más antiguos del planeta, que poseen característica compartidas tanto de bacterias como de algas eucariotas. Su aparición y desarrollo fue el evento evolutivo que cambió la historia de la tierra. Su origen se remonta al período precámbrico aproximadamente hace 3500 millones de años, aunque algunos autores estiman que pudieron haber surgido mucho antes al ser importantes productores primarios en los océanos del mundo (Knoll, 2008).

Las cianobacterias han sido comúnmente preservadas por precipitación de minerales a través del tiempo (Bartley, 1996). En descubrimientos de fósiles solidificados en rocas sedimentadas del Proterozoico, se dieron a conocer registros evolutivos de la filogenia de las cianobacterias, haciendo constar que en los océanos del Proterozoico había tanto diversidad como abundancia de estos organismos, permitiendo la formulación de diversas hipótesis sobre la evolución de la fotosíntesis oxigénica y sobre la distribución, morfología, desarrollo y comportamiento de las cianobacterias (Knoll y Golubic, 1992; Knoll, 2008).

Según una de las tantas hipótesis planteadas, un ancestro en común de las cianobacterias actuales, desarrolló la capacidad bioquímica de utilizar el agua como fuente de electrones utilizando clorofila a, del cual surgieron evolutivamente los cloroplastos de las algas eucariotas por medio de endosimbiosis, dando lugar a una atmósfera oxigénica a través de procesos fotosintéticos (Raven y Allen, 2003; Knoll, 2008; Bonilla, 2009).

Actualmente las cianobacterias aún son objeto de estudio y de controversia relacionado a su surgimiento, evolución y antigüedad, y continúan siendo uno de los grupos más dominantes en la biósfera (Margulis, Dolan, y Dolan, 2002; Vasconcelos, 2006; Knoll, 2008; Bonilla, 2009).

3.2.2. Estructura y organización celular

Las cianobacterias son organismos unicelulares envueltos en una membrana plasmática externa rica en enzimas, que se encuentra rodeada por una pared celular bacteriana Gram-negativa. Estas se comunican entre células vecinas a través de microporos ubicados en la pared transversal de la célula, permitiéndoles también la transferencia de flujos (Hoiczuk y Hansel, 2000).

En relación con otros procariotas, las cianobacterias poseen células más grandes y una morfología compleja, según el grupo al que pertenezcan y el ecosistema que colonicen, compartiendo estructuras de origen bacteriano y algal (Anexo 1). Se encuentran distribuidas en el cuerpo de agua en forma solitaria,

agrupadas en colonias o formando filamentos; las formas filamentosas multicelulares se denominan tricomas. En los filamentos se pueden observar ramificaciones falsas o verdaderas (Figura 1), manteniendo las colonias unidas por medio de secreción de mucílago o vainas firmes (Knoll, 2008; Bonilla, 2009; Pineda-Mendoza *et al.*, 2011; Whitton y Potts, 2012)

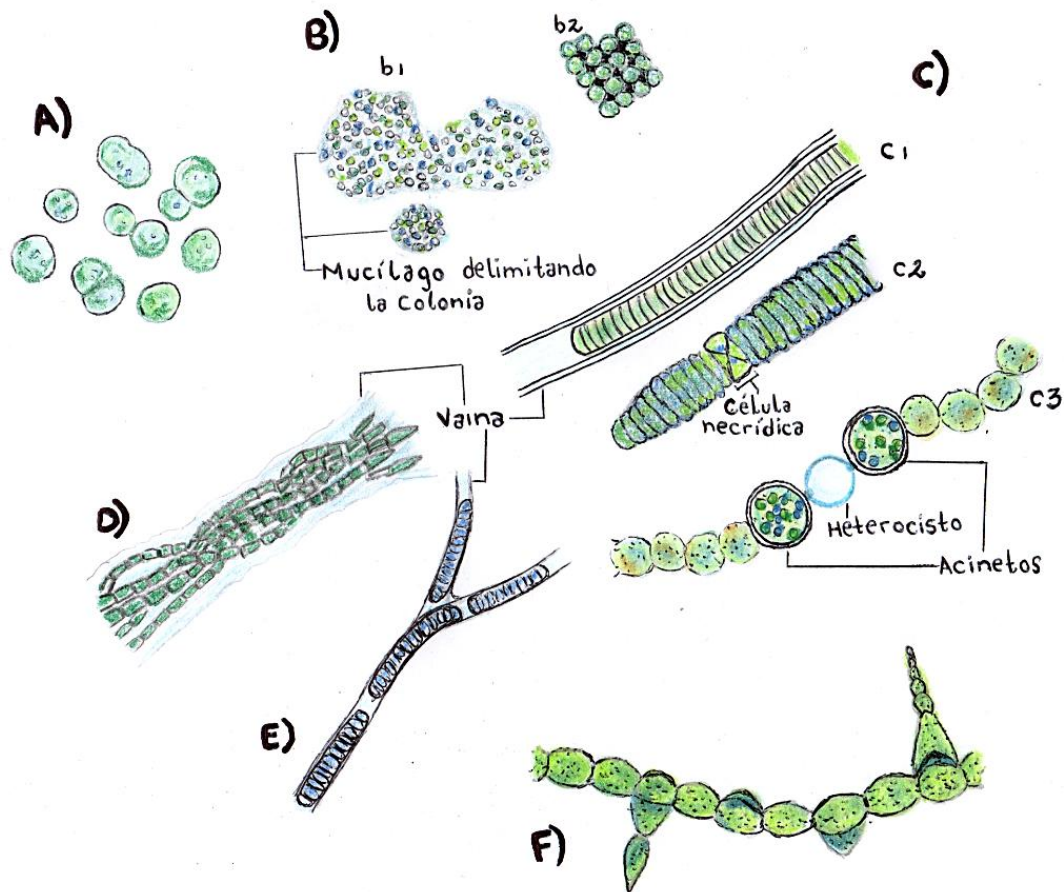


Figura 1. Morfología de cianobacterias modernas. **A)** unicelular, células libres, **B)** b1) colonias de células individuales delimitadas por un mucílago en común, b2) colonia de células distribuidas en un solo plano, **C)** filamentos no ramificados, c1) tricoma con vaina rígida, c2) tricoma sin vaina con célula necrótica, c3) tricoma sin vaina con células diferenciales, **D)** agregación de múltiples tricomas con una vaina en común, **E)** filamento con ramificaciones falsas, **F)** filamento con ramificaciones verdaderas. Fuente: Diseño propio.

Poseen estructuras intracelulares de importancia para su funcionamiento dentro del ecosistema, entre las que se encuentran los carboxisomas necesarios para la fijación de CO₂, gránulos de cianoficina como unidades de almacenamiento de nitrógeno, gránulos de glucógeno, inclusiones lipídicas y cuerpos de polifosfato (Colyer *et al.*, 2005).

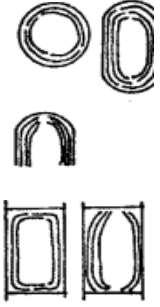
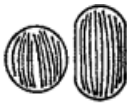
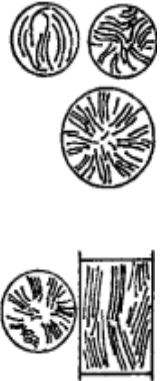
Además, contienen proteínas supramoleculares conocidas como ficobilisomas, los cuales son complejos de clorofila a, proteínas, carotenoides entre otros, dispuestos en filas y acoplados a partículas del fotosistema II. La función de las ficobilisomas es servir como estructuras de captación de luz, comprendiendo dos tipos generales de proteínas: 1) las ficobiliproteínas de colores brillantes y en su mayor parte incoloras y 2) las fitobiliproteína solubles en agua y ácidas (Colyer *et al.*, 2005).

Las ficobiliproteínas capturan la energía lumínica que luego es transferida a la clorofila a, durante el proceso fotosintético, por medio de una estructura adherida a la superficie de los tilacoides asociada al fotosistema II (Colyer *et al.*, 2005). Estas se encuentran organizadas en tres capas de pigmentos (ficoeritrina, ficocianina y aloficocianina) facilitando la transferencia de energía lumínica captada hacia el centro de reacción localizado en la membrana del tilacoide (Colyer *et al.*, 2005; Liberton *et al.*, 2012). El color característico verde azulado de las cianobacterias, se debe a estos pigmentos y a sus propiedades de absorción de luz (Liberton *et al.*, 2012).

Los tilacoides con formas de sacos aplanados, son independientes de la membrana interna; su organización dentro de la célula está influenciada como una respuesta a estímulos ambientales como la luz y la temperatura, ocasionando la expansión o contracción del sistema de la membrana (Liberton *et al.*, 2012).

Algunos grupos pueden clasificarse según la presencia o ausencia de tilacoides, disposición de los tilacoides (Tabla 1) y presencia de células diferenciales (Hoffmann, Komárek, y Kastoyský, 2005).

Tabla 1. Disposición básica de tilacoides en estructuras coccoides y tricomas con o sin heterocistos. Se presentan ejemplos de algunos géneros y/o especies con disposición tilacoidal según ilustraciones. 1. Disposición parietal; 2. Variación en longitud y disposición radial; 3. Disposición irregular de los tilacoides. Fuente: Komárek y Kastovský (2003).

Tipo de estructura	Formas coccoidales	Formas filamentosas	Formas filamentosas con heterocistos	
1 	<i>Cyanobium</i>	<i>Romeria</i>	Pseudanabaenaceae	
	<i>Synechococcus</i>	<i>Pseudanabanena</i>		
	<i>Aphanothece</i> (célula pequeña)	<i>Planktolyngbya</i>		
	<i>Cyanodictyon</i>	<i>Limnothrix</i>		
	<i>Synechocystis</i> p.p.	<i>Leptolyngbya</i>		
	<i>Merismopedia</i>	<i>Arthronema</i>		
	<i>Geitleribactron</i>	<i>Geitlerinema</i>		
	<i>Cyanophanon minus</i>	exocitos		<i>Schizothrix</i>
	<i>Chamaesiphon confervicola</i>	exocitos		<i>Schizothrix</i>
2 	<i>Cyanobacterium</i>			
	<i>Stichosiphon willei</i>			
3 	<i>Synechocystis</i> p.p.	<i>Komvophoron</i>	Phormidiaceae Nostocales Stigonematales	
	<i>Microcystis</i>			
	<i>Aphanothece</i> (célula pequeña)			
	<i>Chroococcus</i>	<i>Tychonema</i>		
	<i>Cyanothece aeruginosa</i>			
	<i>Chamaesiphon polymorphus</i>	exocitos		<i>Trichodesmium</i>
	<i>Chamaesiphon subglobosus</i>	exocitos		<i>Microcoleus</i>
	<i>Stanieria cyanosphaera</i>	baecitos		<i>Phormidium</i>
<i>Chroococciopsis</i>	baecitos	<i>Oscillatoria</i>		
		<i>Blennothrix</i>		

Las células diferenciales son cambios morfológicos que ocurren en los tricomas a partir de células vegetativas (Dextro y Martins M., 2018), entre las que se encuentran:

Heterocistos: Son células de morfología variada y contenido homogéneo, presente en el orden Nostocales, cuya función es fijar el nitrógeno atmosférico, creando las condiciones intracelulares necesarias para evitar el mínimo contacto con el oxígeno, en cuya presencia la enzima encargada de la fijación de nitrógeno no podría actuar.

Se desarrolla a partir de células vegetativas en posición intercalar o terminal en el tricoma y se conectan desde el extremo de las células o con acinetos antiguos mediante un poro especial denominado nódulo polar, estos pueden estar o no rodeados por una vaina evidente. Su posición en el tricoma y su ubicación con respecto a los acinetos (se encuentren o no presentes), es utilizado a la hora de identificar a las especies; su presencia es notoria en ambientes con déficit de nitrógeno (Figura 2).

Acinetos: Presentes en el orden Nostocales; de formas y tamaños variables con contenido granular. Estas células brindan resistencia por engrosamiento de la pared celular y la acumulación de reservas, también permiten la reproducción por medio del crecimiento de tricomas cuando las condiciones son favorables.

Los acinetos se visualizan bajo condiciones de estrés ambiental como períodos muy fríos o secas, relacionado también al déficit de fósforo. Se toma en cuenta su morfología, posición en el tricoma y el distanciamiento con los heterocistos para la identificación de las especies (Figura 2).

Aerótopo: Se desarrollan dentro de las células, son estructuras solitarias o agrupadas formadas por proteínas tubulares rígidas que contienen gas, por lo que se les conoce como “vesículas de gas” (Figura 2) (Bonilla, 2009). La presión intracelular por síntesis de carbohidratos provoca el colapso de la vesícula de gas y el hundimiento de colonias o filamentos, las cuales, al encontrarse en zonas con luz

tenue, logran mantenerse en flotabilidad media, dando lugar a la formación de nuevas vesículas que las llevarán nuevamente a la superficie; de igual manera, la intensidad lumínica, puede conducir al colapso de las vesículas debido a un aumento en la presión de turbulencia y una mayor acumulación de productos fotosintéticos, por lo que la luz se considera un factor importante en la regulación de flotabilidad en cianobacterias (Huisman *et al.*, 2004; Bonilla, 2009; Paerl y Huisman, 2009; Paerl y Paul, 2012; Peperzak, 2013).

La función de estas vesículas es regular la posición de las cianobacterias en la columna de agua, favoreciendo la exposición a la luz y el acceso a zonas con mayor disponibilidad de nutrientes, brindándoles ventaja sobre otras especies que compiten por los mismos recursos (Bonilla, 2009; Fiorda, 2014). Su presencia, abundancia y ubicación dentro de la célula, es utilizado como carácter para la identificación y clasificación taxonómica.

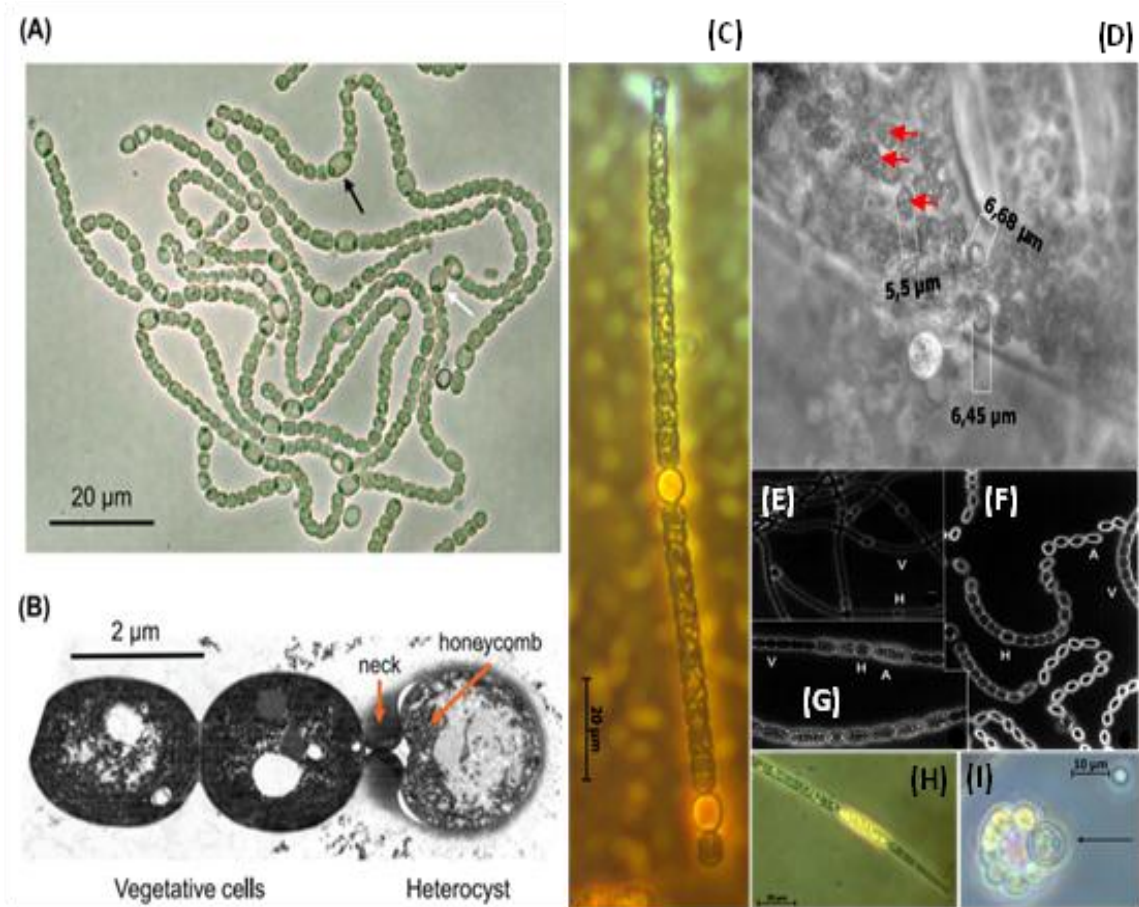


Figura 2. A) Filamento de *Dolichospermum* sp. con células vegetativas y heterocistos (flecha negra: heterocistos intercalares; flecha blanca: heterocistos terminales). **B)** filamento con dos células vegetativas (a la izquierda) y un heterocisto terminal (a la derecha) con flechas señalizando la estructura de unión de un heterocisto (nódulo polar). Fuente: Herrero, Stavans, y Flores, (2016). **C)** tricoma del género *Aphanizomenon* mostrando heterocistos intercalares. Fuente: fotografía propia. **D)** células de *Microcystis* cf. *wesenbergii* mostrando en su interior gránulos negruzcos (Aerótopo) señalizados con flechas rojas. Fuente: fotografía propia. **E), F)** y **G)** diferenciación de acinetos y heterocistos en filamentos de tres especies. (A) acinetos, (H) heterocistos, (V) célula vegetativa. Fuente: Wolk (1996). **H)** e **I)** acinetos con dos morfologías diferentes, ambos con contenido granular y engrosamiento de pared (más evidente en el literal "I"), pertenecientes a los géneros *Raphidiopsis* (izquierda) y *Dolichospermum* (derecha) Fuente: fotografías propias.

3.2.3. Taxonomía

Las cianobacterias son consideradas por algunos autores como bacterias fotosintéticas oxigénicas Gram-negativas, por lo que durante años ha existido polémica entre los taxónomos sobre el sistema en el cual debe regirse la clasificación de cianobacterias, tomando en cuenta aspectos como la diversidad y variabilidad morfológica, al presentar estructuras de naturaleza bacteriana y algal (Komárek J. *et al.*, 2014; Fiorda, 2014).

Durante algún tiempo se reconoció que el sistema de nomenclatura bacteriana no era apto para la clasificación de cianobacterias modernas, razón por la cual, los especímenes registrados se catalogaron bajo las reglas de nomenclatura botánica con algunas excepciones (Komárek J. *et al.*, 2014). Sin embargo, a causa de desigualdades entre la morfología de algunos organismos relacionado al hábitat en el que se desarrollan, se propuso utilizar ambos códigos de nomenclatura (Komárek J., 2016).

Actualmente diversos autores se basan en la clasificación polifásica para denominar grupos de cianobacterias, ya que reconoce factores genéticos, ecológicos (adaptaciones a condiciones específicas) y morfológicos. Por esta razón aun no existen reglas de nomenclatura universalmente aceptadas para su clasificación (Hoffmann, Komárek, y Kastoyský, 2005; Komárek J., 2006; Cirés Gómez y Quesada de Corral, 2011; Loza, 2011).

El término “taxonomía polifásica” lo introdujo por primera vez Colwell (1970) con el objetivo de generar en procesos sistemáticos, clasificaciones basadas en un consenso de datos recopilados, donde se pudieran aplicar todos los métodos disponibles, incluyendo datos fenotípicos y genómicos.

Para clasificar de forma correcta a estos microorganismos, se recomienda la aplicación de técnicas moleculares a las especies y sus genotipos, obteniendo de este modo, una combinación entre identificación morfológica y molecular más precisa (Komárek J. , 2006). Por medio de las características morfológicas, se puede conocer

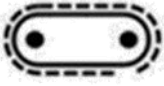
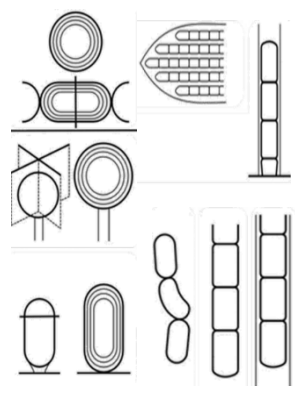

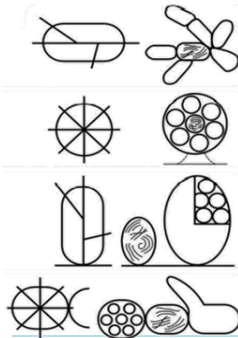

la diversidad de cianobacterias en un ecosistema acuático, en cambio, la evaluación molecular, permite conocer su genotipo y su distribución en un ecosistema, relacionado a los cambios que pueden ocurrir en las especies por las condiciones del medio donde se encuentran (Komárek J. , 2006).

Desde la última revisión taxonómica en 2014 hasta 2021, se ha descrito al menos 273 especies de 140 géneros de cianobacterias, estos taxones se ubicaron principalmente en órdenes y familias previamente definidas, aunque se propusieron familias nuevas, sin embargo la clasificación de la mayoría de los taxones todavía se basa en relaciones jerárquicas heredadas de la taxonomía morfológica clásica. Del mismo modo, los órdenes polifacéticos como Synechococcales y Oscillatoriales, se dejaron sin cambios (Strunecký, Pavlovna, y Mareš, 2023).

Hoffmann, Komárek, y Kastoyský (2005), propusieron el reconocimiento de cuatro subclases que se reconocen en el sistema de nomenclatura actual, los cuales son: Gloeobacteriophycidae, Synechococcophycidae, Oscillatoriophycidae y Nostocophycidae.

En cuanto a los órdenes de cianobacterias incluidas en el sistema de nomenclatura actual están las Gloeobacterales, Synechococcales, Spirulinales, Chroococcales, Pleurocapsales, Oscillatoriales, Chroococciopsidales y Nostocales (Komárek J. *et al.*, 2014), que se describen en la siguiente tabla (Tabla 2).

Tabla 2. Principales ordenes de cianobacterias incluidos en el sistema de nomenclatura actual, con sus principales familias y tipos de estructuras más comunes (Komárek J. *et al.*, 2014).

Orden	Descripción General	Principales familias	Tipos de estructuras- Disposición de tilacoides
Gloeobacterales	Con una posición taxonómica independiente en la base de todas las cianobacterias. Carecen de tilacoides; con gránulos polares	Gloeobacteraceae	
Synechococcales	Más de setenta géneros y más de novecientas especies descritas. Con formas coloniales y filamentosas. Con tilacoides parietales.	Synechococcaceae	
		Merismopediaceae	
		Prochloraceae	
		Coelosphaeriaceae	
		Acaryochloridaceae	
		Chamaesiphonaceae	
		Romeriaceae	
		Pseudanabaenaceae	
		Leptolyngbyaceae	
		Schizotrichaceae	
		Heteroleibleiniaceae	
Spirulinales	Caracterizada por la presencia de tricomas enroscados en forma de tornillos, con cincuenta y ocho especies descritas hasta el momento. Con tilacoides parietales	Spirulinaceae	
Pleurocapsales	Con cuatro familias registradas, es considerado un grupo monofilético, con un número grande de géneros sin datos secuenciales y más de doscientas especies descritas. Tilacoides irregulares	Hydrococcaceae	
		Dermocarpellaceae	
		Xenococcaceae	
		Hyellaceae	
Chroococciopsidales	Con un género descrito; asociadas a las pleurocapsales, en su mayoría en hábitats extremos, con dieciocho especies descritas. Tilacoides irregulares	Chroococciopsidales	

Chroococcales	El orden se ha reducido considerablemente. Se incluyen solamente los cocoides que tienen una disposición tilacoidal maso menos irregular, necesitando evaluaciones más exhaustivas; con más de seiscientas especies descritas.	Microcystaceae	
		Aphanothecaceae	
		Cyanobacteriaceae	
		Cyanothrichaceae	
		Stichosiphonaceae	
		Chroococcaceae	
		Gomphosphaeriaceae	
		Entophysalidaceae	
Oscillatoriales	Actualmente no incluye taxones filamentosos con tricomas estrechos y tilacoides parietales, sin embargo, incluye taxones filamentosos con citología más complicada (disposición de tilacoides, radial, fasciculada o irregular); con más de mil especies descritas	Cyanothecaceae	
		Borziaceae	
		Coleofasciculaceae	
		Microcolaceae	
		Oscillatoriaceae	
		Gomontiellaceae	
		Homoeotrichaceae	
Nostocales	Representan un grupo grande y monofilético de cianobacterias filamentosas y células especiales, con o sin ramificaciones falsas o verdaderas. Con estructura heteropolar e isopolar; con más de mil especies descritas. Tilacoides irregulares.	Scytonemataceae	
		Symphyonemataceae	
		Rivulariaceae	
		Chlorogloeopsidaceae	
		Hapalosiphonaceae	
		Stigonemataceae	
		Godleyaceae	
		Tolypothrichaceae	
		Capsosiraceae	
		Gloeotrichiaceae	
		Nostocaceae	
		Aphanizomenonaceae	

Desde el año 2000 se habían registrado más de cincuenta géneros de cianobacterias, para el 2013 se propusieron dieciséis nuevos géneros, aumentando su cifra según el desarrollo de nuevos estudios (Komárek, *et al.* 2014).

En cuanto a nivel de especie, para su identificación, deben emplearse criterios tradicionales debido a la falta de datos moleculares, siendo difícil encontrar un criterio genético uniforme para la delimitación de especies, dentro de géneros genéticamente definidos (Hoffmann, Komárek, y Kastoyský, 2005).

3.2.4. Fotosíntesis y fijación de nitrógeno

Al tener características bacterianas y algales, las cianobacterias son capaces de llevar a cabo procesos fotosintéticos y asimilación de nitrógeno atmosférico, característico de algunos grupos. El proceso fotosintético que realizan las cianobacterias es similar al de todo organismo fotoautótrofo, donde existe transformación de energía lumínica a energía química, a partir del agua y dióxido de carbono y liberando como subproducto, oxígeno sin embargo, a diferencia de otros organismos fotosintéticos, las cianobacterias no poseen cloroplastos (Eberhard, Finazzi, y Wollman, 2008).

Las reacciones fotosintéticas de las cianobacterias tienen lugar en las membranas tilacoidales. Estas membranas poseen una cadena de transporte de electrones fotosintética completa, incluidos los centros de reacción fotosistema I, fotosistema II, complejo citocromo b6f, ATPasa transportadora de protones, enzimas respiratorias, NADP(H)-plastoquinada, oxidorreductasa y citocromo oxidasa, al igual que en las plantas superiores (Mullineaux, 1999).

La diferencia entre los tilacoides de las cianobacterias y las plantas superiores, se basa en la sustitución de los cloroplastos por la presencia de las ficobilisomas en las cianobacterias, los cuales son complejos captadores de luz que consisten en agregados grandes y altamente estructurados de ficobiliproteínas azules o rosas, encontrados en la superficie de la membrana tilacoidal; que captan la luz y transfieren a los fotosistemas (Mullineaux, 1999).

La asimilación de las diferentes formas de nitrógeno atmosférico por parte de las cianobacterias, es gracias a sus células especializadas llamadas heterocistos, que les permiten llevar a cabo el proceso aún en presencia de oxígeno donde para otras bacterias sería imposible dicha acción (Florencio, 1999). La fijación de nitrógeno se lleva a cabo en el complejo enzimático nitrogenasa, la cual es inactiva en presencia de oxígeno. Para separar la fijación de nitrógeno de la producción fotosintética de oxígeno, algunos géneros utilizan los heterocistos (Huisman *et al.*, 2018).

Los heterocistos tienen paredes celulares gruesas para suprimir la difusión de oxígeno en las células, donde al mismo tiempo, permiten la entrada de suficiente nitrógeno para su fijación (Schirrmester, Muriel, y Philip , 2015).

Algunos estudios han comprobado que ciertas cianobacterias pueden realizar asimilación de nitrógeno aun sin el desarrollo de células especializadas, sin embargo, el proceso es más corto y las células se han adaptado a soportar la presencia de cierto nivel de oxígeno (Florencio, 1999).

Los heterocistos en su pared gruesa, poseen capas adicionales de glicolípidos y polisacáridos que permiten una baja permeabilidad frente a gases. Estas capas se encuentran adaptadas a mantener un entorno micro aeróbico para la expresión de nitrogenasa y proporcionar ATP y electrones para la función de la misma (Flores y Herrero, 2005).

La fijación de nitrógeno es un proceso energéticamente costoso, por lo que muchas cianobacterias diazotróficas, suprimen la fijación de nitrógeno cuando se encuentran disponibles otras alternativas de este, como el amonio y el nitrato (Huisman *et al.*, 2018). De las fuentes orgánicas de nitrógeno utilizadas por las cianobacterias, la urea es degradada a amonio y CO₂ por una ureasa bacteriana estándar dependiente de nitrógeno (Flores y Herrero, 2005).

Cuando los heterocistos se encuentran en presencia de una concentración limitante de amonio, pero con un suministro adecuado de carbono, detectan una relación C:N, que determina la expresión de genes que codifican permeasas y

enzimas necesarias para una asimilación eficiente de amonio o para la asimilación de fuentes alternativas de nitrógeno (Flores y Herrero, 2005). Al igual que otros procesos enzimáticos, la actividad de la nitrogenasa depende de la temperatura, por lo que las células fijadoras de nitrógeno pueden absorber el oxígeno entrante más rápidamente a altas temperaturas (Huisman *et al.*, 2018).

3.2.5. Reproducción

Cuando hablamos de filamentos, la mayoría se reproducen de forma asexual por fragmentación, creados a partir de la muerte programada de una célula llamada necridio (Figura 3), las cuales generan puntos frágiles de quiebre donde procede la ruptura (Chorus y Bartram, 1999). Esta ruptura deja a su paso dos diferentes estructuras reproductivas, los hormogonios (sin vaina) u hormocitos (con vaina) que por fisión binaria se multiplican hasta regenerar un filamento completo (Chorus y Bartram, 1999; Bonilla, 2009).

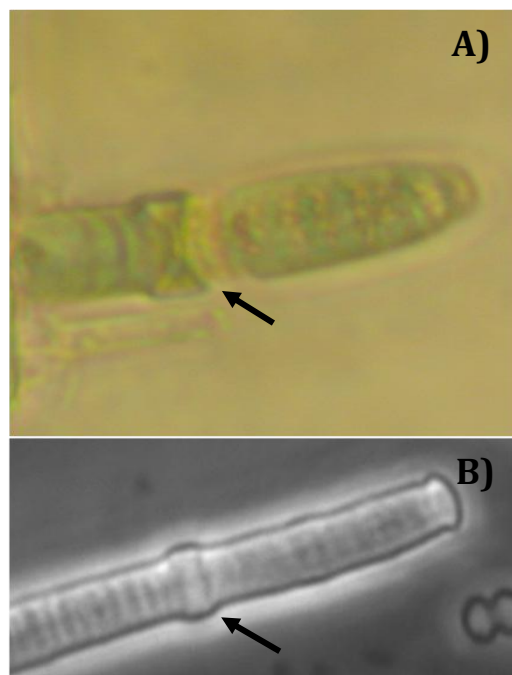


Figura 3. A) y B) Tricomas con células necrídicas (señalado con flecha negra), consideradas un punto frágil de quiebre donde se formará una ruptura dando lugar a la formación de un hormogonio. Tricomas del género *Oscillatoria*. Fuente: fotografías propias.

En otros casos, como las formas coloniales o solitarias, las células sufren divisiones múltiples, rápidas y sucesivas que pueden ser simétricas o asimétricas y hasta irregulares, produciendo baeocitos que se liberan por ruptura de la pared materna. En algunas formas sésiles, la multiplicación es por formación de exocitos (exosporas), en este caso una célula sésil sufre una división binaria asimétrica o múltiple quedando alineadas o formando grupos donde se liberan las esporas repetidamente por separación desde el extremo libre. Las células nuevas pueden formar colonias dispersas que se van uniendo por el mucílago secretado durante el crecimiento de la colonia (Chorus y Bartram , 1999; Bonilla, 2009).

El aumento en su tasa de crecimiento es elevado cuando las condiciones son adecuadas para su desarrollo lo que permiten que las colonias persistan en el medio; sin embargo, su ciclo de vida es relativamente corto, observándose comunidades enteras morir en pocas semanas, y rápidamente ser reemplazadas por otras comunidades de cianobacterias (Saad y Atia, 2014).

3.2.6. Ecología

Gracias a su variedad morfológica, estructural y fisiológica, como sus células especializadas, sus vesículas de gas y su capacidad de reproducirse bajo condiciones ambientales extremas para otras especies, se consideran un grupo éxito al momento de competir por los recursos del medio con otros grupos fitoplanctónicos. Estas características les permiten colonizar, adaptarse y sobrevivir a diversos tipos de hábitats acuáticos en forma unicelular o pluricelular (colonial o filamentosa) (Brierley, 2017).

Son particularmente abundantes en regiones tropicales y subtropicales, dado que las variables biológicas cumplen un papel importante en la composición, abundancia y distribución de estos organismos. Estos organismos se han convertido en una perturbación importante en los ecosistemas de embalses en estas regiones (Rindi F., 2007).

La estratificación térmica es un factor crucial para el desarrollo, dominancia y proliferación de cianobacterias. La estratificación estacional térmica conduce a la formación de agua discreta (Anexo 2) (epilimnion e hipolimnion) que albergan comunidades bacterianas constantes y también crean barreras para el intercambio de nutrientes y oxígeno disuelto (Lv H, Yang J., y Liu LM, 2013).

La estratificación térmica tiene implicaciones importantes en los patrones verticales de abundancia, composición y diversidad de cianobacterias; como consecuencia, los cambios en las condiciones ambientales relacionados con la proliferación de cianobacterias, junto con la estratificación del agua, pueden complicar la relación entre estos organismos y las variables ambientales (Yuanyuan, *et al.*, 2017).

El crecimiento y reproducción de estos organismos fotosintéticos es limitado por suministros de nitrógeno o fósforo, en la mayoría de los recursos acuáticos (Elser *et al.*, 2007). Por su parte el fósforo cumple un papel importante en el control de floraciones de cianobacterias, por ejemplo, las cianobacterias no diazotróficas, como las del género *Microcystis*, dominan floraciones en sistemas limitados por fósforo, por lo que la disminución de la carga de nitrógeno puede ser crucial para la eutrofización a largo plazo y el control de la proliferación de cianobacterias en sistemas eutróficos (Conley *et al.*, 2009; Paerl *et al.*, 2011; Paerl y Otten, 2013).

La descomposición de cantidades elevadas de biomasa de cianobacterias, aumenta la materia orgánica disuelta en el agua, lo que representa una importante fuente de carbono y depósito de nitrógeno en la red alimentaria microbiana (Cherrier y Bauer, 2004). Estudios recientes, han encontrado que las floraciones de cianobacterias están asociadas con tasas elevadas de desnitrificación y nitrificación, lo que acelera aún más la eliminación de nitrógeno en el agua, por esta razón, es crucial entender las características del ciclo del nitrógeno para comprender el comportamiento de algunos grupos de cianobacterias en los ecosistemas (Chen X. *et al.*, 2016).

3.2.7. Producción de toxinas

Las cianobacterias son el grupo taxonómico más distribuido y nocivo que puede encontrarse en cuerpos de agua dulce; se estima que son potencialmente tóxicas más del 50% de las floraciones de cianobacterias en aguas continentales a nivel mundial. Esto se debe a que las cianobacterias llevan a cabo la biosíntesis de metabolitos secundarios llamados cianotoxinas, los cuales son compuestos no esenciales en el ciclo de vida de las cianobacterias (Merel *et al.*, 2013).

La producción de toxinas por las cianobacterias es muy variable y no se puede predecir fácilmente a partir de la composición de especies y sus abundancias, por lo que la presencia de floraciones de cianobacterias no representa un peligro inmediato, pues a pesar de ser identificadas en los grupos especies productoras de toxinas, no significa que en ese momento haya liberación de sustancias tóxicas (Kaebernick M. y Neilan B., 2001; Merel, y otros, 2013; Huisman, y otros, 2018)

Aún se desconoce el por qué las cianobacterias producen estos metabolitos secundarios, sin embargo, algunos autores sugieren que las toxinas pueden ser liberadas al medio por el envejecimiento de la floración o por la ruptura de la célula. También sugieren que al encontrarse bajo condiciones adecuadas en el agua como altas temperaturas las cuales oscilan entre los 26° y 35°C, cantidad de nutrientes e intensidad lumínica o como disuasivos contra el pastoreo, las cianobacterias pueden liberar cianotoxinas (Kaebernick M. y Neilan B., 2001; Ferrão-Fiho A. y Kozłowsky-Suzuki B., 2011).

Las concentraciones más altas de toxinas, se han reportado bajo condiciones óptimas para la división celular, la cual es clave, pues al finalizar dicho proceso las cianobacterias logran la mayor acumulación de toxinas (Capó *et al.*, 2007; Drobac, Tokodi, y Simeunović, 2013). En la tabla 3, se presentan los principales órdenes de cianobacterias y algunos géneros con especies productoras de toxinas, así como también, el nombre de las cianotoxinas liberadas.

Tabla 3. Principales órdenes y géneros productores de toxinas. Fuente: Cirés Gómez y Quesada de Corral (2011).

Orden	Género	Toxinas
Chroococcales	<i>Coelosphaerium</i>	Hepatotoxinas, neurotoxinas
	<i>Microcystis</i>	Microcistinas
	<i>Woronichinia</i>	Microcistinas
Nostocales	<i>Anabaena</i>	Anatoxinas, Cilindrospermopsinas, microcistinas, saxitoxinas.
	<i>Anabaenopsis</i>	Anatoxinas, microcistinas
	<i>Aphanizomenon</i>	Anatoxinas, cilindrospermopsinas, microcistinas, saxitoxinas
	<i>Cylindrospermopsis</i>	Cilindrospermopsinas, saxitoxinas
	<i>Raphidiopsis</i>	Anatoxinas, cilindrospermopsinas, saxitoxinas
Oscillatoriales	<i>Limnothrix</i>	Microcistinas
	<i>Planktothrix</i>	Anatoxinas, microcistinas, saxitoxinas

Las principales vías de exposición humana a las cianotoxinas son por medio de la ingestión de agua, por las fosas nasales, contacto cutáneo con toxinas, actividades recreativas, consumo de organismos acuáticos que hayan consumido cianobacterias y acumulado sus toxinas y por medio de verduras o frutas cuyo riego haya sido con agua contaminada (Drobac, Tokodi, y Simeunović, 2013). El contacto con cepas tóxicas representa un grave problema pues hasta la fecha no se han podido contrarrestar las intoxicaciones de alta gravedad (Codd , 2000).

3.3. Floraciones de cianobacterias

El aumento excesivo de la biomasa fitoplanctónica, conocida como floraciones algales o bloom, son episodios que ocurren con mayor frecuencia en ecosistemas acuáticos eutrofizados. Estas floraciones pueden provocar alteraciones en el nicho ecológico, como cambios en el pH, en el color del agua, aumento de turbidez, sabor y olor desagradable, agotamiento de oxígeno, estratificación y disminución en la profundidad del ecosistema acuático (Colby *et al.*, 1972; Carpenter S., 2005) (Prats Rodríguez *et al.*, 2014).

En la mayoría de los casos, a medida se acumulan los nutrientes en el agua y aumenta la temperatura, la diversidad de especies decrece, al no ser capaces de adaptarse al entorno, siendo reemplazadas por grupos con mayor adaptabilidad como las cianobacterias (Colby *et al.*, 1972).

Las floraciones de cianobacterias son más intensas en verano, dado que las temperaturas son altas y la intensidad lumínica constante (Bonilla, 2009; Crossetti, *et al.* 2014). Con el cambio climático, la temperatura en los trópicos podría aumentar hasta 4-6°C lo que indica que la temperatura podría desempeñar un papel cada vez más importante en los florecimientos de cianobacterias en ambientes tropicales y subtropicales (Giannuzzi, 2018).

La presencia de floraciones es notoria al formar franjas densas en la superficie del agua que suelen ser acumulativas, semi acumulativas o en algunas ocasiones dispersas o concentrándose a cierta profundidad (en este caso resultan no evidentes). Las floraciones se tornan comúnmente azul-verdosas, rojizas y hasta negruzcas, lo que reduce la calidad del agua, haciéndola inaccesible para su consumo y uso (Codd, 2000; Bonilla, 2009; Fiorda, 2014; Brierley, 2017).

Cuando las condiciones ambientales no son favorables, algunas cianobacterias sobreviven durante largos periodos de tiempo (incluso años) como colonias de células vegetativas depositadas en el sedimento, en el cual tanto el nitrógeno como el fósforo suelen adherirse. Cuando las condiciones son favorables

o cuando hay agitación en la columna de agua a causa de fuertes vientos, el sedimento puede enriquecer los florecimientos ya existentes, iniciar nuevos florecimientos o incrementar su biomasa (O'Neil *et al.*, 2011).

3.3.1. Causas

Desde la revolución industrial, la abundancia de cianobacterias ha tenido un aumento desproporcional en relación con otros organismos fitoplanctónicos (Huisman *et al.*, 2018). Las condiciones más importantes que favorecen el desarrollo de floraciones son la intensidad lumínica, temperatura, características hídricas del cuerpo de agua, estabilidad de la columna de agua, el pH, los macro y micronutrientes, la actividad humana (crecimiento poblacional y urbanización en torno a cuerpos de agua) (Figura 4) (Smith, Tilman, y Nekola, 1999; Havens, 2008; Huisman *et al.*, 2018).

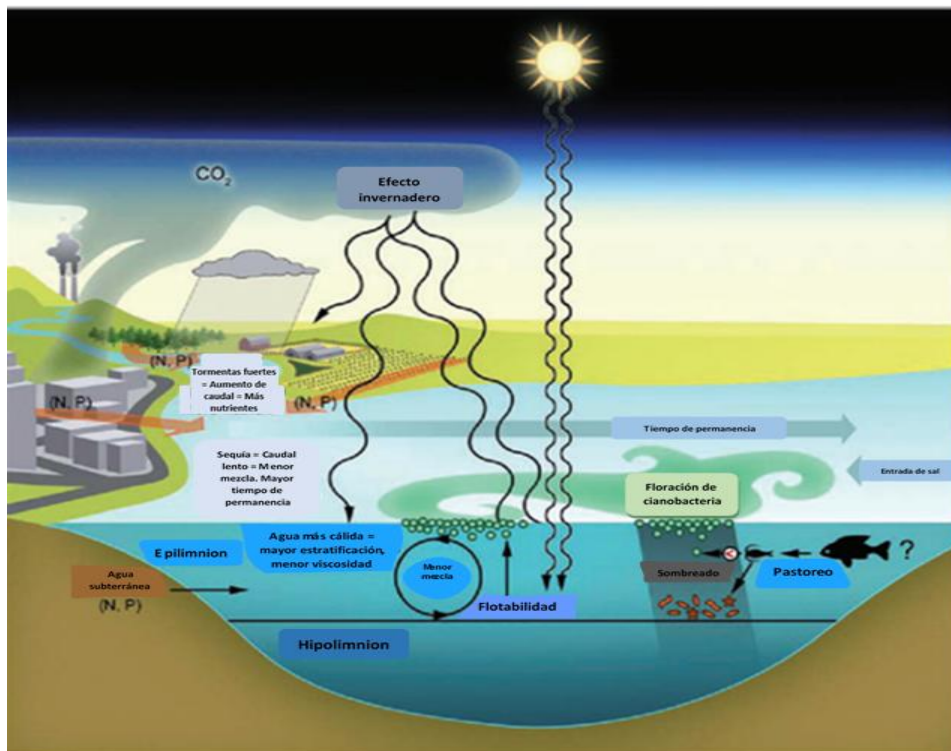


Figura 4. Dinámica en una proliferación de cianobacterias; explica las condiciones adecuadas que permiten proliferación de cianobacterias. Fuente: Traducido de Paerl y Huisman (2009).

En los últimos años, numerosos estudios han indicado que probablemente la eutrofización, el aumento en los niveles de CO₂ y el calentamiento global, aumenten la frecuencia, intensidad y duración de las floraciones de cianobacterias en muchos ecosistemas acuáticos de todo el mundo (Huisman *et al.*, 2018). El calentamiento global altera las condiciones atmosféricas, afectando el proceso metabólico de las cianobacterias, debido al aumento de la temperatura y la intensidad de las precipitaciones (Vasconcelos V. , 2006; Paerl y Huisman, 2009).

Las altas temperaturas, inducen a un estado de estratificación vertical, causada por la diferencia entre la capa superficial cálida y el agua fría por debajo, lo cual provoca cambios de densidad, donde a menor viscosidad menor resistencia del agua a la migración vertical del fitoplancton, esto da lugar al colapso de especies fitoplanctónicas de mayor peso (Huisman *et al.*, 2004; Paerl y Paul, 2012).

Por otra parte, las precipitaciones que se han intensificado con el tiempo, aumentan la superficie del agua y arrastran elevadas cantidades de desechos ricos en nutrientes que, por lixiviación, se depositan en el cuerpo acuático provenientes de zonas circundantes o por la descarga de ríos contaminados, lo que acelera la tasa porcentual de crecimiento del fitoplancton (Smith, Tilman, y Nekola, 1999; Paerl y Huisman, 2009).

La entrada de nutrientes a un ecosistema acuático provoca un estado de eutrofización, el cual es un proceso gradual de transformación en la vida de un cuerpo de agua, causada por el aumento en la concentración de nutrientes, principalmente por acciones antropogénicas como el uso de fertilizantes e insecticidas. El proceso inicia desde un estado oligotrófico a mesotrófico y eutrófico, caracterizados según la concentración de nutrientes en el agua (Harper, 1992). Este proceso puede durar años, hasta llegar a una etapa en la que el cuerpo de agua se vuelve muy superficial para el crecimiento efectivo del fitoplancton o la regeneración de nutrientes, convirtiéndose en un pantano cerrado a través de la sedimentación y la colonización de plantas terrestres (Goldman, 1988).

3.3.2. Efectos sobre el ecosistema y la salud humana

Las floraciones de cianobacterias comprometen la calidad de un cuerpo de agua e interfieren con la función recreativa de los mismos y el uso de reservorios de agua potable, ya que aumentan la turbidez, sofocan la vegetación acuática sumergida, aumentan la temperatura del agua, provocan olores y sabor desagradable y el posible surgimiento de especies productoras de toxinas (Paerl y Huisman, 2009).

Durante la presencia de florecimientos intensos, la actividad fotosintética disminuye el CO₂ libre del agua, se produce un aumento de pH y provoca turbidez en la superficie, por lo que la penetración de luz a los diferentes niveles del cuerpo acuático es escasa y afecta el crecimiento de macrófitos y microalgas (Havens, 2008; Paerl y Huisman, 2009; Paerl y Paul, 2012). La tasa de crecimiento del fitoplancton se estabiliza o decrece a temperaturas próximas a los 20°C, lo cual reduce la diversidad fitoplanctónica y favorece el aumento y acumulación de las cianobacterias en la superficie del agua (Havens, 2008; Paerl y Huisman, 2009; O'Neil *et al.*, 2011).

Al disminuir la irradiación solar, se reduce el desarrollo de otros productores al verse privados de los elementos básicos para su subsistencia. Los organismos primarios que no pueden regular su posición en la columna de agua, mueren, causando agotamiento de oxígeno por la degradación microbiana, esto puede inducir a un estado de anoxia e hipoxia, y aumentar la demanda de oxígeno, provocándose la muerte de peces e invertebrados planctónicos (Kaebernick M. y Neilan B., 2001; Sar, Ferrario, y Reguera, 2002; Petcheneshsky y Hansen, 2017)

Las acumulaciones de cianobacterias se pueden clasificar como nocivas, al desarrollar condiciones ambientales negativas, como la mortandad, inestabilidad del ecosistema y posible producción de cianotoxinas (Drobac, Tokodi, y Simeunović, 2013). En los peces, puede causar un sabor desagradable por la ingesta y acumulación de cianobacterias en sus tejidos grasos, coágulos, perforaciones o acumulación de algas en las branquias, fragilizando el sistema ecológico, alimenticio y económico del área (Vasconcelos V. , 2006).

No todos los organismos acuáticos responden de igual forma a las cianotoxinas, pues existen especies con una mayor capacidad de tolerancia, ingiriéndolas y acumulándolas por un largo periodo de tiempo, representando un riesgo para los depredadores superiores (Vasconcelos V. , 2006). En un grupo de cianobacterias de la misma especie, pueden existir cepas tóxicas y no tóxicas, donde si las condiciones de toxicidad son elevadas, puede volver tóxico a todo el grupo (Chorus y Bartram , 1999).

Las aves, los mamíferos y el ser humano, han sido afectados por las floraciones de cianobacterias por años, al entrar en contacto o al ser ingeridas especies que segregan cianotoxinas. El contacto o la ingesta de ciertas especies provocan enfermedades hepáticas, digestivas y neurológicas, como irritación cutánea, comezón, bloqueo muscular, escalofríos, jadeos, fasciculación muscular, debilidad, palidez, vómitos, diarreas, tumores, hemorragias internas, paros respiratorios entre otros, según la especie que domine la floración y su grado de toxicidad (Codd , 2000; Drobac, Tokodi, y Simeunović, 2013).

IV. METODOLOGÍA

4.1. Descripción y ubicación del área de estudio

El embalse Cerrón Grande se encuentra ubicado entre los departamentos de Chalatenango, San Salvador, Cuscatlán y Cabañas (Figura 5) a 235 m.s.n.m. (MARN, 2017a). Está rodeado por 26 distritos que inciden directamente con el humedal con un aproximado de 290,521 habitantes. El área total del humedal es de 13,463.97 ha aproximadamente, de las que 12,609.8 ha pertenecen al espejo de agua donde se incluyen las tierras fluctuantes e islas (MARN, 2017a).

Las coordenadas del embalse Cerrón Grande son: centro 14° 03'N y 89° 04' O, Limite Sudoccidental: 13°58'N y 89°13'O, Limite Nororiental: 13°58'N y 88°52'O (Jiménez I. y Sánchez L., 2004).

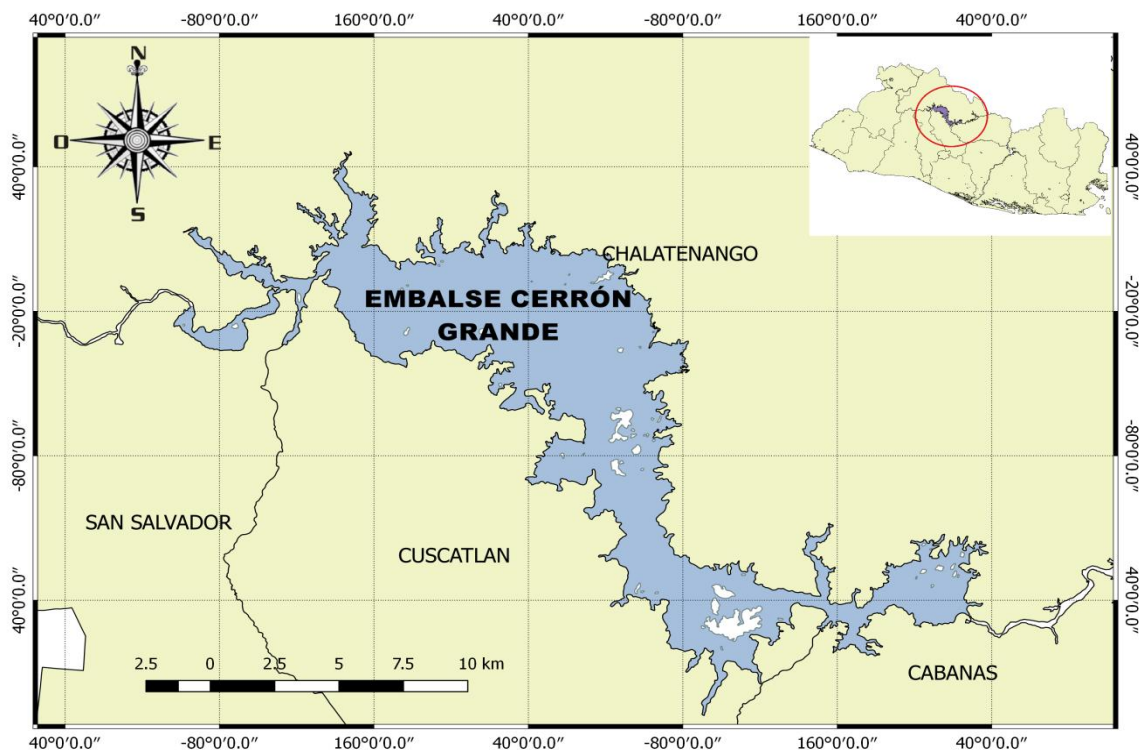


Figura 5. Ubicación del embalse Cerrón Grande, entre los departamentos de Chalatenango, San Salvador, Cuscatlán y Cabañas, El Salvador. Elaboración propia.

El embalse Cerrón Grande se formó por la inundación de tierras ribereñas sobre el cause medio del río Lempa entre 1973 y 1976, con el propósito de servir como central hidroeléctrica, convirtiéndose en una fuente de energía barata, dejando a su paso los múltiples beneficios de los embalses, como su abundante biodiversidad y servicios ecosistémicos, pero a la vez, es el cuerpo de agua más grande y contaminado del país (UCA, 1972; Díaz *et al.*, 2010; CEL, 2015).

4.1.1. Clima

La zona climática en la que se ubica el embalse Cerrón Grande se clasifica como sabana tropical caliente, cuyas estaciones se diferencian por la ausencia o presencia de precipitaciones. La estación seca se da de noviembre a abril y se alterna con la estación lluviosa de mayo a octubre, donde las precipitaciones anuales varían entre 1800-2100mm (Jiménez I. y Sánchez L., 2004).

La evaporación del agua es alta en comparación a las lluvias anuales que recibe, lo cual provoca temperaturas mayores de 24°C dependiendo de la profundidad del área, favoreciéndose los procesos bioquímicos básicos para el aumento de la vegetación (Jiménez I. y Sánchez L., 2004; MARN, 2017a).

4.1.2. Hidrología

El embalse Cerrón Grande se encuentra en el tramo medio del río Lempa. El río Lempa acoge la descarga de 36 ríos, alguno de ellos altamente contaminados, entre los que se encuentran el río Acelhuate, río Suquiapa y el río Sucio; estos ríos poseen calidad de agua catalogada entre mala y pésima, que restringe e imposibilita el desarrollo de vida acuática (Jiménes, Sánchez, y Herrera, 2004; Díaz *et al.*, 2010; MARN, 2017b, MARN, 2019). (MARN, 2019b).

Los ríos Acelhuate, Suquiapa y Sucio representan el 30% del caudal que entra al humedal y descargan contaminantes provenientes de industrias, beneficios de café, ingenios azucareros, redes de alcantarillas y rastros municipales. El Acelhuate recibe más de 8.5 millones de libras de excretas, procedentes de 18 sistemas de

aguas negras que drenan más de 1.5 millones de hogares del Área Metropolitana de San Salvador (AMSS), descargas de industrias de metal y afines, textilerías, fábricas de pintura y plantas papeleras (Jiménes, Sánchez, y Herrera, 2004; Díaz *et al.*, 2010; MARN, 2017b, MARN, 2019; MARN, 2019b).

El nivel del agua experimenta fluctuaciones muy marcadas entre la época lluviosa y seca, y depende de la pluviosidad estacional y de las descargas de agua embalsadas realizadas casi exclusivamente con criterios de producción eléctrica. Aunque en la mayor parte del embalse la profundidad del agua no supera los dos metros, se estima que, cerca del pueblo de Suchitoto, se alcanza una profundidad que supera los 45 metros (Jiménez I. y Sánchez L., 2004).

4.1.3. Riqueza ecológica

A pesar de recibir descarga de ríos altamente contaminados, el embalse es rico en flora y fauna, componiéndose de vegetación acuática sumergida que se encuentra en suelos limosos, vegetación flotante con predominación del Jacinto de agua y algunas zonas boscosas y arbustivas que rodean el embalse (Jiménez I. y Sánchez L., 2004).

El nivel del agua dentro del embalse es variable, dependiendo de las lluvias, por lo cual en el área se pueden observar playones y zonas limosas parcialmente inundadas. La fluctuación del agua anualmente brinda refugio, alimentación y lugar de cría a vertebrados e invertebrados, como aves acuáticas y playeras residentes y/o migratorias entre las que se encuentran patos o zarcetas migratorias (Jiménes, Sánchez, y Herrera, 2004; Jiménez I. y Sánchez L., 2004).

Entre las especies acuáticas se encuentran quince especies de peces de los cuales doce son nativos del país. Los bosques que rodean el perímetro brindan refugio a especies de vida terrestre; la mayoría de las especies registradas en el embalse, ya sea de vida acuática, semi acuática y terrestre, se encuentran en peligro de extinción según datos del MARN como el cocodrilo americano, ocelote, venado colorado entre otros. (Jiménes, Sánchez, y Herrera, 2004).

4.1.4. Bienes y servicios

Entre los bienes y servicios que ofrece el embalse se encuentran la producción pesquera, producción eléctrica, depuración de aguas, almacenamiento de agua, control de inundaciones y belleza escénica (Jiménes, Sánchez, y Herrera, 2004). El retroceso del agua entre los meses de noviembre a febrero, al secarse el lodo, se plantan granos básicos y se aprovechan los pastos naturales para la ganadería (MARN, 2013).

Es una fuente de ingresos económicos y alimenticios para las comunidades que dependen de sus recursos para sobrevivir; donde las actividades agropecuaria y pesquera predomina en el área (Díaz, *et al.*, 2010).

4.1.5. Problemáticas ambientales

Entre las problemáticas ambientales presentes en el embalse se encuentran la proliferación de cianobacterias, la contaminación del agua y predominancia de la especie *Eichhornia crassipes*, conocida como jacinto de agua; esta última es considerada como parte de la vegetación flotante del área. Es una especie invasora de alto potencial de crecimiento que ocupa decenas de hectáreas especialmente cerca de la represa del embalse (Figura 6) (MARN, 2016 (modificado en 2021)).

La proliferación del jacinto de agua, afecta aspectos ecológicos debido a que al cubrir por completo o por partes el espejo de agua, disminuye la penetración de luz lo que amenaza la vegetación sumergida, disminuye el espejo de agua y favorece la eutrofización; también tiene impacto negativo a nivel económico, dado que esta planta acuática forma una red vegetal de espolones que las mantienen conectadas, lo que imposibilita la libre navegación para turismo y pesca (MARN, 2016 (modificado en 2021)).

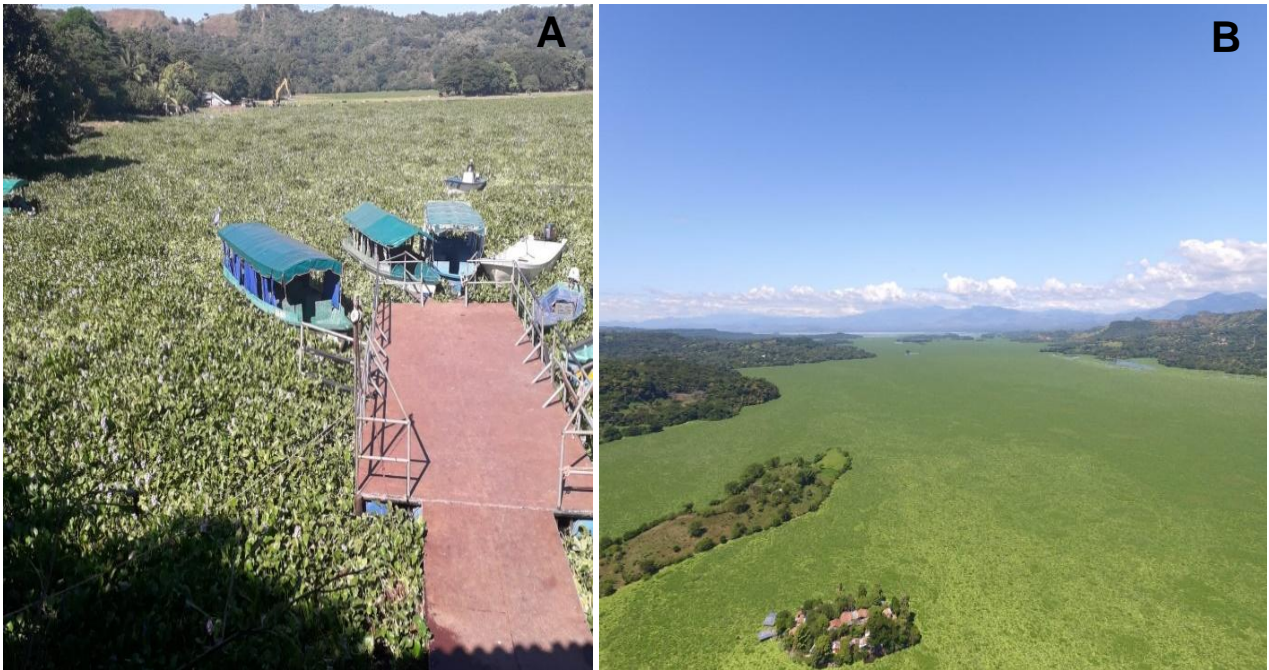


Figura 6. Ambas fotografías muestran el estado del embalse en los meses de noviembre y diciembre de 2019. La fotografía **A** fue tomada en noviembre de 2019, y la fotografía **B** fue tomada en diciembre de 2019, ambas desde la ciudad de Suchitoto. En las fotografías se aprecia el espejo de agua cubierto completamente por *Eichhornia crassipes*. A) fotografía propia. B) fotografía tomada por guarda recursos del MARN en el área.

4.2. Fase de campo

La fase de campo se realizó entre los meses de mayo a octubre de 2019 y enero y febrero de 2020, con interrupción en noviembre y diciembre de 2019, a causa de la vegetación flotante que impidió la libre navegación en el área (Figura 6).

Con guía de los guarda recursos, lanchas del MARN, e instrumentos para medición de parámetros fisicoquímicos y de georreferencia de LABTOX-UES, se pudo navegar y reconocer el área para definir las zonas de muestreo. Se seleccionaron 9 puntos, distribuidos en la zona centro norte del embalse (Figura 7), tomando en cuenta la profundidad del área, desembocadura de los ríos más cercanos y accesibilidad.

La ubicación de cada punto y sus coordenadas geográficas en grados, minutos y segundos se presentan en la figura 7.

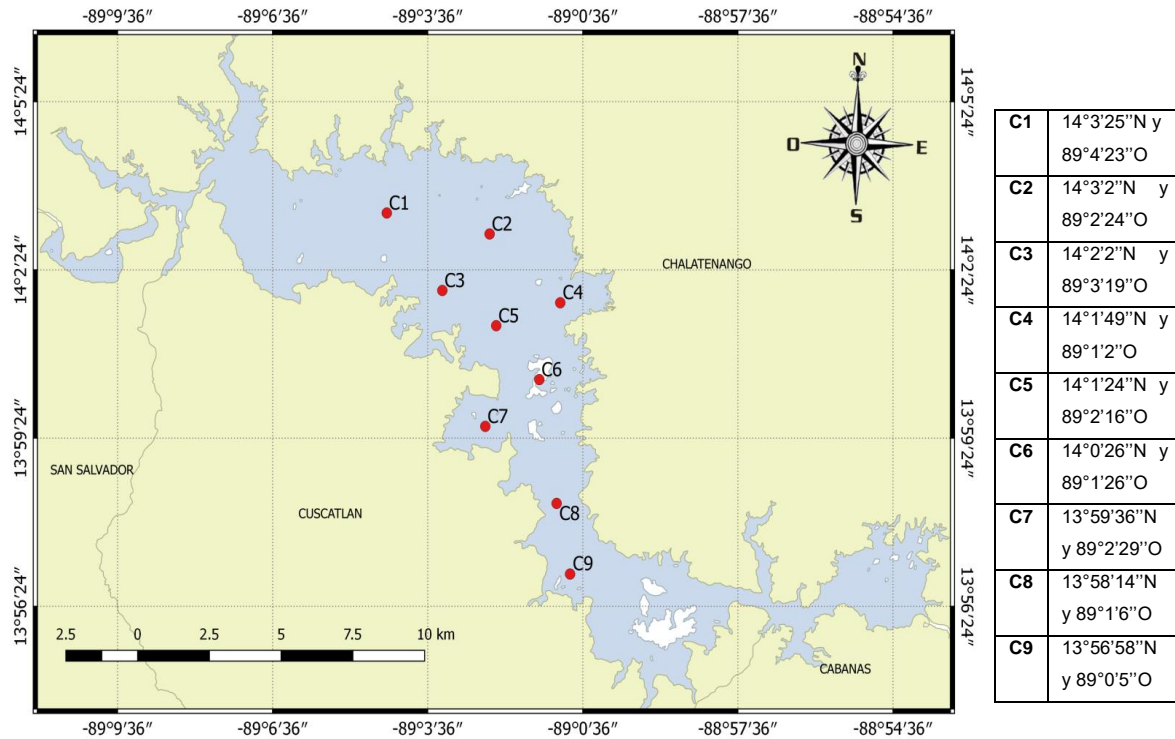


Figura 7. Distribución de puntos de muestreo en el Embalse Cerrón Grande.
Elaboración propia.

4.2.1. Muestreo de cianobacterias

En cada punto se tomó una muestra para análisis cualitativo y una muestra para análisis cuantitativo. La muestra para análisis cualitativo se tomó por medio del arrastre vertical de una red de 20µm de poro, la cual permitió filtrar el agua y concentrar a los organismos de interés (Figura 8); en este caso la red se lanzó a una profundidad aproximada de un metro en todos los puntos de muestreo, debido a la profundidad del embalse, cuyo nivel del agua tiende a fluctuar dependiendo de la época seca o lluviosa. Las muestras se recolectaron en frascos plásticos blancos de 50mL de capacidad.

La muestra para análisis cuantitativo se tomó con un frasco de plástico de boca ancha de 500mL a una profundidad aproximada de 30cm, tratando de llenar el 90% de su capacidad para posteriormente fijarla en campo con solución de Lugol a una concentración de 0.2 a 0.5 ml por cada 100 mL del volumen final de la muestra (Figura 8).

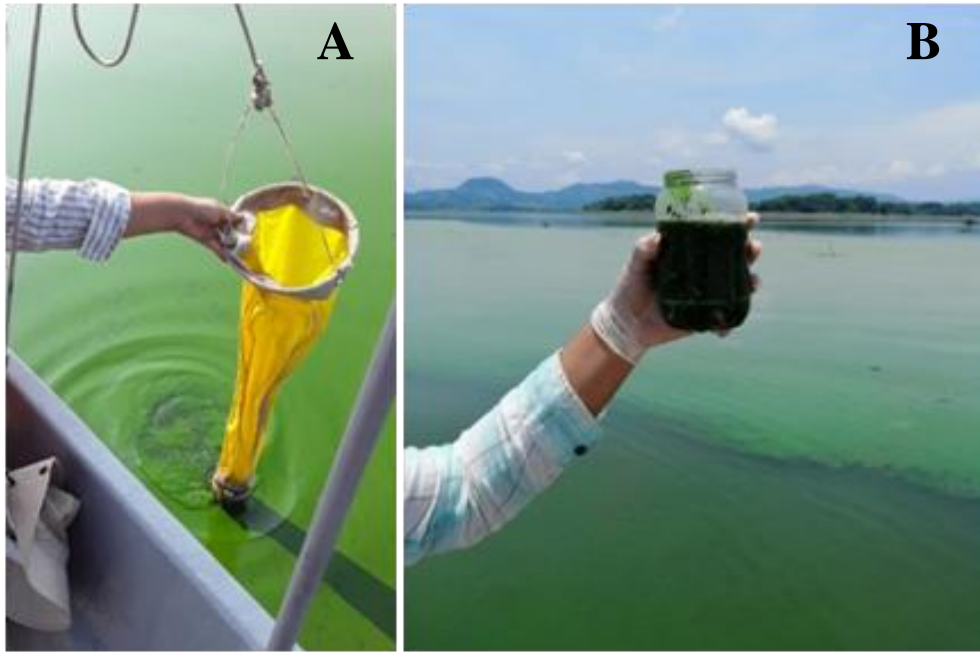


Figura 8. A) red de fitoplancton de 20µm de poro para análisis cualitativo., **B)** frasco recolector de 500mL para análisis cuantitativo.

4.2.2. Parámetros físico-químicos

En campo se midieron los parámetros temperatura (°C), sólidos disueltos totales y pH auxiliándose de sondas específicas para la medición de cada parámetro; para esto, se tomó una muestra de agua en cada punto de muestreo y se sumergió el sensor hasta obtener estabilidad en la lectura de datos. Para medir la transparencia del agua por medio de la profundidad, se utilizó un disco Secchi (cm).

También se tomaron en cuenta el aspecto del agua como su color, si desprendía olores desagradables, si existía distribución del fitoplancton en la superficie del agua, si se encontraba acumulado, o si no se percibía acumulación alguna.

La concentración de oxígeno disuelto se realizó por medio del método de Winkler (en muestras cuantitativas), para este análisis, una parte fue realizada en campo, y otra parte en laboratorio, como se explica detalladamente en el apartado 4.3.2.

4.3. Fase de Laboratorio

La fase de laboratorio se llevó a cabo en las instalaciones del Laboratorio de Toxinas Marinas en la Universidad de El Salvador (LABTOX-UES).

4.3.1. *Análisis de cianobacterias*

En laboratorio, las muestras de red para análisis cualitativo se conservaron en un lugar fresco y fueron observadas al fresco para fines de identificación taxonómica. Luego de observar las muestras, se preservaron con solución de Lugol fuerte con concentración de 0.2 a 0.5 ml por cada 100 ml del volumen final de la muestra, para retardar el deterioro de las células.

4.3.1.1. Análisis cualitativo

Para el análisis cualitativo se utilizó la cámara Sedgewick-Rafter (Figura 9) con capacidad de 1mL de agua, y un microscopio invertido modelo AxioVert 40CFL, también se utilizó el filtro de contraste de fase, que ayudó a resaltar distintas características de las células. Antes de cada análisis al microscopio, las muestras se agitaron con cuidado de forma manual por cuatro minutos; la observación fue por duplicado, tomando por muestra dos alícuotas para garantizar la observación de la mayor cantidad de mofo-especies posibles. Para la identificación de los organismos se tomaron en cuentas aspectos morfológicos que son ampliamente utilizados en la

identificación microscópica de cianobacterias, tales como presencia o ausencia de células especiales, presencia o ausencia de aerótopos, color de la célula, tamaño de la célula, de las colonias y/o filamentos.

En la identificación fue fundamental el uso de registros fotográficos y dimensiones lineales con una cámara añadida al microscopio invertido, que se utilizó para el análisis y procesamiento de imágenes (Figura9).

Se utilizaron artículos científicos y las claves taxonómicas adjuntas en Prescott (1978), Wehr y Sheath (2003), Bonilla (2009), Cirés Gómez y Quesada de Corral (2011), Sant'Anna *et al.* (2012), Komárek *et al.* (2014), Wehr y Sheath (2015), Mattews (2016), página web AlgaeBase, CyanoDB y por medio del apoyo de los asesores del trabajo de graduación.

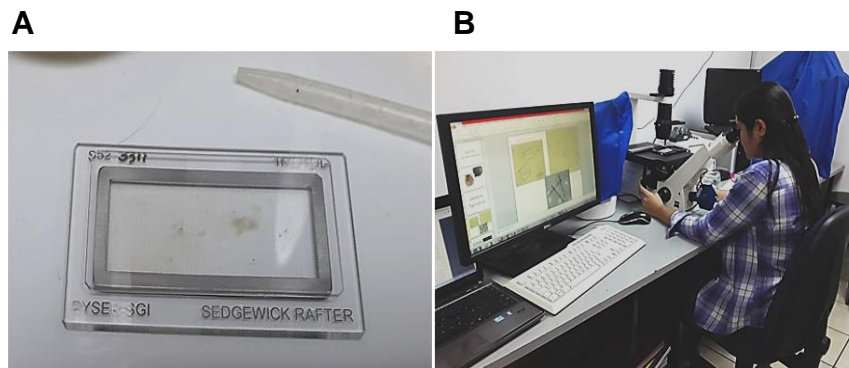


Figura 9. A) Cámara Sedgewick-Rafter, **B)** Observación de muestras, haciendo uso de registros fotográficos y de dimensiones lineales tomadas previamente con una cámara añadida al microscopio invertido.

4.3.1.2. Análisis cuantitativo

Recuento de células. Debido a la cantidad de células que se encontraron en todas las muestras, no se requirió de sedimentación. El recuento se realizó de acuerdo a lo propuesto por Villafañe y Reid (1995) utilizando una cámara de conteo Sedgewick-Rafter. Se agitó la muestra con cuidado de forma manual por cuatro

minutos, posteriormente se tomó una alícuota de 1mL con ayuda de un gotero y se colocó en la cámara Sedgewick-Rafter, la cual tiene capacidad de 1mL. Se cubrió la cámara con un cubre objetos dejando reposar la muestra por unos minutos para permitir que las células se depositaran en el fondo (Figura 10). El conteo se inició desde la esquina superior izquierda desplazándose hacia el borde derecho, hasta realizar un barrido total de la cámara de conteo.

Las células individuales se contaron una a una, mientras que las colonias del orden Chroococcales y los tricomas/filamentos se contaron por medio de una retícula ocular. Para ello se colocó la retícula sobre la colonia o filamento y se contó el número de células que se cubrían con el área de la retícula. Este procedimiento se realizó para cada especie en un mínimo de cinco colonias; luego se calculó el promedio de células en el área de la retícula con base a los datos de las cinco colonias examinadas. Para estimar la concentración celular de la morfo-especie en la muestra, se multiplicó el número promedio de células por la cobertura de la retícula. En el caso de los tricomas/filamentos donde las paredes de las células no eran distinguibles, se realizó conteo por tricoma/filamento y no por células.

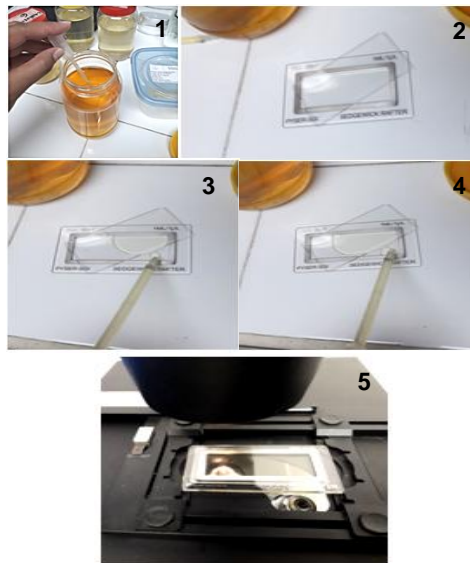


Figura 10. Cámara de recuento Sedgewick-Rafter. Proceso de vertido de la muestra. Fotografías propias.

La abundancia de cada morfo-especie de cianobacteria se expresó en términos de número de células por unidad de volumen (cél/mL) y se calculó de acuerdo a las siguientes ecuaciones (Villafañe y Reid, 1995).

Sea N el número de células contadas en el volumen barrido (V_b en ml) de la cámara. Entonces la concentración de células (C, células en ml) es igual a

Ecuación 1:

$$C = \frac{N}{V_b}$$

Siendo V_b :

Ecuación 2:

$$V_b = \frac{A_b \times V}{A_t}$$

Donde A_b = Área "barrida"; V = volumen de la muestra; A_t = Área total de la cámara de conteo.

Si A_t es el área total de la cámara, V el volumen de la muestra, A_b es el área del campo (determinada con cada objetivo); N es el número promedio de células por campo. Entonces la concentración de células C (en células ml^{-1}) se obtiene:

Ecuación 3:

$$C = \frac{(N \times A_t)}{(A_b \times V)}$$

Algunas muestras fueron diluidas debido a la alta concentración de células, para lo cual se aplicaron los factores de dilución correspondientes.

4.3.2. Análisis de oxígeno por método de Winkler

Siguiendo los procedimientos señalados en EPA (1971), e INVEMAR (2003), a continuación, se describen los pasos para el análisis de oxígeno por método de Winkler.

Fase de campo-método de Winkler

Se sumerge la botella Winkler en el agua hasta que rebose durante aproximadamente 10 segundos, con la precaución de evitar la entrada de aire atmosférico y la agitación.

Se le agrega a cada muestra en campo, 2ml de solución de sulfato de manganeso ($MnSO_4$) y luego 2 ml de solución alcalina de yoduro-azida. Ambos reactivos se agregan por debajo de la superficie del líquido. Luego se tapa la botella de inmediato con el cuidado de evitar formación de burbujas y luego se mezclan los contenidos.

Se resguardan las muestras a temperaturas entre 10 y 20°C en oscuridad. Al finalizar en campo, se continuó con el proceso en LABTOX-UES.

Fase de laboratorio-método de Winkler

En laboratorio, se observa un precipitado en la base de la botella con un sobrenadante claro, se agita nuevamente hasta observar reducción del precipitado.

Se retira con cuidado el tapón y se agregan inmediatamente 2ml de H_2SO_4 concentrado, permitiendo que el ácido se escurra por el cuello de la botella; luego se vuelve a tapar y se mezcla por inversión suave hasta que el yodo se distribuya uniformemente por toda la botella.

En una bureta de 10mL se agrega tiosulfato de sodio. Con una probeta, se miden 100ml del contenido de la botella y luego se transfiere por inversión a un Erlenmeyer de 250mL y se titula con la solución de tiosulfato de sodio. En este punto

se agrega a la muestra 1-2 ml de solución de almidón hasta que se torne azul. Se continúa titulando hasta la desaparición del color azul.

Cálculos: Se anotó el volumen gastado de tiosulfato de sodio, el volumen de alícuota de 100mL y la concentración de tiosulfato obtenida en la estandarización.

Para poder calcular los resultados obtenidos en cada muestra, para un volumen correspondiente a 100mL de la muestra original, primero se calculó la corrección por la pérdida de muestra desplazada por los reactivos. Así para un total de 4mL de MnSO₄ y yoduro-alcalina (2mL de cada uno) en una botella de 250mL tomar $100 \times 250 / (250-4) = 101\text{mL}$ a partir de la siguiente ecuación:

$$\text{mg de OD/L} = \frac{\text{Volumen de Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \times \text{normalidad del Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \times 8000 \times \text{Volumen de la botella}}{\text{mL de muestra valorada} \times (\text{volumen de la botella}-4)}$$

4.4. Análisis de datos

4.4.1. Composición y abundancia

4.4.1.1. Curvas de acumulación de especies

Para estimar la representatividad del muestreo, se realizaron curvas de acumulación de especies, la cual desciende o se estabiliza al incrementar el número de individuos. En este caso no fue necesario transformar los datos, ya que esta curva representa el número de especies acumuladas frente al esfuerzo de muestreo empleado y permite estimar el número total de especies presentes en el área, como una forma de visualizar y analizar los datos. El momento en el que la pendiente decrece a cero o se estabiliza, corresponde con el número total de especies o con una representatividad aceptable en la zona estudiada, con los métodos utilizados y durante el tiempo de muestreo empleado (González O. *et al.* 2010). Este análisis se llevó a cabo, utilizando el programa EstimateS 9.1.

4.4.2. Variabilidad espacial de la composición y abundancia

4.4.2.1. Análisis de similitudes ANOSIM

Para comparar la composición y abundancia de cianobacterias entre los puntos de muestreo, se utilizó el análisis de similitud ANOSIM. En este análisis se transformaron los datos por medio de un análisis de escalamiento multidimensional no métrico (apartado 4.4.2.2), que permitió optimizar los datos en una matriz de semejanza, probando la hipótesis nula que señala que no hay diferencias que vinculen a los grupos de variables (composición y abundancia de cianobacterias) y sus diferentes tratamientos (puntos de muestreo), tomando en cuenta que puede haber diferencias entre los puntos de muestreo en un caso donde todos los tratamientos se repliquen cada mes (Clarke y Gorley, PRIMER v6: User Manual/Tutorial. PRIMER-E: Plymouth, 2006). El análisis se llevó a cabo en el programa estadístico PRIMER 6.

4.4.2.2. Análisis de Escalamiento Multidimensional no Métrico (nMDS)

Este análisis permitió representar de forma gráfica la variabilidad espacial y temporal de la comunidad de cianobacterias entre los meses y puntos de muestreo. La proximidad entre los puntos representa muestras que son muy similares en la composición y abundancia de la comunidad de cianobacterias, y los puntos que se observan lejanos corresponden a valores muy diferentes del conjunto de variables; por tanto, se describe la relación entre los objetos sobre la base de las proximidades observadas (Clarke y Gorley, PRIMER v6: User Manual/Tutorial. PRIMER-E: Plymouth, 2006). El análisis se llevó a cabo en el programa estadístico PRIMER 6.

4.4.2.3. Análisis de Similitud de Porcentajes (SIMPER)

Para conocer la contribución de cada morfo-especie con la similitud entre puntos de muestreo con respecto a su presencia y abundancia, se utilizó el análisis

de similitud de porcentajes SIMPER. Este análisis se utiliza para comparar grupos de muestras al ser una prueba no paramétrica de diferencia significativa entre dos o más grupos. Con las diferencias observadas utilizando el índice de Bray-Curtis (Clarke, 1993), desglosa la contribución de cada especie a la similitud observada entre muestras, permitiendo identificar las especies más importantes para crear un patrón observado de similitud, enumerando las especies en orden decreciente de dichas contribuciones (Clarke y Gorley, 2006). El análisis se llevó a cabo en el programa estadístico PRIMER 6.

4.4.3. Factores fisicoquímicos

4.4.3.1. Análisis de Componentes Principales (PCA)

Para expresar la varianza de los datos originales se utilizó el Análisis de Componentes Principales (PCA). Este análisis permitió expresar por medio de la transformación de datos, un conjunto de variables en un conjunto de combinaciones lineales de factores no correlacionados entre sí. El propósito es “capturar” la mayor variabilidad en el espacio original como sea posible, proyectándolas en un plano de mejor ajuste con una dimensión inferior, mientras limita al máximo la pérdida de información. Las coordenadas de las muestras en los ejes de PC se denominan puntajes de componentes principales y estos son salidas a los resultados, junto con el porcentaje de varianza explicado por cada eje y los coeficientes lineales definiendo cada PC (Clarke y Gorley, 2006). El análisis se llevó a cabo en el programa estadístico PRIMER 6.

4.4.3.2. Análisis BIO-ENV

Este análisis permitió observar la correlación entre la composición y abundancia de cianobacterias y las variables ambientales. Calcula una serie de coeficientes de correlación entre la matriz de similitud biótica creada en la ordenación y las matrices ambientales derivadas de la combinación secuencial de las variables medidas, usando la correlación de Spearman. Realiza una búsqueda completa de todas las combinaciones posibles de variables de la hoja de datos principal (Clarke y

Ainsworth,1993; Clarke y Gorley, 2006). El análisis se llevó a cabo en el programa estadístico PRIMER 6.

Para los gráficos de barras apiladas y líneas ampliadas se utilizaron las herramientas disponibles en Microsoft Excel; esta hoja de cálculos también se empleó como base de datos para las matrices de abundancias (Anexo 3), y otros registros. El programa estadístico PAST se utilizó para realizar gráficas de barras y bigotes.

V. RESULTADOS

5.1. Composición y abundancia

Se analizaron 143 muestras donde se identificaron 19 familias, 41 géneros y 125 morfo-especies de cianobacterias.

En la tabla 4 se presenta el listado sistemático de cianobacterias encontradas en el embalse Cerrón Grande, basado en la clasificación taxonómica de Guiry y Guiry (AlgaeBase 2017), durante los meses de mayo-octubre de 2019 y enero-febrero de 2020. Para el país se han reportado 45 nuevos registros, y para el embalse Cerrón Grande, 55 nuevos registros.

Tabla 4. Listado de cianobacterias encontradas en el embalse Cerrón Grande durante los meses de mayo-octubre de 2019 y enero-febrero de 2020. Un asterisco (*) hace referencia a los nuevos registros de cianobacterias para el país; dos asteriscos (**) hacen referencia a los nuevos registros de cianobacterias para el embalse Cerrón Grande.

Phylum Cianobacterias
Clase Cyanophyceae
Subclase Oscillatoriothycidae
<u>Orden Chroococcales</u>
sp.1
sp.2
sp.3
Familia Aphanothecaceae
Género <i>Aphanothece</i> C. Nägeli, 1849 **
Género <i>Gloeothece</i> C. Nägeli, 1849
Familia Cyanothrichaceae
Género <i>Johannesbaptistia</i> G.De Toni, 1934 * **
Familia Chroococcaceae
Género <i>Asterocapsa</i> H.-J.Chu, 1952 * **
Género <i>Chroococcus</i> Nägeli, 1849
<i>Chroococcus</i> cf. <i>turgidus</i> (Kützing) Nägeli 1849 **
<i>Chroococcus</i> sp.1
<i>Chroococcus</i> sp.2
Familia Microcystaceae
Género <i>Gloeocapsa</i> Kützing, 1843, nom. cons.

Género <i>Microcystis</i>	
	<i>Microcystis</i> cf. <i>aeruginosa</i> (Kützing) Kützing 1846
	<i>Microcystis</i> cf. <i>botrys</i> Teiling 1942 * **
	<i>Microcystis</i> cf. <i>flos-aquae</i> (Wittrock) Kirchner 1898 * **
	<i>Microcystis</i> cf. <i>Ichthyoblabe</i> (G.Kunze) Kützing 1843 * **
	<i>Microcystis</i> cf. <i>novacekii</i> (Komárek) Compère 1974 * **
	<i>Microcystis</i> cf. <i>panniformis</i> Komárek, Komárková-Legnerová, Sant'Anna, M.T.P.Azevedo, y P.A.C.Senna 2002
	<i>Microcystis</i> cf. <i>protocystis</i> W.B.Crow 1923 * **
	<i>Microcystis</i> cf. <i>wesenbergii</i> (Komárek) Komárek ex Komárek 2006
Género <i>Sphaerocavum</i>	
	<i>Sphaerocavum</i> cf. <i>brasiliense</i> De Azevedo y C.L.Sant' Anna 2003 * **
<u>Orden Oscillatoriales</u>	
	sp.1
	sp.2
	sp.3
	sp.4
Familia Borziaceae	
	Género <i>Borzia</i> F.Cohn ex M.Gomont, 1892 * **
Familia Coleofasciculaceae	
	Género <i>Geitlerinema</i> (Anagnostidis y Komárek) Anagnostidis, 1989 **
Familia Gomontiellaceae	
	Género <i>Komvophoron</i> K.Anagnostidis y J.Komárek, 1988
Familia Microcoleaceae	
	Género <i>Oxynema</i> Chatchawan, Komárek, Strunecky, Smarda y Peerapornpisal, 2012 * **
	<i>Oxynema</i> sp.1
	<i>Oxynema</i> sp.2
	Género <i>Planktothrix</i> K.Anagnostidis y J.Komárek, 1988
	<i>Planktothrix</i> <i>agardhii</i> K.Anagnostidis y J.Komárek, 1988 **
	<i>Planktothrix</i> <i>isothrix</i> (Skuja) Komárek y Komárková 2004

	<i>Planktothrix</i> cf. <i>rubescens</i> (De Candolle ex Gomont) Anagnostidis y Komárek 1988 * **
	<i>Planktothrix</i> cf. <i>suspensa</i> (Pringsheim) Anagnostidis y Komárek 1988 * **
	<i>Planktothrix</i> sp
Género <i>Tychonema</i> K.Anagnostidis y J.Komárek, 1988 * **	
Familia Oscillatoriaceae	
Género <i>Limnoraphis</i> (C.Agardh ex Gomont, 1892, nom. et typ.) J.Komárek, E.Zapomelová, J.Smarda, J.Kopecky, E.Rejmánková, J.Woodhouse, B.A.Neilan y J.Komárková, 2013	
	<i>Limnoraphis</i> cf. <i>birgei</i>
	<i>Limnoraphis</i> sp.1
	<i>Limnoraphis</i> sp.2
Género <i>Oscillatoria</i> Vaucher ex Gomont, 1892	
	<i>Oscillatoria</i> cf. <i>anguina</i> Bory ex Gomont 1892 * **
	<i>Oscillatoria</i> cf. <i>curviceps</i> C.Agardh ex Gomont 1892 * **
	<i>Oscillatoria</i> <i>limosa</i> C.Agardh ex Gomont 1892 * **
	<i>Oscillatoria</i> cf. <i>tenuis</i> C.Agardh ex Gomont 1892 * **
	<i>Oscillatoria</i> sp.1
	<i>Oscillatoria</i> sp.2
	<i>Oscillatoria</i> sp.3
Género <i>Phormidium</i> Kützing ex Gomont, 1892 * **	
	<i>Phormidium</i> cf. <i>tergestinum</i> (Rabenhorst ex Gomont) Anagnostidis y Komárek 1988 * **
	<i>Phormidium</i> sp.1
	<i>Phormidium</i> sp.2
	<i>Phormidium</i> sp.3
Orden Spirulinales	
Familia Spirulinaceae	
Género <i>Glaucospira</i> G.Lagerheim, 1892 * **	
Género <i>Spirulina</i> Turpin ex Gomont, 1892	
	<i>Spirulina</i> <i>subsalsa</i> Oersted ex Gomont 1892 * **
	<i>Spirulina</i> sp.1
	<i>Spirulina</i> sp.2
	<i>Spirulina</i> sp.3
	<i>Spirulina</i> sp.4
	<i>Spirulina</i> sp.5
Subclase Nostocophycidae	
Orden Nostocales	
	sp.1

Familia Aphanizomenonaceae	
Género <i>Anabaenopsis</i> V.V.Miller, 1923 **	
Género <i>Aphanizomenon</i> A.Morren ex É.Bornet y C.Flahault, 1886 '1888'	
	<i>Aphanizomenon</i> cf. <i>flos-aquae</i> Ralfs ex Bornet y Flahault 1886
	<i>Aphanizomenon</i> cf. <i>gracile</i>
	<i>Aphanizomenon</i> cf. <i>ovalisporum</i>
	<i>Aphanizomenon</i> sp.1
Género <i>Dolichospermum</i> (Ralfs ex Bornet y Flahault) P.Wacklin, L.Hoffmann y J.Komárek, 2009	
	<i>Dolichospermum</i> cf. <i>viguierii</i> (Denis y Frémy) Wacklin, L.Hoffmann y Komárek 2009
	<i>Dolichospermum</i> cf. <i>circinale</i> (Rabenhorst ex Bornet y Flahault) P.Wacklin, L.Hoffmann y J.Komárek 2009 **
	<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i> (Nygaard) P.Wacklin, L.Hoffmann y J.Komárek 2009 * **
	<i>Dolichospermum</i> sp.1
	<i>Dolichospermum</i> sp.2
	<i>Dolichospermum</i> sp.3
	<i>Dolichospermum</i> sp.4
	<i>Dolichospermum</i> sp.5
Género <i>Raphidiopsis</i> F.E.Fritsch y F.Rich, 1929	
	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>curvata</i> Fritsch y M.F.Rich 1930 * **
	<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i> (Woloszynska) Aguilera, Berrendero Gómez, Kastovsky, Echenique y Salerno 2018
	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterránea</i> Skuja 1937
	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>curvispora</i>
Género <i>Sphaerospermopsis</i>	
	<i>Sphaerospermopsis</i> <i>torques-reginae</i> (Komárek) Werner, Laughinghouse IV, Fior y Sant'Anna 2012 * **
Familia Nostocaceae	
Género <i>Isocystis</i> A.Borzi ex É.Bornet y C.Flahault, 1886* **	
Subclase Synechococcophycidae	
Orden Synechococcales	
Familia Coelosphaeriaceae	
Género <i>Coelomoron</i>	
	<i>Coelomoron</i> cf. <i>tropicale</i> P.A.C.Senna, A.C.Peres y Komárek 1998 * **

Género <i>Coelosphaerium</i> Nägeli, 1849	
Familia Heteroleibleiniaceae	
Género <i>Heteroleibleinia</i> (Geitler) Hoffmann, 1985* **	
Familia Leptolyngbyaceae	
Género <i>Leptolyngbya</i> Anagnostidis y Komárek, 1988, nom. et typ. Cons * **	
	<i>Leptolyngbya</i> sp.1
	<i>Leptolyngbya</i> sp.2
	<i>Leptolyngbya</i> sp.3
	<i>Leptolyngbya</i> sp.4
Género <i>Planktolyngbya</i>	
	<i>Planktolyngbya limnetica</i> (Lemmermann) Komárková-Legnerová y Cronberg 1992 * **
Género <i>Romeria</i> M.Koczwara, 1932	
	<i>Romeria</i> cf. <i>elegans</i> (Woloszynska) Geitler 1932 * **
	<i>Romeria</i> cf. <i>hieroglyphica</i> Komárek y Komárková-Legnerová 2007 * **
	<i>Romeria</i> cf. <i>leopoliensis</i> (Raciborski) Koczwara 1932 * **
	<i>Romeria</i> cf. <i>victoriae</i> Komárek y Cronberg 2001 * **
	<i>Romeria</i> sp.1
	<i>Romeria</i> sp.2
Familia Merismopediaceae	
Género <i>Aphanocapsa</i> C.Nägeli, 1849	
	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>annulata</i> G.B.McGregor 2007 **
	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i> West y G.S.West 1912
	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>incerta</i> (Lemmermann) G.Cronberg y Komárek 1994
	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>koordersii</i> K.M.Strøm 1923 * **
	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>planctónica</i> (G.M.Smith) Komárek y Anagnostidis 1995
	<i>Aphanocapsa</i> sp.1
	<i>Aphanocapsa</i> sp.2
	<i>Aphanocapsa</i> sp.3
	<i>Aphanocapsa</i> sp.4
	<i>Aphanocapsa</i> sp.5
	<i>Aphanocapsa</i> sp.6
	<i>Aphanocapsa</i> sp.7
Género <i>Limnococcus</i>	
	<i>Limnococcus</i> cf. <i>limneticus</i> (Lemmermann) Komárková, Jezberová, O.Komárek y Zapomelová 2010 * **

Género <i>Merismopedia</i> Meyen, 1839	
	<i>Merismopedia</i> cf. <i>ferrophila</i> Hindák 1982 * **
	<i>Merismopedia tenuissima</i> Lemmermann 1898 * **
	<i>Merismopedia</i> sp
Género <i>Microcrocis</i> **	
	<i>Microcrocis</i> cf. <i>pulchella</i> (Buell) Geitler 1942 * **
Familia Pseudanabaenaceae	
Género <i>Jaaginema</i> Anagnostidis y Komárek, 1988	
	<i>Jaaginema</i> sp.1
	<i>Jaaginema</i> sp.2
	<i>Jaaginema</i> sp.3
Género <i>Limnothrix</i> M.-E.Meffert, 1988	
	<i>Limnothrix</i> cf. <i>guttulata</i> (Goor) I.Umezaki y M.Watanabe 1994 * **
	<i>Limnothrix</i> cf. <i>redekei</i> (Goor) Meffert 1988 * **
	<i>Limnothrix</i> sp.
Género <i>Pseudanabaena</i> Lauterborn, 1915	
	<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>papillaterminata</i> (Kisselev) Kukk 1959 * **
	<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>galeata</i> Böcher 1949
	<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>limnetica</i> (Lemmermann) Komárek 1974 * **
	<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>moniliformis</i> Komárek y Kling 1991 * **
	<i>Pseudanabaena mucicola</i> (Naumann y Huber-Pestalozzi) Schwabe 1964
	<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>minina</i> (G.S.An) Anagnostidis 2001
	<i>Pseudanabaena</i> sp.1
	<i>Pseudanabaena</i> sp.2
Familia Romeriaceae	
Género <i>Wolskyella</i> Claus, 1963 * **	
	<i>Wolskyella</i> sp.1
	<i>Wolskyella</i> sp.2
Familia Synechococcaceae	
Género <i>Cyanogranis</i> * **	
	<i>Cyanogranis libera</i> Hindák 2002 * **
Género <i>Synechococcus</i> C.Nägeli, 1849 **	
* Nuevos registros para El Salvador.	
** Nuevos registros para el embalse Cerrón Grande.	

5.1.1. Registro fotográfico de cianobacterias con su orden, familia y género, según correspondan las figuras.

Orden Chroococcales, Familia **Aphanothecaceae**, Géneros: *Aphanothece*, *Gloeothece*.
Familia Cyanothrichaceae, Género *Johannesbaptistia*. **Familia Chroococcaceae**, Géneros: *Asterocapsa*, *Chroococcus*. **Familia Microcystaceae**, Géneros: *Gloeocapsa*, *Microcystis*.

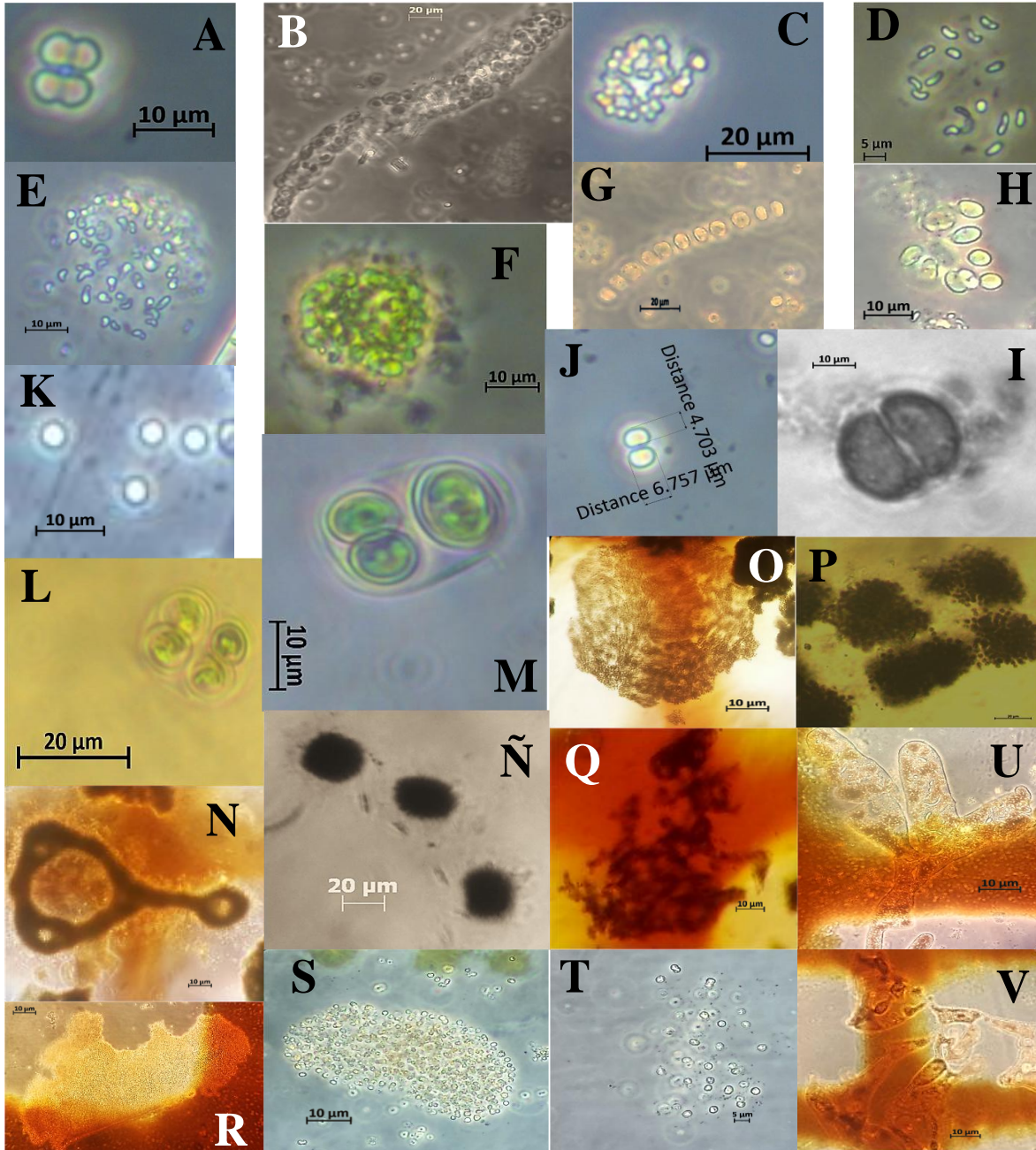


Figura 11. Orden Chroococcales A) sp.1, B) sp.2, C) sp.3. D, E) *Aphanothece* sp. F) *Gloeothece* sp. G) *Johannesbaptistia* sp. H) *Asterocapsa* sp. I) *Chroococcus* cf. *turgidus*. J) *Chroococcus* sp.1, K) *Chroococcus* sp.2. L, M) *Gloeocapsa* sp. N) *Microcystis* cf. *aeruginosa*, Ñ) *Microcystis* cf. *botrys*, O) *Microcystis* cf. *flos-aquae*, P) *Microcystis* cf. *novacekii*, Q) *Microcystis* cf. *ichthyoblabe*, R) *Microcystis* cf. *panniformis*, S, T) *Microcystis* cf. *protocystis*, U, V) *Microcystis* cf. *wesenbergii*.

Familia Microcystaceae, Género *Sphaerocavum*. **Orden Oscillatoriales**, **Familia Borziaceae**, Género *Borzia*. **Familia Coleofasciculaceae**, Género *Geitlerinema*. **Familia Gomontiellaceae**, Género *Komvophoron*. **Familia Microcoleaceae**, Géneros: *Oxynema*, *Planktothrix*, *Tychonema*. **Familia Oscillatoriaceae**, Género *Limnoraphis*.

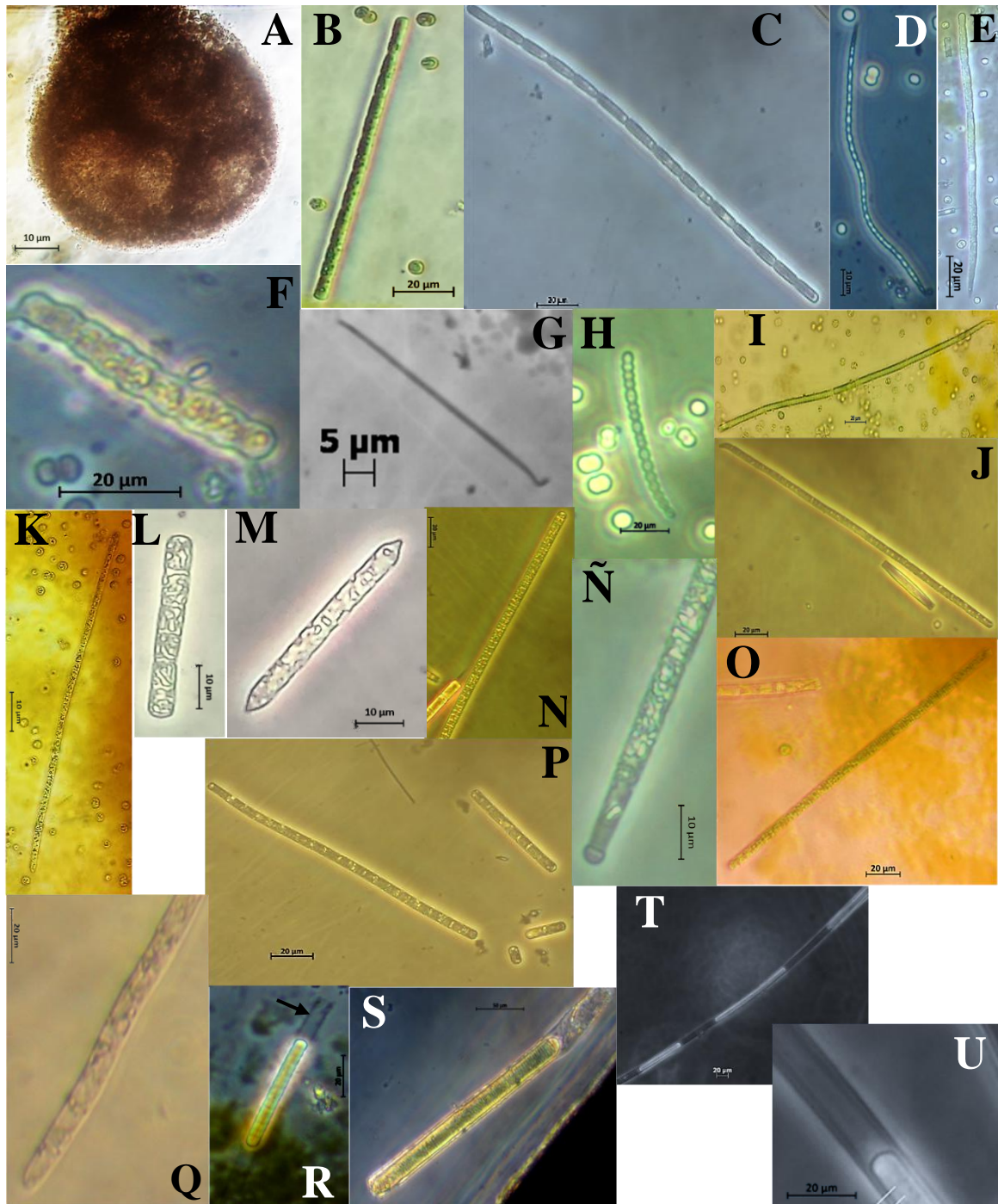


Figura 12. A) *Sphaerocavum* cf. *brasiliense*. **Orden Oscillatoriales**. B) sp.1, C) sp.2, D) sp.3, E) sp.4. F) *Borzia* sp. G) *Geitlerinema* sp. H) *Komvophoron* sp. I) *Oxynema* sp.1, J) *Oxynema* sp.2. K) *Planktothrix agardhii*, L), M) *Planktothrix* cf. *suspensa*, N), Ñ) *Planktothrix* cf. *rubescens*, O) *Planktothrix isothrix* P) *Planktothrix* sp. Q) *Tychonema* sp. R) *Limnoraphis* sp.1, flecha señalizando vaina mucilaginoso firme, S) *Limnoraphis* sp.2, T, U) *Limnoraphis* cf. *birgei*, flecha señalizando vaina mucilaginoso firme.

Familia Oscillatoriaceae, Géneros: *Oscillatoria*, *Phormidium*. Orden Spirulinales, Familia Spirulinaceae, Géneros: *Glaucospira*, *Spirulina*. Orden Nostocales, Familia Aphanizomenonaceae, Género *Anabaenopsis*.

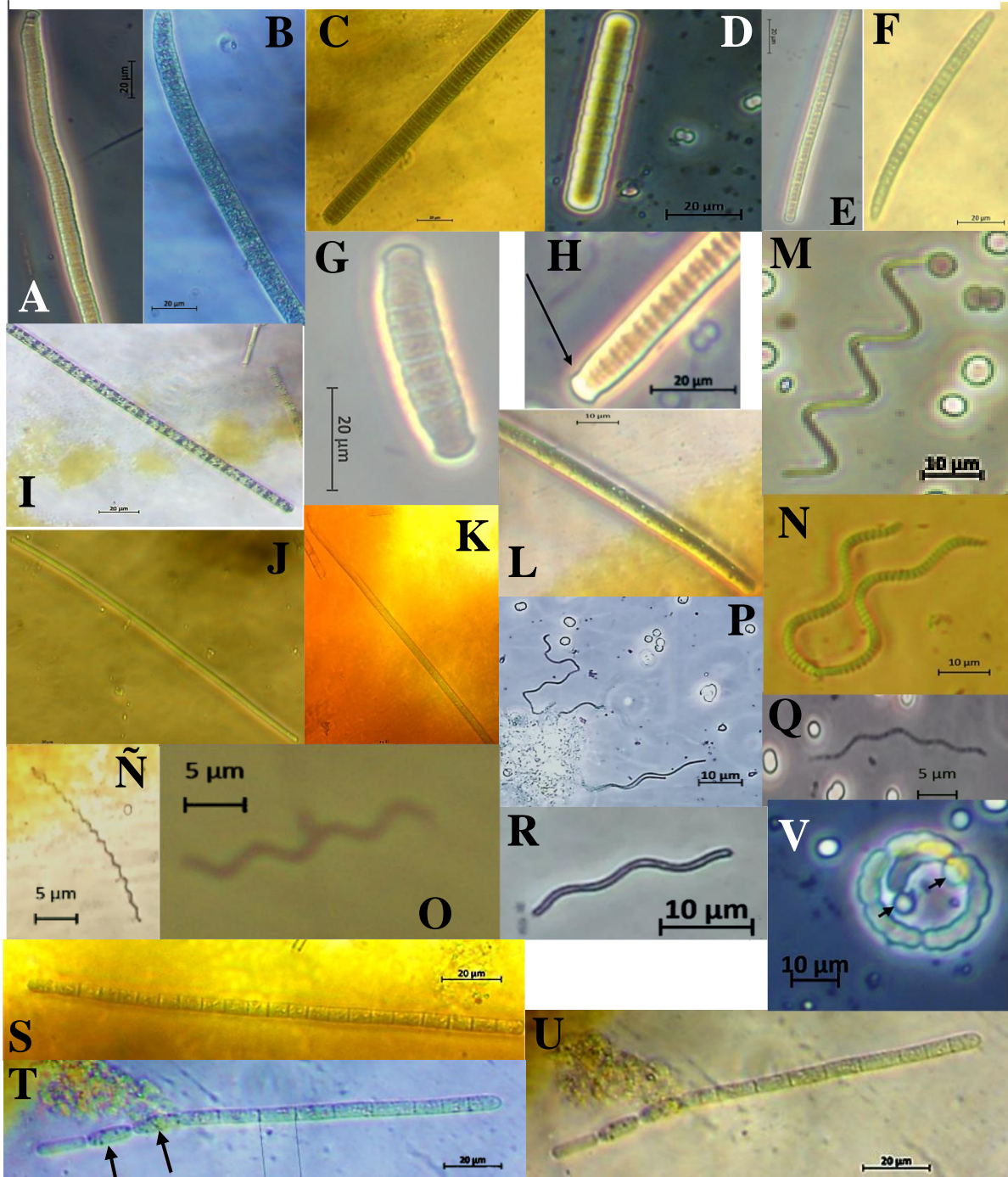


Figura 13. A) *Oscillatoria* cf. *anguina*, B) *Oscillatoria* cf. *curviceps* C) *Oscillatoria* *limosa*, D) *Oscillatoria* cf. *Tenuis* E) *Oscillatoria* sp.1, F) *Oscillatoria* sp.2, G, H) *Oscillatoria* sp.3, flecha señalizando célula terminal con caliptra, I) *Phormidium* cf. *tergestinum*, J) *Phormidium* sp1, K) *Phormidium* sp.2, L) *Phormidium* sp.3. **Orden spirulinaceae** M) *Glaucospira* sp. N) *Spirulina subsalsa*. Ñ) *Spirulina* sp.1, O) *Spirulina* sp.2, P) *Spirulina* sp.3, Q) *Spirulina* sp4, R) *Spirulina* sp.5. **Orden Nostocales.** S, T y U) Sp.1. T) flechas señalizando acinetos, V) *Anabaenopsis* sp., flechas señalizando heterocistos en ambos extremos del tricoma.

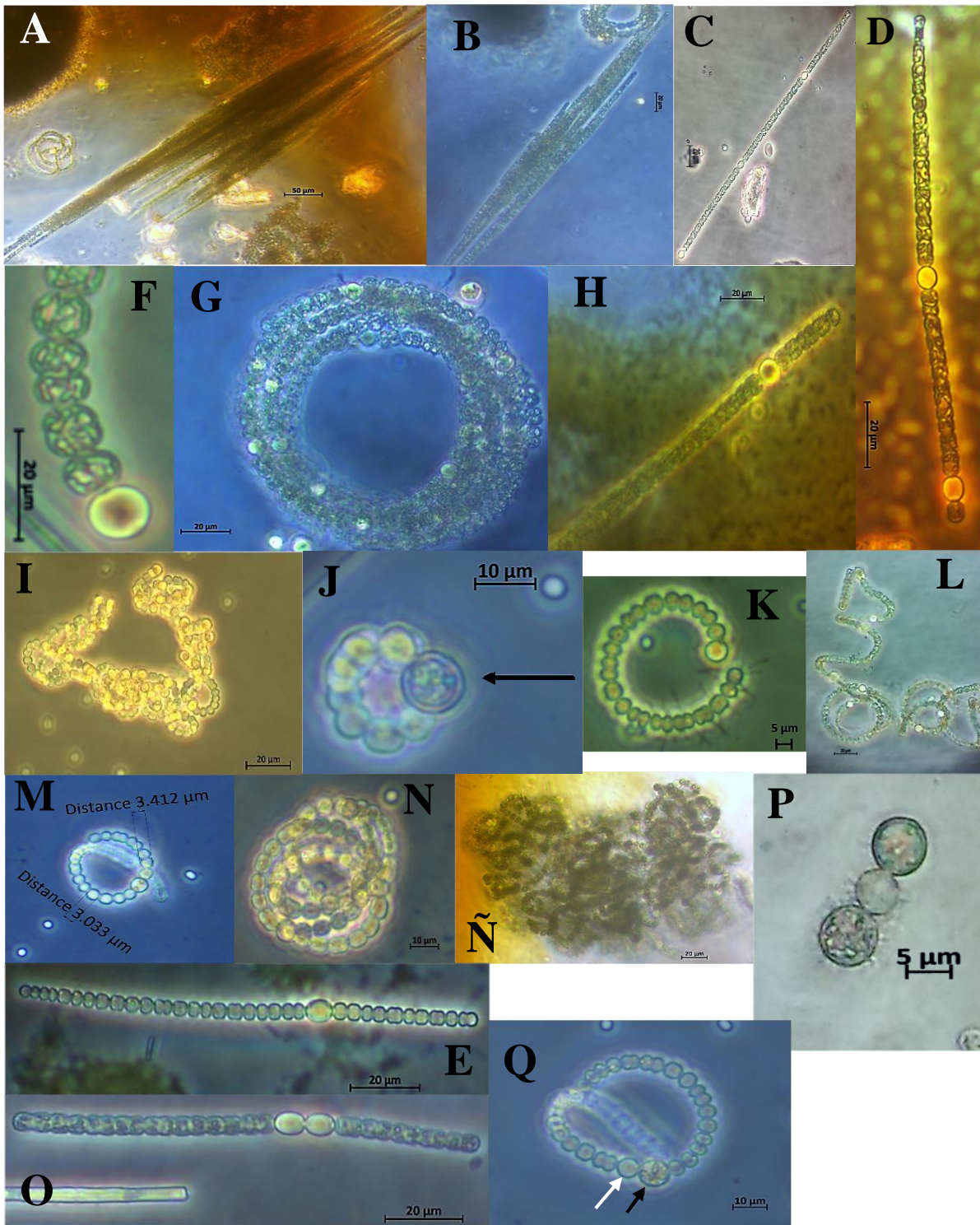


Figura 14. A, B) *Aphanizomenon* cf. *flos-aquae*, C) *Aphanizomenon* sp.1, D) *Aphanizomenon* cf. *gracile*, E) *Aphanizomenon* cf. *ovalisporum*. F, G) *Dolichospermum* cf. *circinale*. H) *Dolichospermum* cf. *viguieri*, I, J) *Dolichospermum* cf. *Compactum*, flecha señalizando acineto, K, L) *Dolichospermum* sp.1, M) *Dolichospermum* sp.2, N) *Dolichospermum* sp.3, Ñ) *Dolichospermum* sp.4. O) *Dolichospermum* sp.5 P), Q) *Sphaerospermopsis torques-reginae*, P) heterocisto en medio de dos acinetos, Q) flechas negras señalizando acinetos y flechas blancas señalizando heterocistos.

Familia *Leptolyngbyaceae*, Géneros: *Leptolyngbya*, *Romeria*. Familia *Merismopediaceae*, Géneros: *Aphanocapsa*, *Limnococcus*, *Microcrocis*.

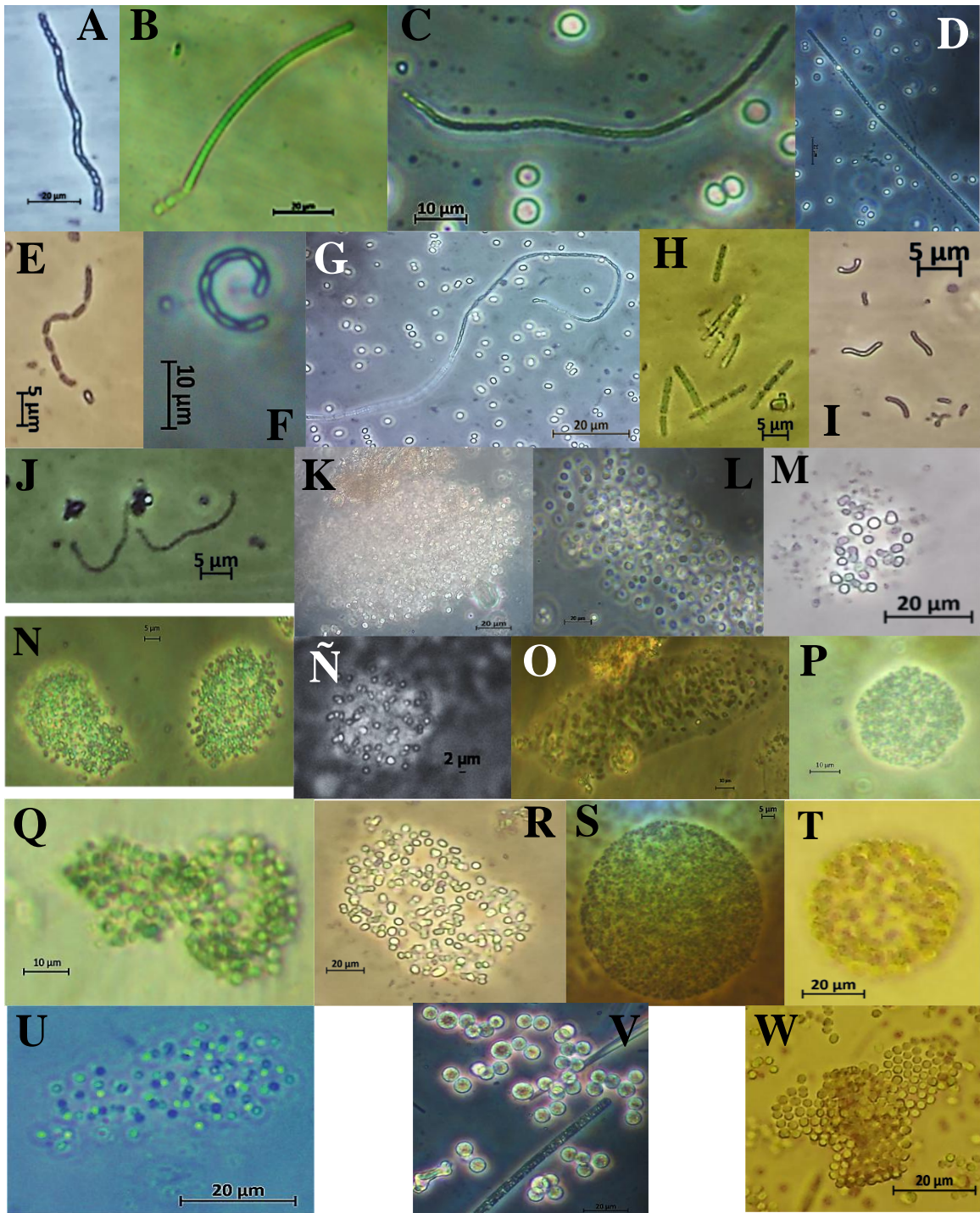


Figura 16. A) *Leptolyngbya* sp.1, B) *Leptolyngbya* sp.2, C) *Leptolyngbya* sp.3, D) *Leptolyngbya* sp.4, E) *Romeria* cf. *elegans*, F) *Romeria* cf. *leopoliensis* G) *Romeria* cf. *hieroglyphica*, H) *Romeria* cf. *victoriae*, I) *Romeria* sp.1, J) *Romeria* sp.2, K) *Aphanocapsa* sp.1, L) *Aphanocapsa* sp.2, M) *Aphanocapsa* sp.3, N) *Aphanocapsa* sp.4 Ñ) *Aphanocapsa* sp.5, O) *Aphanocapsa* sp.6, P) *Aphanocapsa* sp.7, Q) *Aphanocapsa* cf. *annulata*, R) *Aphanocapsa* cf. *koordersii*, S) *Aphanocapsa* cf. *delicatissima*, T) *Aphanocapsa* cf. *incerta*, U) *Aphanocapsa* *planctónica*, V) *Limnococcus* cf. *limneticus* W) *Microcrocis* cf. *pulchella*.

Familia Merismopediaceae, Género *Merismopedia*. **Familia Pseudanabaenaceae**, Géneros: *Jaaginema*, *Limnothrix*, *Pseudanabaena*. **Familia Romeriaceae**, Género *Wolskyella*. **Familia Synechococcaceae**, Géneros: *Cyanogranis*, *Synechococcus*.

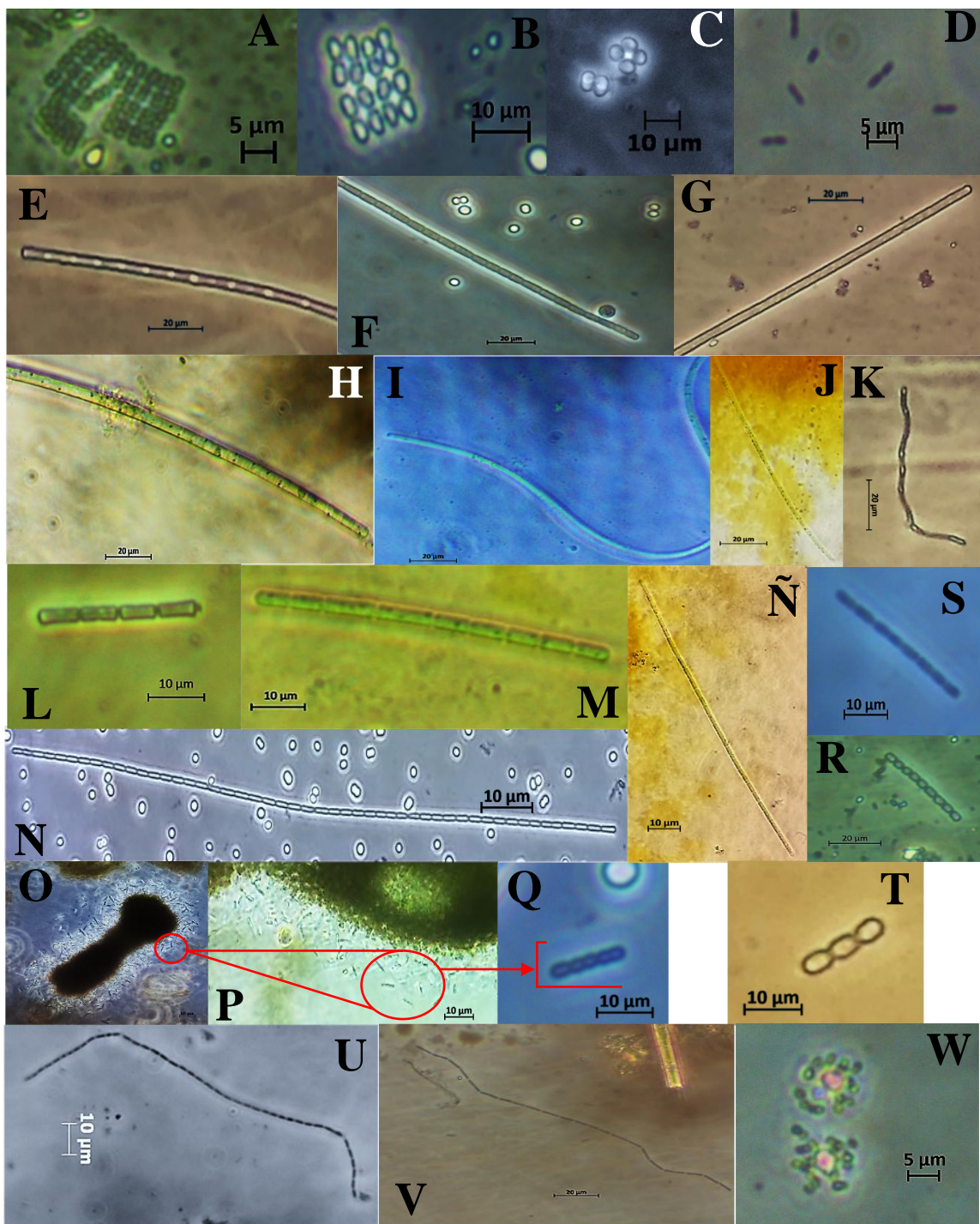


Figura 17. A) *Merismopedia tenuissima*, B) *Merismopedia* cf. *ferrophila* C) *Merismopedia* sp., D) *Synechococcus* sp. E) *Jaaginema* sp.1, F) *Jaaginema* sp.2, G) *Jaaginema* sp.3, H, I) *Limnothrix* cf. *guttulata*, J) *Limnothrix* cf. *redekei* K) *Limnothrix* sp. L) *Pseudanabaena* cf. *papillaterminata*, M) *Pseudanabaena* cf. *moniliformis* N) *Pseudanabaena* cf. *limnetica* Ñ) *Pseudanabaena* cf. *galeata* O-Q) *Pseudanabaena mucicola*, tricomas rodeando colonia de *Microcystis* cf. *aeruginosa*. R) *Pseudanabaena* cf. *minima*, S) *Pseudanabaena* sp.1, T) *Pseudanabaena* sp.2 U) *Wolskyella* sp.1, V) *Wolskyella* sp.2. W) *Cyanogranis libera*.

5.1.2. Estimación de riqueza

Como se aprecia en la figura 18, la curva de acumulación de especies se eleva y llega a un punto donde se estabiliza y se observa una curva asintótica, lo que indica que, aunque se aumente el esfuerzo de muestreo, es difícil que incremente el número de especies. Según los estimadores utilizados, Chao 1 esperaba 127 morfo-especies, Chao 2 esperaba 127, Jack 1 esperaba 133, Jack 2 esperaba 131 y Bootstrap 130, en el presente estudio se observaron 125 morfo-especies, con un rango de representatividad de riqueza estimada de 93 al 98%, lo cual se considera aceptable, con el esfuerzo, las técnicas y el tiempo empleado.

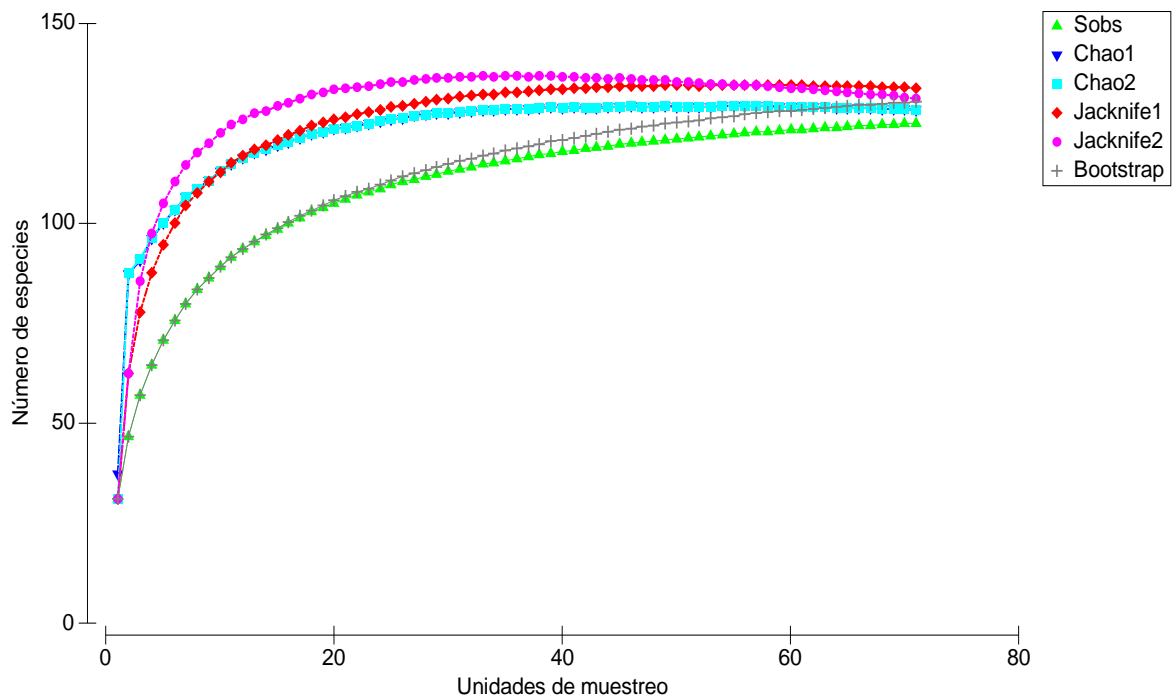


Figura 18. Curva de acumulación de especies para distintos estimadores de riqueza a partir de 71 eventos de muestreos en el Embalse Cerrón Grande, entre mayo-octubre de 2019 a enero-febrero 2020. "Sobs": riqueza observada.

5.1.3. Abundancia

La abundancia total de cianobacterias registradas, se encontró por encima de las 1000cél/mL¹ en todos los puntos, durante los ocho meses de muestreo, con dominancia de la especie *Chroococcus* sp2, con abundancias relativas promedio en mayo de 4,561,630 cél/mL y mínimas de 464 cél/mL en octubre; esta cianobacteria se registró en todos los puntos de muestreo, durante los 8 meses de estudio con variación en cuanto a su abundancia (Figura 19).

La especie *Pseudanabaena mucicola* fue la segunda cianobacteria con abundancias relativas promedios mayores al resto de individuos, sin embargo, su registro fue imparcial, pues no se registró en todos los puntos ni en todos los meses de muestreo en comparación con *Chroococcus* sp2. *Pseudanabaena mucicola* presentó abundancias relativas promedio máximas de 4,949,918 cél/mL en mayo y mínimas de 30 cél/mL en septiembre.

En la gráfica se observa que mayo, junio y agosto de 2019 y enero de 2020, presentaron las mayores abundancias promedio de cianobacterias, con dominancia de la especie *Chroococcus* sp2, pero menor diversidad de individuos; en cuanto a los meses con menores abundancias promedios, como julio, septiembre y octubre de 2019 y febrero de 2020, presentaron mayor diversidad de individuos. Septiembre y octubre de 2019 se caracterizaron por presentar mayor dominancia y diversidad de especies filamentosas entre las que se encuentran los géneros *Raphidiopsis*, *Pseudanabaena* y *Planktothrix*.

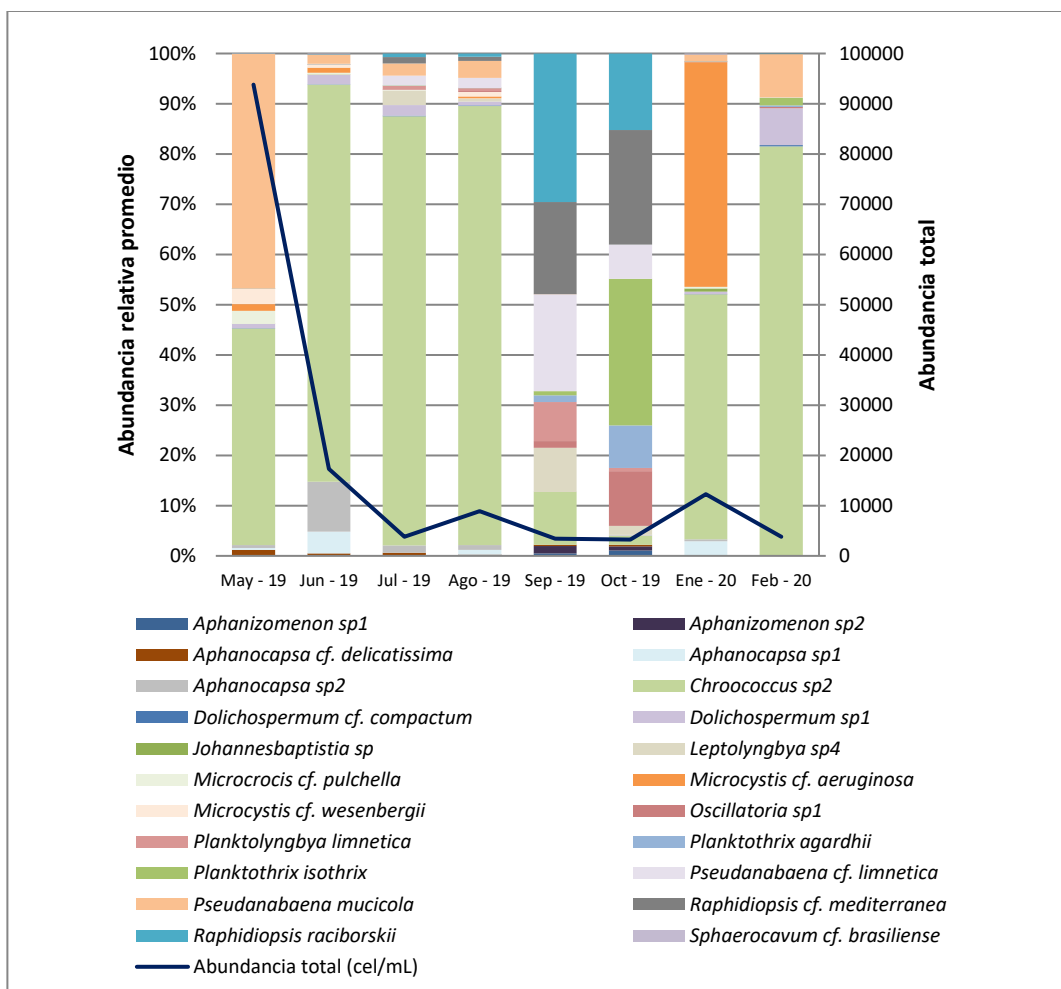


Figura 19. Abundancias relativas promedio de las morfo-especies registradas en el embalse Cerrón Grande durante el período de muestreo. La gráfica hace referencia solamente a las especies más abundantes.

Las cianobacterias que registraron menor frecuencia y abundancia fueron *Borzia* sp, *Cyanogranis libera*, *Merismopedia* cf. *ferrophila*, *Spirulina subsalsa* y *Geitlerinema* sp.; estas presentaron abundancias menores o iguales a 10 cél/mL a lo largo del período de estudio.

También se observaron eventos de proliferaciones localizadas del complejo *Microcystis aeruginosa* (Figura 20), principalmente de las morfo-especies *Microcystis* cf. *aeruginosa* y *Microcystis* cf. *wesenbergii*. *Microcystis* cf. *aeruginosa* se observó en mayo, junio y agosto de 2019 y enero de 2020, con picos de abundancia promedio de 1,278,153 cél/mL en mayo de 2019 a excepción de los puntos 6 y 9, donde no se

observaron; en enero de 2020, se volvieron a observar picos de abundancias de *Microcystis cf. aeruginosa* con 6,930,308 cél/mL a excepción de los puntos 4, 6, 7, 8 y 9 donde no se observó la morfo-especie. *Microcystis cf. wesenbergii*, se observó en mayo, junio y agosto de 2019, con una concentración promedio de 2,909,465 cél/mL en mayo, a excepción de los puntos 1, 3, 8 y 9, donde no se observó.

La morfo-especie *Microcystis cf. panniformis* se observó en mayo en el punto 4 y en enero en el punto 5, en cambio *Microcystis cf. botrys* se observó en mayo en el punto 4 (Figura 20), sin embargo, ambas cianobacterias presentaron abundancias que no representaron picos de proliferación representativos.

En el caso de la especie *Microcystis aeruginosa* se ha adoptado por diversos autores el término “complejo”, debido a las dificultades que tiene actualmente identificar la especie solo por su morfología, ya que la forma característica de las colonias varía y se asemejan a otras colonias del mismo género

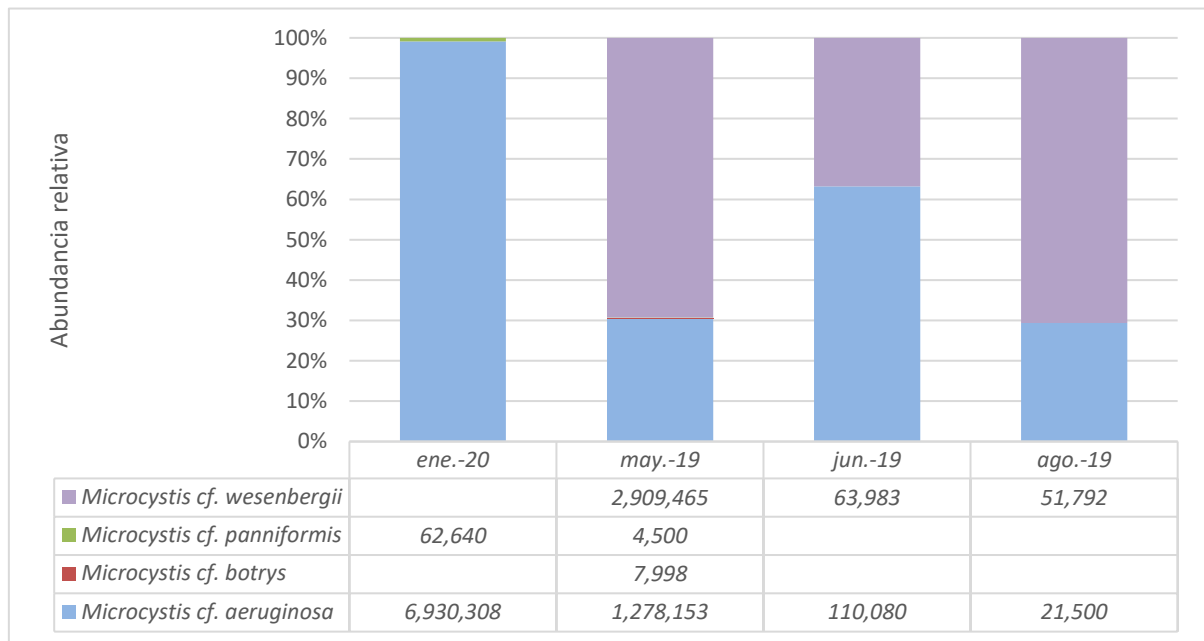


Figura 20. Abundancias promedio registradas del complejo *Microcystis aeruginosa* durante el periodo de estudio. En el resto de los meses sin observación.

5.1.4. Variabilidad espacial y temporal

De acuerdo al análisis ANOSIM, no se detectaron diferencias significativas en la composición y abundancia de cianobacterias entre los puntos de muestreo ($R=0.012$, $p=0.61$); sin embargo al analizar los patrones temporales se detectaron diferencias significativas en la composición y abundancia de las cianobacterias entre los meses de muestreo ($R=0.566$, $p=0.01$) (Tabla 5).

Tabla 5. Comparación entre meses de muestreo de acuerdo al análisis ANOSIM. El texto marcado en rojo indica las comparaciones en las que no se detectaron diferencias significativas.

Grupos	Estadístico	Nivel de significancia %	Permutaciones	Observado
May-19,Jun-19	0.077	9.7	999	96
May-19, Jul-19	0.605	0.1	999	0
May-19, Ago-19	0.367	0.3	999	2
May-19, Sep-19	0.991	0.1	999	0
May-19, Oct-19	0.997	0.1	999	0
May-19, Ene-20	0.209	2.1	999	20
May-19, Feb-20	0.86	0.1	999	0
Jun-19, Jul-19	0.276	0.4	999	3
Jun-19, Ago-19	0.14	6.3	999	62
Jun-19, Sep-19	0.855	0.1	999	0
Jun-19, Oct-19	0.901	0.1	999	0
Jun-19, Ene-20	0.08	12.7	999	126
Jun-19, Feb-20	0.587	0.1	999	0
Jul-19, Ago-19	0.186	3.6	999	35
Jul-19, Sep-19	0.883	0.1	999	0
Jul-19, Oct-19	0.966	0.1	999	0
Jul-19, Ene-20	0.361	0.1	999	0
Jul-19, Feb-20	0.727	0.1	999	0

Ago-19, Sep-19	0.36	0.3	999	2
Ago-19, Oct-19	0.581	0.1	999	0
Ago-19, Ene-20	0.224	2.9	999	28
Ago-19, Feb-20	0.519	0.1	999	0
Sep-19, Oct-19	0.578	0.1	999	0
Sep-19, Ene-20	0.85	0.1	999	0
Sep-19, Feb-20	0.994	0.1	999	0
Oct-19, Ene-20	0.806	0.1	999	0
Oct-19, Feb-20	1	0.1	999	0
Ene-20, Feb-20	0.215	1	999	9

La tabla 5 muestra que existen diferencias significativas entre la mayoría de los meses, a excepción de mayo 2019-junio 2019, junio 2019-agosto 2019 y junio 2019-enero 2020 marcados en rojo, en los que no hay diferencias estadísticamente significativas. La similitud entre estos meses se debe a las altas abundancias de *Chroococcus* sp.2 (Tabla 6).

El análisis nMDS (Figura 21), muestra un cambio gradual en la composición y abundancia de cianobacterias a lo largo de los meses. El mes de septiembre-2019 y octubre-2019 se agrupan en el extremo izquierdo del plano, y los meses de mayo-2019, junio-2019, julio-2019, agosto-2019, enero-2020 y febrero-2020 orientados del centro a la derecha de la figura.

La ordenación de los puntos en el plano bidimensional indica que hay heterogeneidad en la composición y abundancia entre los puntos de muestreo dentro de cada mes. Concretamente algunos puntos que se encuentran más hacia el norte del embalse se comportan de forma ligeramente diferente a los puntos que se encuentran más al centro-sur del embalse en todos los meses de muestreo.

En el gráfico nMDS (Figura 21) se observan algunos puntos aislados, lo cual indica que tiene una composición y abundancia distinta al resto. En este caso, el punto 5 en mayo de 2019 se caracterizó por presentar abundancias altas de

Pseudanabena mucicola. En junio de 2019, los puntos 1 y 8 dominó la especie *Dolichospermum* sp.1, en cambio en el punto 3, hubo dominancia de la especie *Aphanocapsa* sp.2; ambas especies dominaron con abundancias superiores a las detectadas en otras muestras. El punto 8 del mes de julio de 2019, se encuentra cercano a los puntos 6, 7, 8 y 9 del mes de agosto de 2019 al compartir la presencia de la especie *Leptolyngbya* sp.4, cuyas abundancias se asemejan.

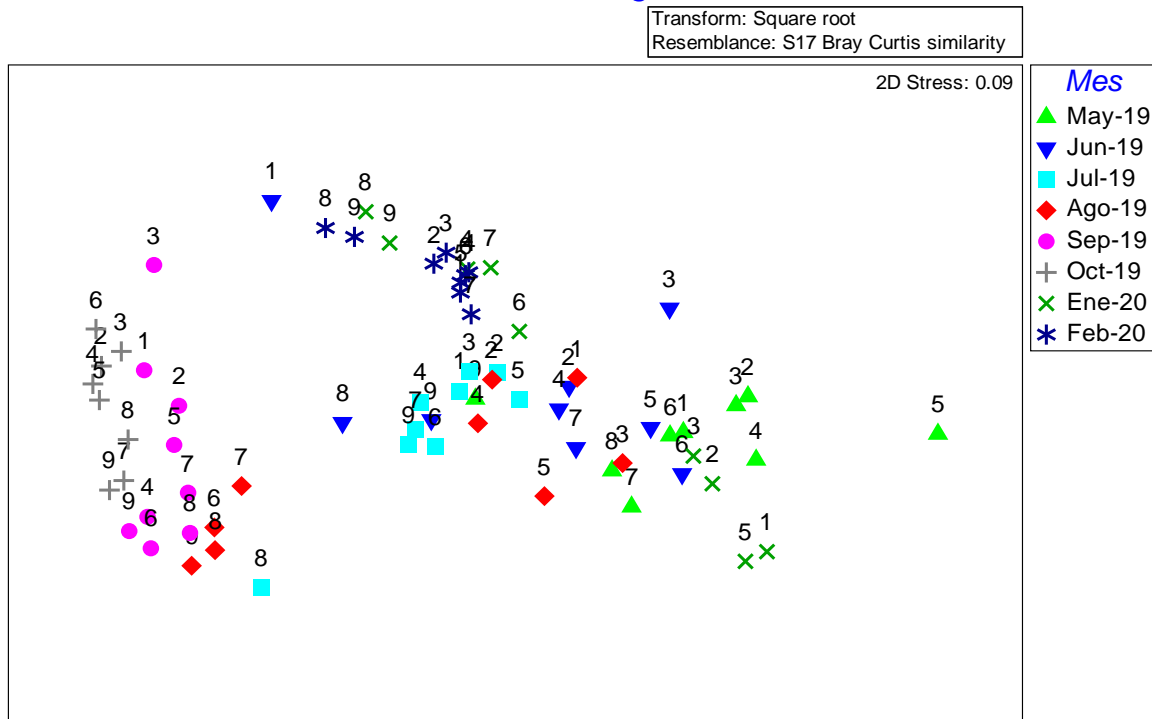


Figura 21. Diagrama nMDS basado en la composición y abundancia de cianobacterias durante los meses de muestreo en el embalse Cerrón Grande. Los números en cada símbolo hacen referencia a los puntos de muestreo.

Los meses de mayo, junio, julio, agosto, enero y febrero que se ubican en su mayoría al lado derecho del diagrama, y cuyos puntos se observan más cercanos (Figura 21), presentaron menor variabilidad espacial con predominancia de la morfoespecie *Chroococcus* sp.2, a excepción de los puntos del mes de septiembre y octubre de 2019 que se aíslan y se ubican al lado izquierdo del nMDS. Las especies que contribuyen a la similitud entre los puntos de septiembre y octubre de 2019 son

Raphidiopsis raciborskii, *Raphidiopsis* cf. *mediterránea*, *Pseudanabaena limnetica* y *Oscillatoria* sp.1 (Figura 26 y 27); las diferencias entre estos meses se deben a las especies *Leptolyngbya* sp4 y *Planktothrix isothrix*, debido a que fueron más abundantes en octubre que en septiembre. En la tabla 6 se presentan los porcentajes de disimilitud entre los meses de muestreo junto con cada especie que contribuye porcentualmente a la disimilaridad entre los meses.

En la tabla se refleja que las especies que contribuyeron más a la disimilaridad entre los meses fueron *Chroococcus* sp.2, *Pseudanabaena mucicola*, *Dolichospermum* sp.1 y *Microcystis* cf. *aeruginosa*, ya sea por la abundancia o la presencia de estas.

Tabla 6. Disimilaridad promedio en contribución porcentual de cada morfo-especie con respecto a su presencia y abundancia de acuerdo a los resultados del análisis SIMPER. Se tomaron en cuenta los porcentajes de disimilaridad arriba del 80% por considerarse más representativos, presentados en la tabla de mayor a menor porcentaje.

May-19-Oct-19	May-19-Sep-19	Oct-19-Ene-20	Jun-19-Oct-19	Jun-19-Sep-19	Oct-19-Feb-20	Sep-19-Feb-20
95.71%	93.82%	88.67%	86.34%	83.41%	81.92%	80.77%
<i>Chroococcus</i> sp.2	<i>Chroococcus</i> sp.2	<i>Chroococcus</i> sp.2	<i>Chroococcus</i> sp.2	<i>Chroococcus</i> sp.2	<i>Chroococcus</i> sp.2	<i>Chroococcus</i> sp.2
42.16%	42.23%	32.92%	36.37%	36.11%	28.42%	25.73%
<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	<i>Microcystis</i> cf. <i>aeruginosa</i>	<i>Dolichospermum</i> sp.1	<i>Dolichospermum</i> sp.1	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>
12.89%	13.15%	11.66%	7.84%	8.3%	10.34%	10.52%
<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	<i>Dolichospermum</i> sp.1	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	<i>Dolichospermum</i> sp.1	<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i>
6.22%	6.37%	7.64%	5.97%	6.16%	7.91%	9.01%
<i>Dolichospermum</i> sp.1	<i>Dolichospermum</i> sp.1	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	<i>Aphanocapsa</i> sp.1	<i>Aphanocapsa</i> sp.1	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>	<i>Dolichospermum</i> sp.1
5.33%	5.49%	6.41%	5.06%	5.25%	7.75%	8.35%
<i>Microcystis</i> cf. <i>aeruginosa</i>	<i>Microcystis</i> cf. <i>aeruginosa</i>	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>	<i>Planktothrix</i> <i>isothrix</i>	<i>Aphanocapsa</i> sp.2	<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i>	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>
3.68%	3.76%	4.66%	4.99%	4.67%	6.49%	6.21%
<i>Aphanocapsa</i> sp.2	<i>Aphanocapsa</i> sp.2	<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i>	<i>Aphanocapsa</i> sp.2	<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i>	<i>Planktothrix</i> <i>isothrix</i>	<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>limnetica</i>
3.34%	3.42%	3.66%	4.5%	4.33%	5.67%	6.17%
<i>Aphanocapsa</i> sp.1	<i>Aphanocapsa</i> sp.1	<i>Aphanocapsa</i> sp.1	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>limnetica</i>	<i>Leptolyngbya</i> sp.4
3.33%	3.4%	3.37%	3.39%	3.56%	4.25%	4.96%

<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>	<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>	<i>Planktothrix isothrix</i>	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	<i>Pseudanabaena cf. limnetica</i>	<i>Oscillatoria sp.1</i>	<i>Planktolyngbya limnetica</i>
3.04%	3.11%	2.99%	3.1%	2.9%	3.81%	4.41%
<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	<i>Oscillatoria sp.1</i>	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>	<i>Planktothrix agardhii</i>	<i>Planktothrix isothrix</i>
2.53%	2.59%	2.4%	3.05%	2.65%	3.34%	3.38%
<i>Planktothrix isothrix</i>	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	<i>Pseudanabaena cf. limnetica</i>	<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	<i>Leptolyngbya sp.4</i>	
2.35%	2.22%	2.39%	2.55%	2.6%	2.04%	

En mayo la especie más abundante fue *Chroococcus* sp.2 la cual se observó en todos los puntos de muestreo con una media de 5,099,500cél/mL, con menor abundancia en el punto 9 . *Pseudanabaena mucicola* también se observó en todos los puntos de muestreo con una media de 4,949,918 cél/mL, pero con abundancias variantes, presentando mayores abundancias en los puntos 2, 3 y 5. La especie menos abundante fue *Pseudanabaena* cf. *galeata*, con registró en el punto 3, y abundancias de 6 cél/mL. (Figura 22).

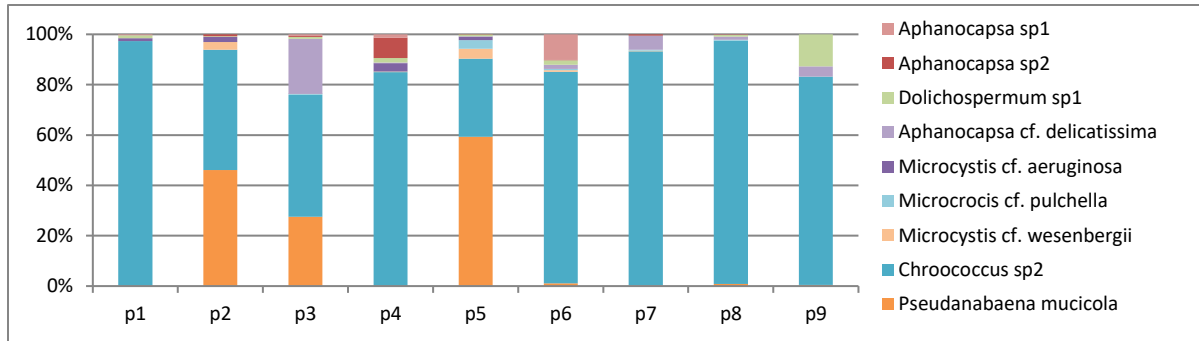


Figura 22. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de mayo de 2019.

En junio *Chroococcus* sp.2 presentó una media de 949,557 cél./mL con menores abundancias en los puntos 1 y 8; en estos puntos dominó la presencia de *Dolichospermum* sp.1. En el punto 3, *Aphanocapsa* sp.2 se observó con abundancias de 1,050,896 cél./mL. La especie menos abundante fue *Spirulina subsalsa*, con registros de 1 tricoma en el punto 4 (el conteo fue por tricoma al no ser visibles las células) (Figura 23).

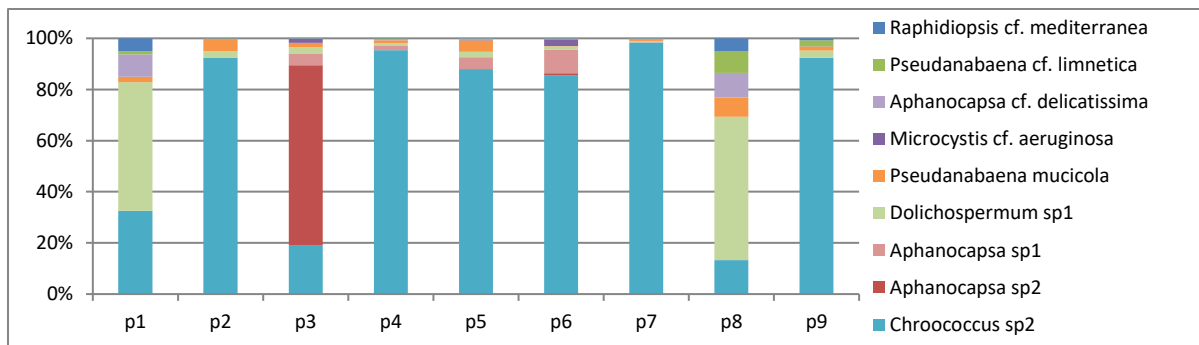


Figura 23. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de junio de 2019.

En julio la morfo-especie más abundante en la mayoría de los puntos fue *Chroococcus* sp.2 presentando una media de 293,563 cél./mL. En el punto 8 se observa mayor abundancia de *Leptolyngbya* sp.4, *Dolichospermum* sp.2, *Raphidiopsis* cf. *mediterranea*, *Planktolyngbya* *limnetica*, *Raphidiopsis* *raciborskii*, *Dolichospermum* sp.1 y *Pseudanabaena* cf. *limnetica*, con un promedio de 9,403 cél./mL. La morfo-especie menos abundante fue *Leptolyngbya* sp.1 en el punto 8 con abundancias de 22 cél./mL. (Figura 24).

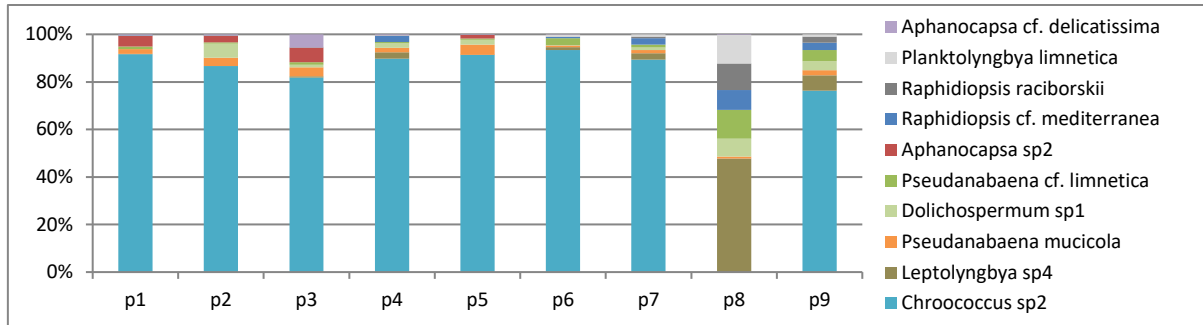


Figura 24. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de julio de 2019.

En agosto *Chroococcus* sp2 se observó en todos los puntos, con mayores abundancias en el 1, 2, 3, 4 y 5 con una media de 1,005,800 cél./mL. En los puntos 6, 7, 8 y 9 se observa mayor diversidad de cianobacterias, entre las que dominan *Raphidiopsis* cf. *mediterranea*, *Planktolyngbya* *limnetica*, *Raphidiopsis* *raciborskii*, *Leptolyngbya* sp4 y *Pseudanabaena* cf. *limnetica*, con promedios mayores a 11,669 cél./mL. La morfo-especie menos abundante fue *Borzia* sp, con registro en el punto 3, con 9 cél./mL. (Figura 25).

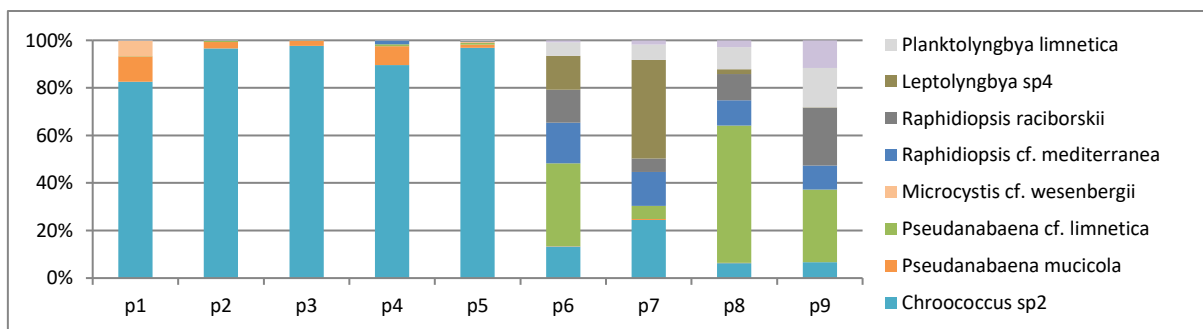


Figura 25. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de agosto de 2019.

En septiembre se observó mayor diversidad de morfo-especies de cianobacterias, con dominancia de individuos filamentosos; entre las cianobacterias más abundantes en todos los puntos se encuentran *Chroococcus* sp.2 (promedio de 2,540 cél./mL), *Raphidiopsis* cf. *mediterranea* (promedio de 4,428 cél./mL), *Raphidiopsis raciborskii* (promedio de 7,144 cél./mL), *Leptolyngbya* sp.4 (promedio de 2,120) cél./mL) y *Pseudanabaena* cf. *limnetica* (promedio de 5,005 cél./mL). La morfo-especie menos abundante fue *Oxynema* sp.1, con registro en el punto 3, y abundancias de 22 cél./mL (Figura 26).

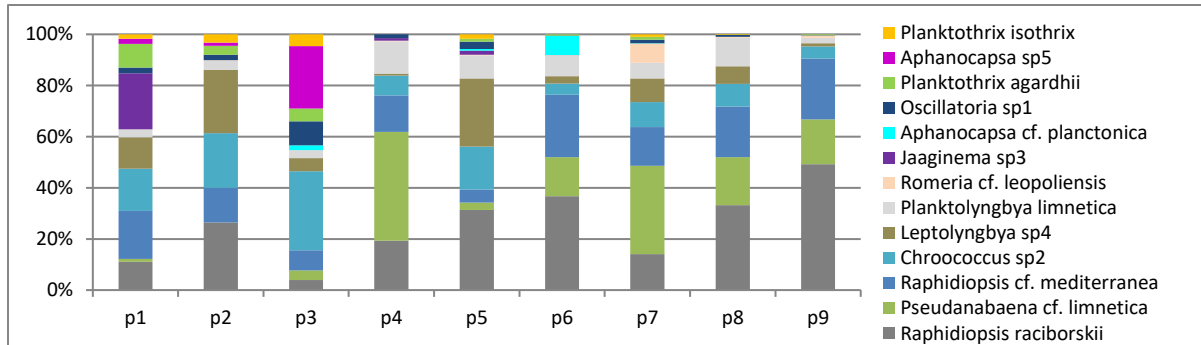


Figura 26. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de septiembre de 2019.

En octubre no se registraron datos en el punto 1 al ser imposible llegar a la zona de muestreo por el aumento de vegetación flotante en el espejo de agua, sin embargo, en el resto de los puntos se continuó observando dominancia de las especies filamentosas, donde se encuentran *Planktothrix isothrix* (promedio de 7,350 cél./mL), *Raphidiopsis* cf. *mediterranea* (promedio de 5,741 cél./mL), *Oscillatoria* sp.1 (promedio de 3,123 cél./mL) y *Planktothrix agardhii* (promedio de 5,690 cél./mL en los puntos 5, 8 y 9). *Chroococcus* sp.2 se observó en todos los puntos de muestreo con promedio de 463 cél./mL. La morfo-especie menos abundante fue *Limnographis* sp.1, en el punto 3, con abundancias de 17 cél./mL. (Figura 27).

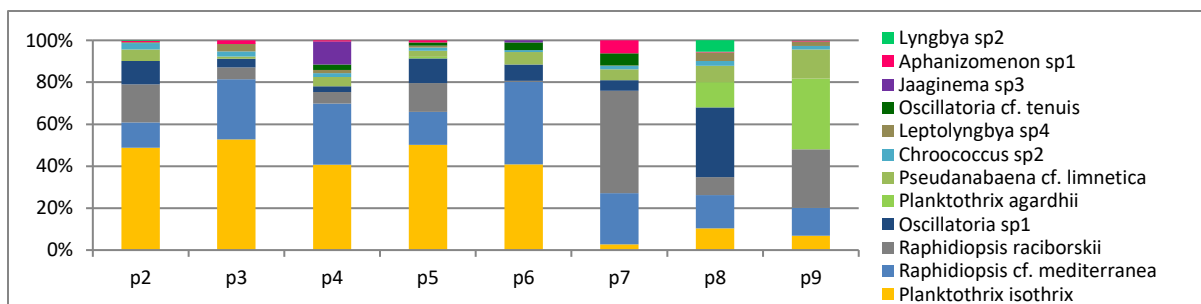


Figura 27. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de octubre de 2019.

En enero de 2020 se vuelve a observar la presencia dominante de *Chroococcus* sp.2 en todos los puntos de muestreo con una media de 1,688,923 cél./mL. En los puntos 1, 2, 3 y 5 se observó a *Microcystis* cf. *aeruginosa* con una media de 3,487,577 cél./mL. La morfo-especie menos abundante fue *Gloeocapsa* sp con registro en el punto 1, y abundancias de 54 cél/mL. (Figura 28).

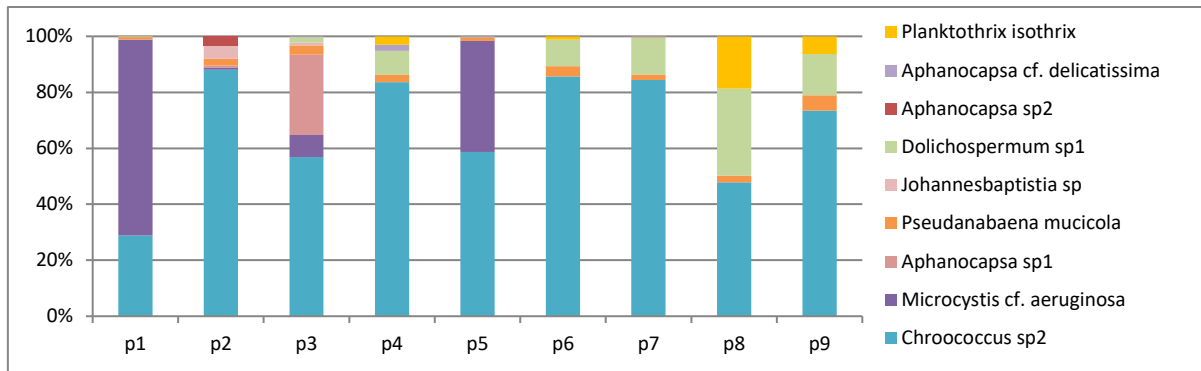


Figura 28. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de enero de 2020.

En febrero de 2020, *Chroococcus* sp.2 fue la más abundante en todos los puntos, con un promedio de 80,091 cél./mL; de igual manera *Pseudanabaena mucicola*, *Planktothrix isothrix* y *Dolichospermum* sp.1 se observaron en todos los puntos de muestreo, con un promedio de 5,742 cél./mL. La morfo-especie menos abundante fue *Dolichospermum* cf. *viguieri*, con registro en el punto 1, y abundancias de 56 cél/mL. (Figura 29).

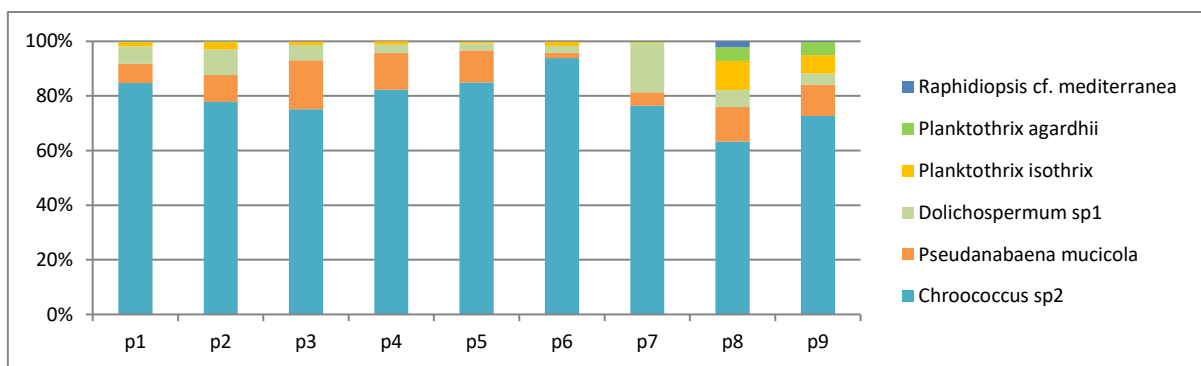


Figura 29. Abundancia relativa promedio de las morfo-especies más abundantes en el mes de febrero de 2020.

5.2. Factores fisicoquímicos

Los factores fisicoquímicos registraron variaciones mensuales para los parámetros: sólidos disueltos totales, profundidad del disco Secchi (cm) y oxígeno disuelto, en cambio los parámetros T°C y pH se mantuvieron levemente constantes (Figura 30). En la figura 30 se observa un comportamiento similar entre los parámetros, como es el caso de los sólidos disueltos totales y la profundidad del disco secchi (cm), donde a menores partículas suspendidas en el cuerpo de agua, mayor transparencia.

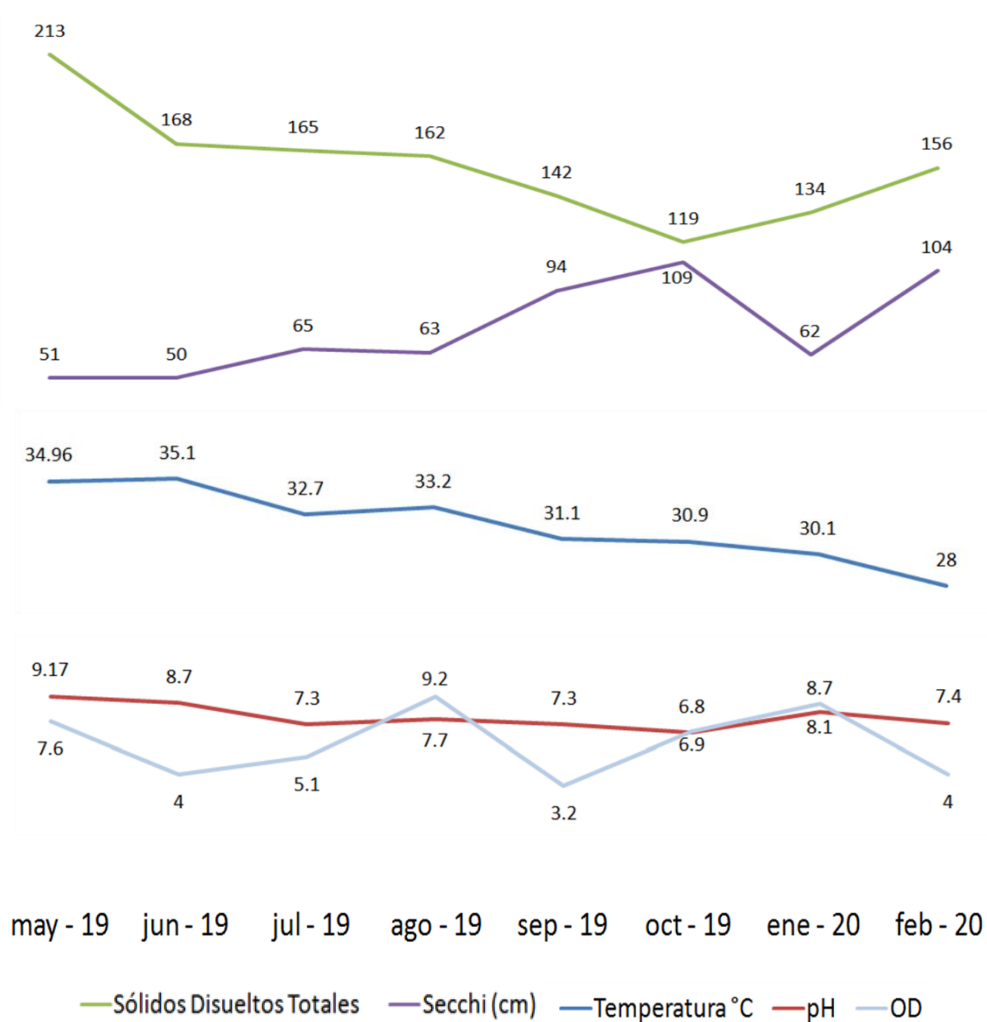


Figura 30. Promedios mensuales de los parámetros fisicoquímicos registrados en el embalse Cerrón Grande durante el período de muestreo. Los números sobre las líneas significan los valores promedios mensuales registrados durante los ocho meses de estudio.

Los sólidos disueltos totales presentaron los valores más altos en mayo de 2019 (rango de 186 a 235), y en octubre los valores más bajos (rango de 116-122 ppm). Se observó un descenso en los sólidos disueltos totales a partir de junio de 2019, sin embargo, en enero y febrero de 2020 se observa un incremento gradual. En febrero se registraron los valores más variables. (Figura 31-A).

La profundidad del disco Secchi (cm) registró los valores más altos en septiembre (rango de 50-180cm) y en junio los valores más bajos (rango de 25-100cm). En mayo y agosto de 2019 en el punto 5 se registró el valor más bajo de 0 cm, al igual que enero de 2020 en el punto 1. Durante todo el muestreo, en junio y enero se observaron los valores más variables (Figura 31-B).

El valor máximo de temperatura se registró en mayo de 2019 (rango de 32.1-39.0 °C). A partir de mayo se observó un descenso gradual de temperatura, registrando las menores temperaturas en octubre de 2019 (rango de 30.3-31.9 °C) y enero (rango de 29.2-31.7 °C) y febrero de 2020 (rango de 27.7-28.5 °C) (Figura 31-C). Los registros más variables se observaron en mayo y junio.

Los valores de pH más altos se registraron en el mes de mayo (rango de 7.5-9.80) y los valores más bajos en el mes de octubre (rango de 6.30-7.10); a partir de mayo de 2019 se observa un descenso gradual del pH, sin embargo, en enero de 2020 la pendiente vuelve a elevarse (rangos de 7.20-9.0) (Figura 31-D), en este mes también se observaron los valores más variables.

En julio y septiembre de 2019 y febrero de 2020, el oxígeno disuelto presentó valores levemente similares. En agosto de 2019 se observaron los valores más altos con un rango de 9.5-13.7 ppm. Los valores más bajos se registraron en junio de 2019 con un rango de 2-4. El valor más bajo se registró en septiembre de 2019 en el punto 3 con 1.1 (Figura 31-E). Mayo, agosto y enero, presentaron los valores más variables.

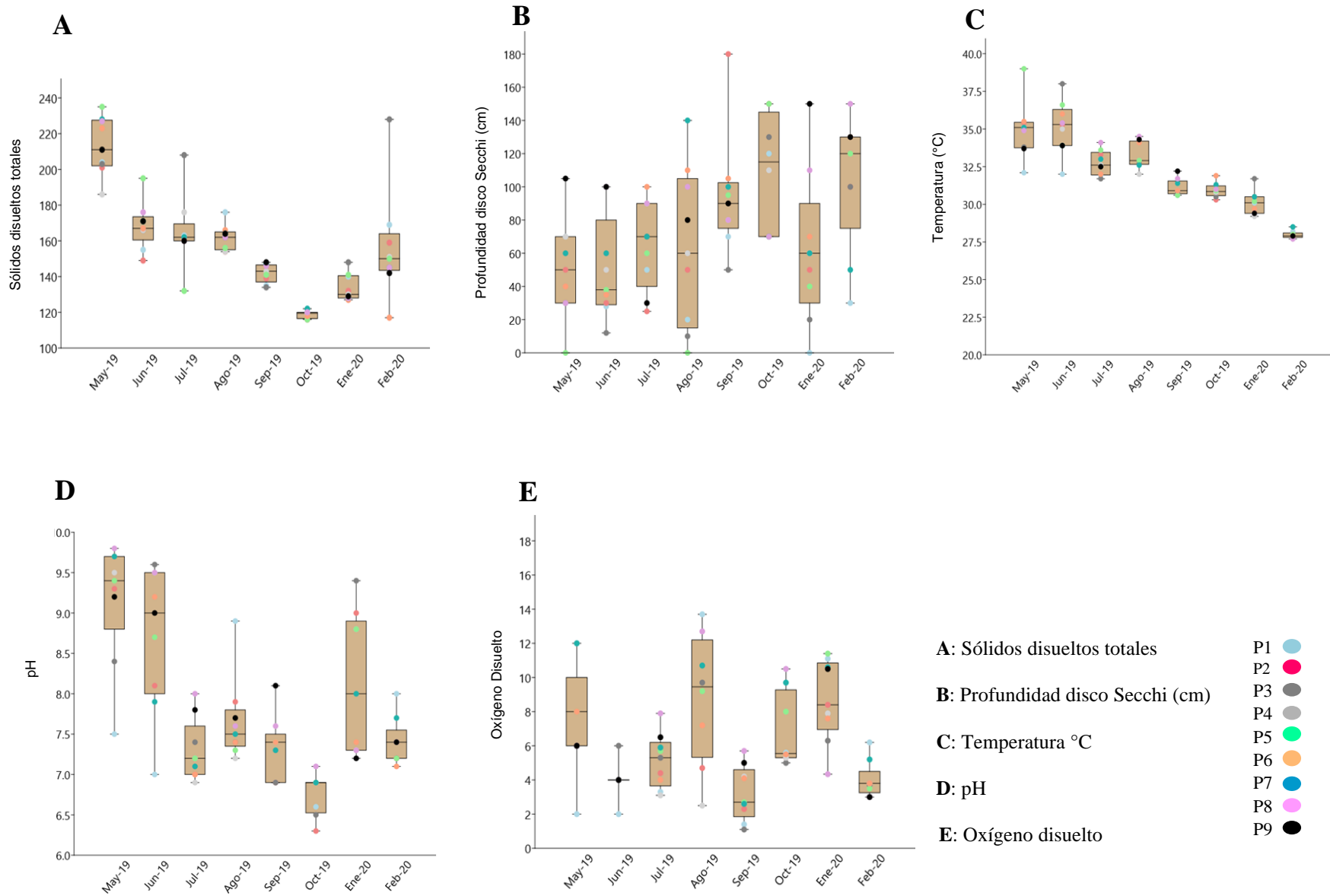


Figura 31. Representación gráfica de barras y bigotes. Registro de cada variable ambiental tomada durante los muestreos. Las letras hacen referencia a cada variable y los puntos de colores al punto de muestreo.

5.2.1. Análisis de Componentes Principales

Con base al Análisis de Componentes Principales (PCA) los primeros dos componentes explican un 72% de la variabilidad de los datos y tienen un Eigen-valor significativo, siendo el primer componente el que mayor porcentaje de varianza explicó (52.8%) (Tabla 7).

Tabla 7. Porcentaje de varianza explicado por cada uno de los componentes del PCA. El texto marcado en rojo indica los Eigen-valor con mayor valor de significancia.

Componente principal (CP)	Eigen-valores	% de varianza	% de varianza acumulado
1	2.64	52.8	52.8
2	0.967	19.3	72.2
3	0.65	13.0	85.2
4	0.423	8.5	93.6
5	0.319	6.4	100.0

La temperatura (°C) y el pH tienen la mayor correlación con el CP1. El CP2 tiene una correlación negativa muy alta con el oxígeno disuelto (Tabla 8).

Tabla 8. Correlación de puntajes de cada variable con los Componentes Principales (CP). El texto marcado en rojo indica las correlaciones más altas.

Variable	CP1	CP2	CP3	CP4	CP5
Temperatura	0.507	0.111	0.082	0.846	-0.089
pH	0.535	-0.043	0.167	-0.248	0.789
Sólidos disueltos totales	0.468	0.379	0.429	-0.426	-0.521
Profundidad del disco Secchi (cm)	-0.430	-0.003	0.866	0.192	0.168
Oxígeno disuelto	0.231	-0.918	0.176	-0.063	-0.263

En el gráfico de ordenamiento creado a partir del Análisis de Componentes Principales (Figura 32), se observa un gradiente ambiental generado por la ordenación de muestras con mayor a menor temperatura y pH a partir de mayo de 2019, con valores levemente constantes a excepción de enero de 2020, donde se observa aumento en el pH; estas variables coinciden con el gradiente basado en la composición y abundancia de cianobacterias donde se observa un descenso gradual de biomasa a partir de mayo y un aumento entre enero y febrero. Los valores de temperaturas observadas probablemente reflejen las estaciones climáticas, ya que las muestras se observan agrupadas en el plano indicando mayores y/o menores temperaturas. La muestra 5, del mes de mayo de 2019 se observa aislada al registrar la temperatura más alta de todas las muestras con 39°C.

En el segundo componente dominado por el oxígeno disuelto, nos permite identificar aquellas muestras con menores valores de oxígeno que se ubican en el cuadrante superior del plano, a excepción de algunas muestras de agosto y octubre de 2019 y enero 2020 cuyo nivel de oxígeno fue levemente mayor, este dato coincide con algunas abundancias de cianobacterias como en los puntos de enero donde se observaron bloom de *Microcystis* cf. *aeruginosa*, ya que a mayor cantidad de cianobacterias, mayor cantidad de oxígeno por procesos fotosintéticos (Figura 32).

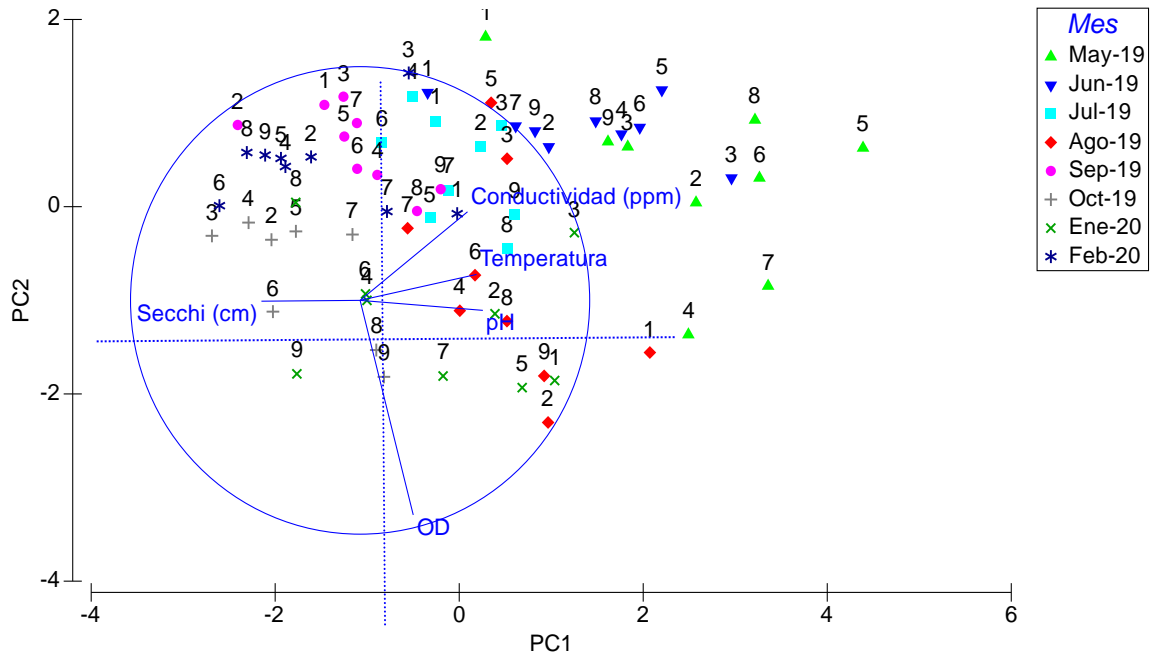


Figura 32. Plano de ordenamiento generado por el Análisis de Componentes Principales, basado en una matriz de correlación con información de 143 muestras recolectadas en el embalse Cerrón Grande y cinco variables fisicoquímicas registradas durante el estudio. Los números en cada símbolo hacen referencia a los puntos de muestreo.

5.2.2. Relación de las variables ambientales y biológicas.

El conjunto de variables que tuvo mayor correlación con la composición y abundancia de cianobacterias fue la temperatura(°C), pH y profundidad del disco Secchi ($Rho= 0.391$, $p=0.01$). A pesar que la correlación es significativa, el valor del estadístico Rho es bajo, lo que significa que probablemente hay otras variables que fueron más importantes que las que se tomaron en cuenta en este estudio (Tabla 9).

Tabla 9. Resultados del análisis BIO-ENV sobre la correlación entre la composición y abundancia de cianobacterias y las variables ambientales Tem: Temperatura (°C); pH; Sólidos Disueltos Totales; Sec: Secchi (cm); OD: Oxígeno Disuelto.

Número de variables	Correlación entre variables	Selección- variables ambientales
3	0.391	Tem, pH, Sec.
2	0.390	pH, Sec.
4	0.390	Tem, pH, Sec, OD
2	0.389	pH , Sec
5	0.383	All
4	0.381	Tem , pH , Sec, OD
4	0.372	Tem , pH , Sec, OD
3	0.361	pH , Sec , OD
3	0.357	Tem ,SDT, Sec
4	0.352	Tem , pH , Sec, OD

VI. DISCUSIÓN

6.1. Identificación taxonómica

La identificación taxonómica de cianobacteria en este estudio, se basó en características morfológicas al ser más práctico, por lo que se utilizó el término “morfo-especie” (con características similares a otro individuo), al no considerar otro factor para su identificación. Con apoyo de las guías de los artículos de Prescott (1978), Wehr y Sheath (2003), Bonilla (2009), Cirés Gómez y Quesada de Corral (2011), Sant'Anna *et al.* (2012), Komárek *et al.* (2014), Wehr y Sheath (2015), Mattews (2016) y como respaldo, la base de datos taxonómica en línea para algas acuáticas y terrestres AlgaeBase (www.algaebase.org).

Komárek *et al.* (2006, 2014, 2016), propusieron y respaldaron la clasificación taxonómica polifásica, ya que es más integral y reconoce factores genéticos, ecológicos (adaptaciones a condiciones específicas) y morfológicos para su identificación.

Desde la última revisión taxonómica en 2014 hasta 2021, se han descrito al menos 273 especies de 140 géneros de cianobacterias, sin embargo, la clasificación de la mayoría de los taxones todavía se basa en relaciones jerárquicas heredadas de la taxonomía morfológica clásica. Del mismo modo, los órdenes polifacéticos como Synechococcales y Oscillatoriales, se dejaron sin cambios (Strunecký, Pavlovna, y Mareš, 2023).

Los estudios a nivel nacional enfocados en cianobacterias de agua dulce son escasos, y se han centrado en reportes principalmente de la zona central y occidental del país, como los estudios de Aguillón C. G. (1995), Espinoza y Quintanilla (2013), Estrada y Menjívar (2013), Olivares Pávez (2013), Rovira D., *et al.* (2020), LABTOX-UES, Lago de Coatepeque (2022), LABTOX-UES, embalse Cerrón Grande (2022), LABTOX-UES, Lago de Guija (2022), LABTOX-UES embalse Cerrón Grande, (2023), en los cuales este estudio se ha basado para poder concretar las cianobacterias de agua dulce registradas para El Salvador.

6.2. Composición y abundancia

En Brasil, en el embalse Funil, Soares M.C. *et al*, (2009), realizaron un estudio de las floraciones anuales de cianobacterias del embalse, detectando grupos dominantes que fueron *Microcystis aeruginosa*, *Anabaena circinalis* y *Cylindrospermopsis raciborskii*, estos grupos dominantes mostraron cambios estacionales que según los autores, se encuentran ampliamente relacionados con la temperatura, cambios en la zona de mezcla e intensidad lumínica.

También Pinay G. *et al*, (2018), en el embalse de Malilangwe en África tropical, observaron dominancia de los géneros *Microcystis* sp. y *Cylindrospermopsis* sp, con mayor abundancia en la estación seca, esto según los autores, debido posiblemente a la disminución del caudal de los ríos y al aumento de mezcla de los embalses durante este período.

En el presente estudio también se observaron los géneros mencionados por Soares M.C. *et al*, (2009) y Pinay G. *et al*, (2018), con dominancia de especies del orden Chroococcales, de las cuales *Chroococcus* sp2 se observó en todos los meses de muestreo con mayores abundancias promedio en época transicional, de seca a lluviosa y en época seca, que abarcaron mayo y junio de 2019 y enero de 2020 y menores abundancias pero mayor diversidad y dominancia de especies filamentosas en septiembre y octubre que abarcan época lluviosa.

González, Ahlgren y Ahlgren, (2000), en el lago Cocibolca en Nicaragua, realizaron un estudio que se basó en registros de muestreos entre 1995 y 1998, donde observaron variación en la biomasa de fitoplancton ubicando a las cianobacterias entre los grupos dominantes. Sus registros indican que la biomasa fitoplanctónica es mayor al final de la temporada seca que al final de la época lluviosa.

Dentro de las Chroococcales dominantes en este estudio, se localizaron eventos de proliferaciones del complejo *Microcystis aeruginosa* principalmente, de las morfo-especies *Microcystis* cf. *aeruginosa* y *Microcystis* cf. *wesenbergii*. Al menos

el 50% de especies del género *Microcystis* se encuentran registradas en regiones tropicales y subtropicales; estas regiones reportan comúnmente floraciones del complejo *Microcystis aeruginosa*, como lo mencionan Komárek *et al.*, (2002), Bonilla, (2009), Sant'Anna *et al.*, (2012), Palacio *et al.*, (2015), Pérez *et al.*, (2016), quienes han realizado importantes estudios sobre las cianobacterias formadoras de bloom.

También en el Lago Xolotlán en Nicaragua, se han registrado proliferaciones y dominancia de la especie *Microcystis aeruginosa*, como lo mencionan Chow Wong, Zelaya, y Chacón (2016), donde se registró el primer florecimiento de esta especie en mayo del 2013, mes que da inicio a la época lluviosa. Entre las hipótesis que surgieron debido a este suceso y a los resultados obtenidos, fue la relación entre las condiciones ambientales y químicas del agua y la sobrecarga de nutrientes al ser un cuerpo receptor de aguas residuales domésticas e industriales.

De igual manera en Guatemala en el Lago Atitlán, Rejmánková *et al.*, (2011), Harvey (2012) y CEA, (2022), mencionan que el lago enfrenta serios problemas con el aumento de la contaminación del agua del que se vinculan las proliferaciones de cianobacterias, como también mencionan Peinador (1994) y Sánchez (2020) en sus estudios, como el aumento de la eutrofización por la contaminación del agua y el cambio climático han provocado que la proliferación de cianobacterias sean cada vez más frecuentes en plantas potabilizadoras en Costa Rica.

En el embalse Cerrón Grande, que de igual manera recibe la descarga de ríos altamente contaminados (Díaz, *et al.* 2010; MARN., 2019 d; IANAS, 2019), se registraron ocho morfo-especies del género *Microcystis*, con mayor presencia de *Microcystis cf. aeruginosa* que se observó en mayo, junio y agosto de 2019 y enero de 2020, las cuales abarcan desde el inicio hasta el final de la época lluviosa

Rovira D.,*et al.* (2020), cuyo estudio tuvo lugar en el embalse Cerrón Grande de octubre 2018 a septiembre 2019, registraron mayor abundancia de los géneros *Microcystis* y *Dolichospermum* en junio de 2019 principalmente en el sector noroeste del embalse, a diferencia del sector sureste el cual es más profundo y presentó

menores abundancias relativas; también LABTOX-UES (2023), registraron en abril de 2023 en el embalse Cerrón Grande, proliferación del género *Microcystis spp.* en temporada seca.

El presente estudio duró de mayo a octubre de 2019, y de enero a febrero de 2020, con puntos de muestreo distribuidos en la zona centro norte del embalse; en los puntos de muestreo más cercanos a la zona noroeste del embalse se registraron los eventos de proliferación del complejo *Microcystis cf. aeruginosa*, al igual que se registró una mayor abundancia de cianobacterias a diferencia de la zona más cerca al pueblo de Suchitoto, la cual se considera más profunda, superando los 45 metros según los registro de Jiménez I. y Sánchez L. (2004).

Schreurs H., (1992), indican que la morfología de un lago tiene importancia decisiva para el desarrollo de cianobacterias, por lo que la dominancia de especies formadoras de colonias y filamentosas, puede depender de la profundidad del cuerpo de agua; Havens K.E., *et al.* (2016), observaron que la abundancia de cianobacterias es más intensa en años con un niveles más bajos de agua y/o en condiciones de estancamiento y que al contrario las abundancias disminuyen en años con aguas más profundas y con mayores precipitaciones.

En su estudio en los embalses Carapé y Sitios Novos, destacaron la dinámica del fitoplancton donde predominan las cianobacterias filamentosas que curiosamente durante la temporada lluviosa en 2011, se percataron de un aumento en la diversidad de cianobacterias; también, Ahlgren y Ahlgren, (2000), registraron dominancia de cianobacterias Chroococales en época seca, seca-transicional, de las cuales hubo un descenso de cianobacterias filamentosas en los lagos Masaya y Tiscapa de Nicaragua.

De igual manera en el presente estudio, en los meses correspondientes a la época lluviosa como julio, septiembre y octubre de 2019, presentaron menores abundancias promedios de cianobacterias, pero mayor dominancia y diversidad de

especies filamentosas entre estas dominaron los géneros *Raphidiopsis*, *Pseudanabaena* y *Planktothrix*.

Siempre en Nicaragua, González, Ahlgren y Ahlgren, (2000) registraron en el Lago Cocibolca durante el período de muestreo cianobacterias filamentosas, principalmente del género *Anabaenopsis* sp., y de *Lyngbya* sp., esta última especie, en los meses de marzo y abril (temporada seca). Estos géneros fueron reportados también en el embalse Cerrón Grande, sin embargo, el género *Anabaenopsis* fue registrado a inicio de la época lluviosa (junio y agosto de 2019) a diferencia del estudio de González, Ahlgren y Ahlgren, (2000); de igual manera el género *Lyngbya* sp, fue registrado en el embalse en la época transicional seca y en la lluviosa.

En El Salvador, se han reportado floraciones de especies filamentosas en cuerpos de agua dulce, que aún se encuentran en monitoreos constantes por LABTOX-UES; para mencionar algunos reportes recientes se encuentran los registros del lago de Coatepeque dónde se han reportado especies filamentosas como *Limnoraphis* cf. *birgei* (LABTOX-UES, 2022), reportada en época lluviosa y en 2024 (LABTOX-UES, 2024), reportada en época seca.

También en el lago Guija el año 2022 (LABTOX-UES, 2022) se reportó proliferación del género *Raphidiopsis* en junio; en mayo 2024 siempre en el lago Guija, se volvió a reportar proliferación del género *Raphidiopsis*, junto al género *Dolichospermum*, (LABTOX-UES, 2024). En el embalse Cerrón Grande en julio de 2024, los géneros *Planktothrix*, *Raphidiopsis*, *Planktolyngbya* y *Chroococcus*, con mayores abundancias de los géneros filamentosos sobre Chroococales (LABTOX-UES 2024) al igual que en el presente trabajo. También Olivares Pávez, (2013) en su estudio en el Lago de Ilopango, observó que las especies filamentosas, se encontraban ausentes o con abundancias menores en época seca.

6.3. Variabilidad espacial y temporal

La variabilidad espacial se analizó a partir de la abundancia y distribución de cianobacterias en el embalse Cerrón Grande, detectando que espacialmente no se encontraron diferencias significativas entre los puntos de muestreo. Al analizar la composición y abundancia entre los puntos de muestreo de cada mes, se logra observar que algunos meses presentaron cierta heterogeneidad, ya que ciertos puntos que se encuentran más hacia el norte del embalse se comportaron de forma ligeramente diferente a los puntos que se encontraban más al centro-sur del embalse.

Vila, Barends, y Montecino (1987), y Nascimento y Bortolini, (2024), mencionan en su estudio que la distancia a la entrada de los afluentes puede afectar la temperatura, disponibilidad de nutrientes y la cantidad de sedimentos en cada estación, lo que influye en la densidad de las especies a lo largo de los embalses y su posible variación por la influencia del viento, impactando en todo el ecosistema y en todos los niveles tróficos.

En este estudio, los puntos que se encontraban cercanos a la desembocadura de ríos que según el Catálogo de Mapas de Zonas Críticas Prioritarias en Humedales Ramsar de El Salvador (2012), arrastran descargas orgánicas, agroquímicas o de sedimentos al norte del embalse Cerrón Grande, se observaban con mayor abundancia de especies Chroococcales, a diferencia de los que se encontraban al centro-sur, a profundidades mayores y cercanos al pueblo de Suchitoto que presentaron mayor abundancia de especies filamentosas.

Los puntos que registraron disimilaridad fueron pocos y no se observó en todos los meses de muestreo, teniendo una composición y abundancia de las cianobacterias filamentosas principalmente en la época lluviosa.

En cuando a las variaciones temporales, si se pudo observar diferencias entre algunos meses, de acuerdo a la composición y abundancia de las morfo-especies registradas. Pinay G. *et al*, (2018), observaron que en el reservorio de África tropical,

los géneros formadores de colonias y filamentos prevalentes, fueron más abundantes en la estación fría seca (de mayo a julio), esto probablemente a la disminución del caudal de los ríos que desembocan en el embalse, y al aumento de mezcla durante este período.

En este estudio, la disimilaridad entre los meses se debe principalmente a las abundancias de la especie *Chroococcus* sp.2, esta morfo-especie al estar presente en todos los puntos y meses de muestreo con abundancias muy variantes, permitió estas diferencias significativas. Se pudo observar un cambio gradual en la composición y abundancia de cianobacterias en época lluviosa con una disminución de especies Chroococcales y un aumento de especies filamentosas.

En Nicaragua González, Ahlgren y Ahlgren, (2000), registraron en los Lagos Masaya y Tiscapa, dominancia de cianobacterias Chroococcales en la época seca, seca-transicional, de las cuales hubo un descenso de cianobacterias filamentosas.

El período de muestreo en el embalse Cerrón Grande abarcó principalmente la época lluviosa en El Salvador, la cual tuvo inicios en las últimas semanas de mayo de 2019, según el informe 2, del MARN (2019); en la época seca y seca transicional que abarcó los meses de mayo, junio de 2019, y enero y febrero de 2020, fue donde se observaron eventos de proliferaciones de cianobacterias potencialmente nocivas como el género *Microcystis*, lo cual según Petcheneshsky *et al.* (2017), en época de pocas lluvias se puede favorecer la retención de nutrientes por mayor tiempo y favorecer el desarrollo de estas especies.

También Reynolds (2006), menciona que la composición y abundancia de una comunidad fitoplanctónica varía con el tiempo, pues las especies cambian su distribución en función de los factores bióticos y abióticos, lo que ocasiona cambios en el ambiente. Quiñones, Rodríguez, y Romero (1990), y Villabona González (2024) plantearon que la dinámica de las comunidades plantónicas en embalses también depende de la variación en el período climático.

Este comportamiento también se observó durante el estudio de Olivares (2013), el cual registró mayor predominancia de cianobacterias filamentosas en el lago de Ilopango en la época lluviosa en comparación de la época seca; al igual que Aguillón (1995) que observó mayor diversidad y abundancia de cianobacterias durante la época lluviosa a comparación de la época seca en su estudio en la zona 1 del distrito de riego de Zapotitán.

6.4. Parámetros fisicoquímicos

En este estudio, la temperatura promedio fue mayor en la época transicional seca-lluviosa, y fue disminuyendo gradualmente en los meses correspondientes a la época lluviosa, y en febrero 2020, que corresponde a la temporada seca, se observaron las menores temperaturas. Según el informe del MARN (2019) y la perspectiva del clima del MARN (2019), la influencia del fenómeno del niño en 2019, transitó a una condición neutral en el segundo semestre del año, indicando condiciones de normal a cálido, esto causó leve atraso en el inicio de la temporada lluviosa y disminución de las precipitaciones, lo que pudo provocar que la temperatura se mantuviera constante.

Los sólidos disueltos totales y la profundidad del disco secchi (cm), se encontraron ampliamente relacionados con la abundancia de cianobacterias durante el estudio, dado que a medida los sólidos disueltos totales descendían, la profundidad del disco Secchi aumentaba lo que concuerda con los meses en los que se observó menor abundancia de cianobacterias como septiembre y octubre de 2019, caso contrario, al observar aumento en los sólidos disueltos totales, se observaba disminución en la profundidad del disco Secchi como se observa en los meses con mayores abundancias promedio como mayo, junio y agosto. En febrero de 2020, se observó que ambos parámetros aumentaron, en este mes hubo aumento de las especies Chroococales.

Giani A. *et al.* (2020), observaron en seis embalses brasileños que el estado trófico, las variables climáticas y los regímenes hidrodinámicos son impulsores

significativos en la biomasa de cianobacterias en varias escalas, ayudando a que ciertas especies de cianobacterias predominen sobre otras en estos embalses.

Reguera, *et al.* (2011), mencionan que la transparencia del agua es inversamente proporcional a la turbidez de la columna de agua y a su vez la turbidez depende de la concentración de partículas en suspensión como el fitoplancton y partículas provenientes tanto del sedimento del fondo como de descargas de afluentes antropogénicos. En el embalse Cerrón Grande, el agua tiende a fluctuar dependiendo de las lluvias y la afluencia de los ríos (Jiménez Pérez y Sanchez-Márbol G.,2021).

Petcheneshsky y Hansen (2017), comentan que los organismos filamentosos usualmente predominan en cuerpos de agua con pocas turbulencias, es decir, que el movimiento en la columna de agua permite que los filamentos con poca movilidad permanezcan suspendidos a diferentes niveles en el agua.

El pH en el embalse Cerrón Grande se mantuvo con un rango amplio, observando valores de 6.3 a 7.5 considerados de levemente neutros a neutros, y de 7.9 a 9.8, considerados alcalinos. Havens (2008), menciona que el pH alto en cuerpos de agua eutrofizados es característico; este aumento puede ocurrir por la presencia de florecimientos intensos, dado que la actividad fotosintética disminuye el dióxido de carbono libre del agua, y produce un aumento del pH. En este estudio se corroboró que, en los meses de mayo de 2019, junio de 2019 y enero de 2020, hubo aumento en la abundancia de cianobacterias y se registró un pH elevado (entre 7 a 9.8).

Algunos autores consideran que esta situación favorece a las cianobacterias que tienen mayor capacidad de supervivencia frente a bajos niveles de dióxido de carbono que otros competidores y que también se vincula a la producción de toxinas, las cuales ocurren en épocas más cálidas (González, *et al.* 2004; Havens, 2008; Petcheneshsky y Hansen, 2017). Poco dióxido de carbono puede estimular a su vez la formación de espuma superficial y la dominancia extrema de grupos de

cianobacterias que sin dificultad se desplazan hacia la interface agua-aire donde la disponibilidad de dióxido de carbono es mayor (Paerl y Huisman, 2009).

En el embalse Cerrón Grande se observó exceso de espuma en la superficie del agua, en su mayoría cuando se reportaron los eventos de proliferaciones localizadas del complejo *Microcystis aeruginosa* gracias a sus vesículas de gas que les permitían flotabilidad y permanencia de colonias en la superficie del agua.

Los valores de oxígeno disuelto no fueron constantes durante el estudio; en septiembre de 2019, se registraron los valores más bajos con rangos ≥ 1.1 mg/L y ≤ 5.7 mg/L, mientras que, en enero de 2020, se registraron los valores más altos con rangos ≥ 4.4 mg/L y ≤ 11.4 mg/L; sin embargo, en algunos meses como mayo de 2019, en el punto 7, agosto de 2019, en el punto 1 y octubre de 2019, en el punto 9, se observaron valores extremos mayores a 10 mg/L. En los meses con mayor abundancia de cianobacterias, los niveles de oxígeno fueron más altos, posiblemente porque la actividad fotosintética de estos organismos aumentó.

Likens (1972), Chislock, *et al.* (2013) y Baxa, *et al.* (2021) , concuerdan en que en los cuerpos de agua la concentración de oxígeno disuelto varía dependiendo de la productividad biológica, puesto que, al aumentar la biomasa, aumentan los procesos fotosintéticos y por ende los niveles de oxígeno en el agua. Cuando las densas floraciones disminuyen, por efecto, las bacterias desatan procesos de descomposición en la materia orgánica o en lodos sedimentados, esto conlleva a la disminución en los niveles de oxígeno o a un estado de 'hipoxia'. En este estudio el aumento en la abundancia de cianobacterias en los meses de mayo, agosto, octubre de 2019 y enero de 2020, concuerdan con el aumento en los niveles de oxígeno registrados.

El análisis de componentes principales indica que la relación entre las variables ambientales puede ser explicada por la temperatura y el pH; estas variables presentaron correlación positiva, por lo que se consideran altamente significativas y explican el gradiente ambiental que reflejan las estaciones climáticas, la época seca

con menor temperatura y mayor transparencia en el agua, y lluviosa con temperaturas más altas y menor transparencia en el agua.

El oxígeno presentó una correlación negativa que nos permite identificar aquellas muestras con menores valores de oxígeno, este dato coincide con algunas abundancias de cianobacterias como en los puntos de enero donde se observaron bloom de *Microcystis* cf. *aeruginosa*, ya que, a mayor cantidad de cianobacterias, mayor cantidad de oxígeno por procesos fotosintéticos.

Las cianobacterias prefieren temperaturas más altas que el resto de algas y se desarrollan sin dificultad en pH alcalinos (Dokulil y Teubner, 2000; Havens, 2008); las tasas de crecimiento en la biomasa de estos organismos, aumentan con temperaturas mayores a 20°C; la proliferación disminuye el dióxido de carbono disuelto en el agua, y aumentan el pH, favoreciendo aún más a los grupos de cianobacterias resistentes a estos cambios (De León, 2002).

El análisis BIO-ENV muestra que las variables Temperatura, pH y profundidad del disco Secchi en conjunto, se correlacionaron mejor con la composición y abundancia de cianobacterias, sin embargo, la correlación no fue alta, posiblemente porque otras variables que no se tomaron en cuenta en este estudio, fueron más representativas, (Dokulil y Teubner, 2000).

Crossetti, *et al.* (2014) mencionan que la temperatura, el pH, la turbidez y los nutrientes influyen en la composición y abundancia de la comunidad fitoplanctónica y con su variabilidad espacial y temporal. Ferber *et al.* (2014), Bonilla (2009) y Reynolds C. (1987), respaldan la ventaja de las cianobacterias sobre otros grupos por su capacidad de soportar condiciones extremas de luz, generar sombra sobre otros organismos, regular la flotabilidad en la columna de agua, tolerar intervalos amplios de temperatura y crecer en ambientes deficientes o ricos en nutrientes.

VII. CONCLUSIONES

El análisis de las 143 muestras de agua observadas permitió la identificación de una rica diversidad de cianobacterias con un total de 19 familias, 41 géneros y 125 morfo-especies, resaltando la importancia ecológica y biodiversidad de cianobacterias en el embalse Cerrón Grande, además, los resultados contribuyen significativamente al conocimiento de la comunidad de cianobacterias en el país, con 45 nuevos registros para El Salvador y 55 nuevos registros para el embalse Cerrón Grande.

Chroococcus sp2 fue la especie dominante a lo largo del período de estudio, con variaciones temporales significativas. Las mayores abundancias promedio se registraron en los meses de mayo, junio de 2019, y en enero de 2020, posiblemente debido a condiciones ambientales favorables como el aumento de temperatura y disponibilidad de nutrientes. En contraste, los meses con menores abundancias como julio, septiembre, octubre de 2019 y febrero de 2020 presentaron mayor diversidad de especies, incluyendo cianobacterias filamentosas, lo que sugiere que en estos períodos las condiciones del ecosistema favorecieron una composición más equilibrada de la comunidad de cianobacterias.

El análisis ANOSIM indicó que no existen diferencias significativas en la composición y abundancia de cianobacterias entre los puntos de muestreo, lo que sugiere que la distribución espacial de la comunidad de cianobacterias es relativamente homogénea en el embalse Cerrón Grande. Sin embargo, se encontraron diferencias significativas en la variabilidad temporal, lo que sugiere que las estacionales climáticas tienen una mayor influencia en la composición y abundancia de cianobacterias que la ubicación geográfica dentro del embalse.

Se observó que los sólidos disueltos totales fueron más elevados en mayo de 2019 y más bajos en octubre, mostrando un descenso desde mayo a junio y un aumento en enero y febrero de 2020. Esta variación puede deberse a cambios en la escorrentía, al ingreso de materia orgánica y minerales y a la actividad biológica del

embalse. La profundidad del disco Secchi mostró una relación inversa con los sólidos disueltos, lo que indica que a menor cantidad de partículas en suspensión, la transparencia del agua aumenta.

La temperatura y el pH registraron sus valores más altos en mayo de 2019, mostrando un descenso gradual hasta octubre, con un ligero aumento en enero de 2020. La relación entre estas variables sugiere una influencia estacional, donde las temperaturas más elevadas pueden estar asociadas con el inicio de la época lluviosa y mayor radiación solar, mientras que el descenso en octubre y enero puede estar reflejando la variación climática.

El oxígeno disuelto presentó valores más bajos en junio y septiembre de 2019, y más elevados en agosto, lo que puede estar relacionado con la actividad fotosintética de las cianobacterias. En particular, los valores más altos de oxígeno en enero que coinciden con la proliferación de *Microcystis cf. aeruginosa*, la cual pudo contribuir al aumento del oxígeno en la columna de agua.

El análisis de componentes principales (PCA) mostró que la temperatura y el pH fueron las variables con mayor influencia en la variabilidad de los datos, seguidas del oxígeno disuelto. Estas variables también mostraron una correlación significativa con la composición y abundancia de cianobacterias, aunque el bajo valor del estadístico Rho indica que otros factores no evaluados en este estudio podrían estar desempeñando un papel importante en la dinámica de la comunidad de cianobacterias.

Como conclusión general, los resultados obtenidos reflejan la complejidad de la dinámica de las cianobacterias en el embalse Cerrón Grande y resaltan la importancia de continuar con monitoreos regulares. Comprender los factores ambientales que influyen en la variabilidad de la riqueza y la abundancia de estas especies permitirá desarrollar estrategias de gestión para prevenir y mitigar posibles impactos negativos asociados a la proliferación de cianobacterias, especialmente aquellas con potencial tóxico.

VIII. RECOMENDACIONES

A la luz de los nuevos registros de cianobacterias para el embalse Cerrón Grande y para el país, se hace necesario aumentar la cantidad de puntos de muestreo, ubicándolos en zonas que no se contemplaron en este estudio, abarcando completamente época lluviosa y época seca, para comprender mejor la dinámica de la comunidad de cianobacterias en el embalse.

Es de vital importancia generar mayor información sobre la composición y abundancia de las cianobacterias en el embalse Cerrón Grande, con énfasis en los grupos potencialmente tóxicos, esto con respaldo de análisis moleculares.

Es importante mencionar que la proliferación de plantas acuáticas flotantes y el desnivel del agua del embalse, varían de acuerdo a la intensidad de las lluvias o a la escasez de estas, por lo que se debe tomar en cuenta en futuros estudios, la ubicación estratégica de los puntos de colecta, para evitar inconvenientes que pudieran afectar el muestreo.

Con el propósito de generar alertas tempranas, es necesario realizar estudios donde se contemple la medición de cianotoxinas, para evaluar los riesgos que puede correr la población que hace uso de los bienes y servicios que ofrece el embalse Cerrón Grande.

En futuros estudios, considerar la medición del nitrógeno y fosforo, así como también la concentración de clorofila "a" como indicador de biomasa, para comprender mejor la dinámica de las cianobacterias en relación a las variables fisicoquímicas de su entorno y como estas tienen influencia directa en su composición y abundancia.

IX. BIBLIOGRAFÍA

- Aguillón C. G. (1995). *Relación del fitoplancton con la calidad físico-química del agua en la zona 1, distrito de riego de Zapotitán*. Tesis. Facultad de Ciencias Naturales y Matemática. Universidad de El Salvador.
- Ahlgren, I., Erikson, R., Moreno, L., Pacheco, L., Montenegro-Guillén, S., y Vammen, K. (2000). *Pelagic food web interactions in Lake Cocibolca, Nicaragua, Internationale Vereinigung für theoretische und angewandte Limnologie: Verhandlungen*. 27:4, 1740-1746.
- Álvarez, B. (2015). *Modelo conceptual de la eutrofización y proliferación de cianobacterias. Un caso de estudio en el embalse de A Baxe*. Tesis Doctoral, Universidad de Vigo, Departamento de Ingeniería de los Recursos Naturales y Medio Ambiente.
- Bartley, J. (1996). *Actualistic taphonomy of cyanobacteria: Implications for the Precambrian fossil record*. Vol. 11, No 6. *Palaios* 11, 571-586.
- Baxa, M., Musil, M., Kummel, M., Hanzlík, P., Tesařová, B., y Pechar, L. (2021). *Dissolved oxygen deficits in a shallow eutrophic aquatic ecosystem (fishpond) – Sediment oxygen demand and water column respiration alternately drive the oxygen regime*. *Science of The Total Environment*, Vol. 766.
- Bicudo, C., Freer, C., Sant'Anna, C., Salinas, F., Beltran Concha, J., Parra Barrientos, O., . . . Almanza Marroquín, V. (2016). *Guía para el estudio de Cianobacterias en el sistema lacustre del Gran Concepción: Aspectos ecológicos, toxicológicos, de control-vigilancia y taxonómicos*. Centro de Ciencias Ambientales, EULA-Chile, Universidad de Concepción.
- Bonilla, S. (2009). *Cianobacterias Pláctónicas del Uruguay, Manual para la identificación y medidas de gestión*. . Oficina Regional de Ciencia de la UNESCO para América Latina y el Caribe. Programa Hidrológico Internacional. N° 16. .

- Brierley, A. (2017). *Plankton*. Current Biology, 27(11), R478-R483.
- Capó , M., Anadón, M., Uroz, M., Nogal, M., y López, A. (2007). *Toxicología clínica, alimentaria y ambiental*. 1ra ed. Editorial Complutense, S.A., Madrid. 167p.
- Carpenter S. (2005). *Eutrophication of aquatic ecosystems: bistability and soil phosphorus*. . Proceeding of the National Academy of Sciences USA. 102 (29): 10002-5.
- CEL. (2015). *Centrales Hidroeléctricas*. Comisión Ejecutiva Hidroeléctrica de río Lempa. Disponible en <https://www.cel.gob.sv/centrales-hidroelectricas-2/> .
- Chen X., Jiang H., Sun X., Zhu Y., y Yang L. (2016). *Nitrification and denitrification by algae-attached and free-living microorganisms during a cyanobacterial bloom in Lake Taihu, a shallow Eutrophic Lake in China*. Biogeochemistry 131, 135-146.
- Cherrier, J., y Bauer, J. (2004). *Bacterial utilization of transient plankton-derived dissolved organic carbon and nitrogen inputs in surface ocean waters*. Aquatic Microb Ecol. Vol. 35:229-41.
- Chislock, M., Doster, E., Zitomer, R., y Wilson, A. (2013). *Eutrophication: Causes, Consequences, and Controls in Aquatic Ecosystems*. Nature Education Knowledge 4(4):10.
- Chorus, I., y Bartram , J. (1999). *Toxic Cyanobacteria in Water. A guide to their public health consequences, monitoring and management*. London and New York: E y FN Spon.
- Chow Wong, N., Zelaya, A., y Chacón, C. (2016). *Florecimiento de Microcystis en el lago Xolotlán: ¿Un riesgo a la salud?* Revista Agua y Conocimiento, Vol. 2, N° 1.1-9.
- Cirés Gómez, S., y Quesada de Corral, A. (2011). *Catálogo de Cianobacterias Planctónicas tóxicas de las aguas Continentales Españolas*. España: Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. .

- Clarke, K. (1993). *Nonparametric Multivariate Analyses of Changes in Community Structure*. Australian Journal of Ecology. 18(1): 117-143.
- Clarke, K., y Ainsworth. (1993). *A Method of Linking Multivariate Community Structure to Environmental Variables*. Mar. Ecol. Prog. Ser., 92:205-219.
- Clarke, K., y Gorley, R. (2006). *PRIMER v6: User Manual/Tutorial. PRIMER-E: Plymouth*. Original paintings for cover and CD by Greg Millwood, Blue Peace Gallery, Barbican, Plymouth, UK.
- Codd, G. (2000). *Cyanobacterial toxins, the perception of water quality, and the prioritisation of eutrophication control*. Department of Biological Sciences, University of Dundee, Pages 51-60.
- Colby, P., Spangler, G., Hurley, D., y McCombie, A. (1972). *Effects of Eutrophication on Salmonid Communities in Oligotrophic Lakes*. Journal of the Fisheries Research Board of Canada, 29(6), 975-983.
- Colwell, R. (1970). *Polyphasic taxonomy and the genus Vibrio: numerical taxonomy of Vibrio cholerae, Vibrio parahaemolyticus, and related Vibrio species*. J. Bacteriol 104, 410-433.
- Colyer, C., Kinkade, C., Viskari, P., y Landers, J. (2005). *Analysis of cyanobacterial pigments and proteins by electrophoretic and chromatographic methods*. . Analytical and Bioanalytical Chemistry, 382(3), 559-5569.
- Conley, D., Paerl, H., Howarth, R., Boesch, D., Seitzinger, S., Havens, K., . . . Likens, G. (2009). *Ecology. Controlling eutrophication: nitrogen and phosphorus*. Science, 323(5917): 1014-5.
- Crossetti, L., Schneck, F., Freitas-Teixeira, L., y Marques, D. (2014). *The influence of environmental variables on spatial and temporal phytoplankton dissimilarity in a large shallow subtropical lake (Lake Mangueira, southern Brazil)*. Acta Limnologica Brasiliensia, vol. 26, no. 2, p 111-118.

CyanoDB. (s.f.). Disponible en <http://www.cyanodb.cz/>.

De León, L. (2002). *Floraciones de cianobacterias en aguas continentales del Uruguay: causas y consecuencias*. Perfil Ambiental del Uruguay, p. 28-37.

Dextro, R., y Martins M., F. (2018). *Growth and special structures production of Nostoc paludosum (Nostocaceae, Cyanobacteria) under nutrient starvation and different light intensities*. Rev. Ambient. Agua Vol. 13 N° 5.

Díaz, Ó., Escobar, E., Gómez, I., y Morán, W. (2010). *La dinámica agroambiental de la zona norte del humedal Cerrón Grande*. Documento de trabajo N° 66. Programa Dinámicas Territoriales Rurales. Rimisp-Santiago, Chile.

Dokulil, M., y Teubner, K. (2000). *Cyanobacterial Dominance in Lakes*. Hydrobiologia 438(1): 1-12.

Dokulil, M., y Teubner, K. (2000). *Cyanobacterial Dominance in Lakes*. Hydrobiologia, 438, 1-12.

Drobac, D., Tokodi, N., y Simeunović, J. (2013). *Human Exposure to Cyanotoxins and their Effects on Health*. Archives of Industrial Hygiene and Toxicology, 64(2), 305-316.

Eberhard, S., Finazzi, G., y Wollman, F.-A. (2008). *The Dynamics of Photosynthesis*. Annual Review of Genetics, 42(1), 463-515.

Elser, J., Bracken, M., Cleland, E., Gruner, D., Harpole, W., Hillebrand, H., . . . Smith, J. (2007). *Global analysis of nitrogen and phosphorus limitation of primary producers in freshwater, marine and terrestrial ecosystems*. Ecology Letters, 10(12), 1135-1142.

EPA. (1971). *Oxygen, Dissolved (Modified Winkler, Full-Bottle Technique)*. Method 360.2.

Espinoza, A. O., y Quintanilla, R. (2013). *Atlas de Fitoplancton Marino*. LABTOX-UES. 1era Edi. Facultad de Ciencias Naturales y Matemática. Universidad de El Salvador.

- Estrada, R., y Menjívar, R. (2013). *Rol ecológico de las cianobacterias y su presencia en los ríos Torola, Titihuapa y Jiboa de El Salvador*. Revista Bioma N° 8. Pág. 5-19. ISSN 23070560.
- Ferber L.R., Levine S.N., Lini A., y Livingston G.P. (2014). *Do cyanobacteria dominate in eutrophic lakes because they fix atmospheric nitrogen?* Freshwater Biology, 49, 690-708.
- Ferrão-Fiho A., y Kozłowski-Suzuki B. (2011). *Cyanotoxins: Bioaccumulation and Effects on Aquatic Animals*. Marine Drugs, 9(12), 2729-2772.
- Fiorda, M. (2014). *Efectos combinados de la radiación ultravioleta y la temperatura en cianobacterias*. Tesis doctoral. Universidad Nacional del Comahue, Centro Regional Universitario Bariloche.
- Florencio, F. (1999). *Biología Molecular de la Asimilación de Amonio en Cianobacterias*. Insituto de Bioquímica Vegetal y Fotosíntesis. Universidad de Sevilla-CSIC.
- Flores, E., y Herrero, A. (2005). *Nitrogen assimilation and nitrogen control in cyanobacteria*. Instituto de Bioquímica Vegetal y Fotosíntesis. Biochemical Society Transaction. Vol. 33, part 1. .
- Giannuzzi, L. (2018). *Cianobacterias y Cianotoxinas*. Acta Bioquím Clín Latinoam; 52 (Supli 2. Parte D): 1-336: V Congreso Internacional sobre Cambio Climático y Desarrollo Sostenible.
- Goldman, C. (1988). *Primary productivity, nutrients, and transparency during the early onset of eutrophication in ultra-oligotrophic Lake Tahoe, California-Nevada*. Limnology and Oceanography, 33(6), 1321-1333.
- González O., J., Díaz O., D., Hernández S., L., y Buzo, D. (2010). *Evaluación de estimadores no paramétricos de la riqueza de especies. Un ejemplo con aves en áreas verdes de la ciudad de Puebla, Mexico*. Animal Biodiversity and Conservation. 33.1: 31-45.

- González, E., Ortaz, M., Peñaherrera, C., y Matos, M. (2004). *Fitoplancton de un embalse tropical hipereutrófico (Pao-Cachinche, Venezuela): abundancia, biomasa y producción primaria*. Interciencia, vol 29, núm. 10, pp 548-555.
- González, S., Ahlgren , I., y Ahlgren, G. (2000). *Fluctuaciones temporales en el fitoplancton y contenido de microcistinas intracelulares en cuatro lagos Nicaragüenses*. Revista Agua y Conocimiento CIRA -UNAN, 3 (1). pp. 1-10.
- Guiry, G. y. (2017). *AlgaeBase*. Disponible en <https://www.algaebase.org/>.
- Harper, D. (1992). *What is eutrophication? Eutrophication of Freshwater*. Springer, Dordrecht. 1-28. .
- Harvey, T. (2012). *Cyanobacteria Blooms: Maya Peoples Between the Politics of Risk and the Threat of Disaster*. Medical Anthropology, 31(6), 477-496.
- Havens K.E., Fulton R.S., Beaver J.R., Samples E.E., y Colee J. (2016). *Effects of climate variability on cladoceran zooplankton and cyanobacteria in a shallow subtropical lake*. Journal of Plankton Research.
- Havens, K. (2008). *Cyanobacterial blooms: effects on aquatic ecosystems*. En Hudnell (ed.) *Cyanobacterial Harmful Algal Blooms: State of Science and Research Needs*. New York. Pp. 733-747.
- Herrero, A., Stavans, J., y Flores, E. (2016). *The multicellular nature of filamentous heterocyst-forming cyanobacteria*. FEMS Microbiology Reviews, 40 (6), 831-854 .
- Hoffmann, L., Komárek, J., y Kastoyský, J. (2005). *System of Cyanoprokaryotes (cyanobacteria)-State in 2014*. Algological Studies, 117(1), 95-115.
- Hoiczky, E., y Hansel, A. (2000). *Cyanobacterial Cell Walls: New from an Unusual Prokaryotic Envelope*. American Society for Microbiology. Journal of Bacteriology. 182.5.1191-1199.

- Huisman, J., Codd, G., Paerl, H., Ibelings, B., Verspagen, J., y Visser, P. (2018). *Cyanobacterial blooms*. *Nature Reviews Microbiology* 16, 471-483.
- Huisman, J., Sharples, J., Stroom, J., Visser, P., Kardinaal, E., Verspagen, J., y Sommeijer, B. (2004). *Changes in turbulent mixing shift competition for light between phytoplankton species*. *Ecology Society of America*. 85(11), pp. 2960-2970.
- IANAS, (. (2019). *Calidad del Agua en las Américas, Riesgos y Oportunidades*.
- INVEMAR, '. (2003). *Manual de Técnicas Analíticas para la Determinación de Parámetros Fisicoquímicos y Contaminantes Marinos (Aguas, Sedimentos y Organismos)*.
- Jiménes, I., Sánchez, L., y Herrera, N. (2004). *Inventario Nacional y Diagnóstico de los Humedades de El Salvador*. MARN/AECI. San Salvador, El Salvador C.A.
- Jiménez I., y Sánchez L. (2004). *Embalse Cerrón Grande*. Propuesta de Sitio Ramsar. MARN/AECI. San Salvador, El Salvador C.A.
- Jiménez Pérez, I., y Sanchez-Márbol G., L. (2021). *Ficha Informativa de los Humedales de Ramsar*. MARN/AECI.
- Kaebernick M., y Neilan B. (2001). *Ecological and molecular investigations of cyanotoxin production*. *FEMS Microbiology Ecology*, 35(1), 1-9.
- Knoll, A. (2008). *Cyanobacteria and Earth History*. In: Herrero A, Flores E. (eds) "The Cyanobacteria-molecular biology, genomics and evolution. Caister Academic Press, Norfolk, pp 1-19, 484pp.
- Knoll, A., y Golubic, S. (1992). *Living and Proterozoic cyanobacteria*. In *Early Organic Evolution: Implications for mineral Energy Resources*, M. Schidlowski et al., eds. (Berlin: Spring-Verlag), pp. 450–462.

- Komárek, J. (2006). *Cyanobacteria Taxonomy: Current Problems and Prospects for the Integration of Traditional and Molecular Approaches*. Institute of Botany AS CR, University of South Bohemia. Vol. 21(4): 349-375.
- Komárek, J. (2016). *A polyphasic approach for the taxonomy of cyanobacteria: principles and applications*. European Journal of Phycology. 51:3, 346-353.
- Komárek, J., y Kastovský, J. (2003). *Coincidences of structural and molecular characters in evolutionary lines of cyanobacteria*. Algological Studies, 109(1), 305-325.
- Komárek, J., Kastovský, J., Mares, J., y Johansen, J. (2014). *Taxonomic Classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera) 2014, using a polyphasic approach*. Preslia 86(4): 295-335.
- Komárek, J., Komárková, L., Sant'Anna, C., Azevedo, M., y Senna, P. (2002). *Two common Microcystis species (Chroococcales, Cyanobacteria) from tropical America, including M. panniformis sp.* Cryptogamie, Algologie 23(2):159–177.
- LABTOX-UES. (2022). *Informe de análisis de fitoplancton embalse Cerrón Grande*. INF-22-17, 22 de nov. 2022.
- LABTOX-UES. (2022). *Informe de análisis de fitoplancton Lago de Coatepeque*. INF-22-09, 28 de julio.
- LABTOX-UES. (2022). *Informe de análisis de fitoplancton mortandad de peces en Lago de Guija*. La Prensa Gráfica, 29 de junio de 2022.
- LABTOX-UES. (2023). *Informe de análisis de cianobacterias del embalse Cerrón Grande*.
- Liberton, M., E. Page, L., O'Dell, W., O'Neill, H., Mamontov, E., Urban, V., y Pakrasi, H. (2012). *Organization and Flexibility of Cyanobacterial Thylakoid Membranes Examined by Neutron Scattering*. Journal of Biological Chemistry, 288(5), 3632-3640.

- Likens, G. (1972). *Eutrophication and aquatic ecosystems*. (Ed.) Nutrients and Eutrophication. American Society of Limnology and Oceanography. 1, 3-13.
- Loza, V. (2011). *Biodiversidad de cianobacterias en ríos de la comunidad de Madrid. Análisis polifásico y aplicación en biomonitorización*. Tesis Doctoral. Universidad Atónoma de Madrid.
- Lv H, Yang J., y Liu LM. (2013). *Temporal pattern prevails over spatial variability in phytoplankton communities from a subtropical water supply reservoir*. *Oceanol Hydrobiol Stud.* 42:420-30.
- Margulis, L., Dolan, M., y Dolan, M. (2002). *Early life. Evolution on the Precambrian Earth*. Libro.
- MARN. (2012). *Catálogo de Mapas de Zonas Críticas Prioritarias en Humedales Ramsar de El Salvador. Herramienta para la Estrategia de Restauración de Humedales*. Plan Nacional de Mejoramiento de Humedales en El Salvador.
- MARN. (2013). *Embalse Cerrón Grande*. Disponible en <http://www.marn.gob.sv/sitio-ramsar-embalse-cerron-grande/> .
- MARN. (2017). *Plan Nacional de Gestión Integrada del Recurso Hídrico de El Salvador, con énfasis en zonas prioritarias. Modificado en enero de 2021*. Disponible en: http://www.marn.gob.sv/descarga/plan-nacional-de-gestion-integrada-del-recurso-hidrico-de-el-salvador-con-efasis-en-zonas-prioritarias/?wpdmdl=32763&ind=jVEv4VEmpgTHrE7EXqpxurFireX3iI3nD97YDL4X8ptwz1jvu3bUrTLZiH1FMDqeiSyzsi_q-uLyWR_JunBVmA.
- MARN. (2017a). *Actualizado en 2018. Plan de Manejo Integral Participativo de los Recursos Naturales del Humedal Embalse Cerrón Grande 2017-2020*. Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales.
- MARN. (2017b). *Actualizado en 2018. Informe de calidad del agua de los ríos de El Salvador*. Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales.

- MARN. (2019). *Perspectiva del clima para el período agosto-noviembre 2019, El Salvador*. Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales, San Salvador, El Salvador.
- MARN. (2019b). *Informe de calidad del agua de los ríos de El Salvador, Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales, El Salvador, San Salvador*.
- MARN. (2019c). *Informe 2. Inicio de estación lluviosa 2019 en algunas zonas de El Salvador*. Ministerio del Medio Ambiente y Recursos Naturales, El Salvador.
- Mattews, R. (2016). *Freshwater Algae in Northwest Washington*. Vol. I, Cyanobacteria. A collection of Open Access Book and Monographs. 6, 23-473.
- Merel, S., Walker, D., Chicana, R., Snyder, S., Baurés, E., y Thomas, O. (2013). *State of knowledge and concerns on cyanobacterial blooms and cyanotoxins*. Environment International. Department of Chemical and Environmental Engineering, University of Arizona; Pp. 204-321.
- Mullineaux, C. (1999). *The thylakoid membranes of cyanobacteria: structure, dynamics and function*. Australian Journal of Plant Physiology. Vol. 26. 672- 676. CSIRO PUBLISHING.
- Nägeli C. (1849). *Gattungen einzelliger Algen, physiologisch und systematisch bearbeitet*. *Neue Denkschriften der Allg. Schweizerischen Gesellschaft für die Gesamten Naturwissenschaften*. 10(7): i-viii, 1-139, pls I-VIII.
- Olivares Pavez, A. (2013). *Abundancia y distribución de cianobacterias (Microcystis sp, Anabaena sp, Oscillatoria sp.) en el Lago de Ilopango, El Salvador*. Tesis. Universidad de El Salvador.
- O'Neil, J., Davis, T., Burford, M., y Gobler, C. (2011). *The rise of harmful cyanobacteria blooms: The potential roles of eutrophication and climate change*. Harmful Algae. Elsevier B.V. Pp. 314-334.

- Oviedo, A., Marin, M., Henríquez, L., y Garay, M. (2017). *Variación espacial y temporal de la diversidad y abundancia del fitoplancton del lago de Yojoa en un año hidrológico 2014-2015*. Revista Ciencia y Tecnología N°21.
- Paerl, H., y Huisman, J. (2009). *Climate Change: a catalyst for global expansion of harmful cyanobacterial blooms*. Environmental Microbiology Reports, 1(1), 27-37.
- Paerl, H., y Otten, T. (Harmful Cyanobacterial Blooms: Causes, Consequences, and Controls). 2013. Microbial Ecology 65(4), 995-1010.
- Paerl, H., y Paul, V. (2012). *Climate change: Links to global expansion of harmful*. Water Research, 46(5), 1349-1363.
- Paerl, H., Fulton, R., Moisander, P., y Dyble, J. (2001). *Harmful freshwater algal blooms, with an emphasis on cyanobacteria*. Sci. World J. 1:76-113.
- Paerl, H., Hai Xu, McCarthy, M., Zhu, G., Qin, B., Li, Y., y Gardner, W. (2011). *Controlling harmful cyanobacterial blooms in a hyper-eutrophic lake (Lake Taihu, China): the need for a dual nutrient (N y P) management strategy*. Water Res; 45:1973-83.
- Palacio, H., Ramírez, R., Echenique, J., Palacio, J., y Sant'Anna, L. (2015). *Floristic composition of cyanobacteria in a neotropical, eutrophic reservoir*. Brazilian Journal of Botany 38(4): 865-876.
- Peinador, B. (1994). *Cianobacterias potencialmente tóxicas en plantas de tratamiento de aguas en Costa Rica*. Rev. Biol. Trop., 42(1/2): 5-8.
- Peperzak, L. (2013). *Climate change and harmful algal blooms in the North Sea*. Article in Acta Oecologica. Institute for Sea Research and Utrecht University.
- Pérez, A., Olivos, A., Quijano, S., Espinosa, C., y Jiménez, M. (2016). *Estado actual del estudio de cianobacterias dulceacuícolas formadoras de florecimientos en el centro de México*. México, CICESE. p 408-421.

- Petcheneshsky, T., y Hansen, M. (2017). *Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud*. 2° ed. ampliada, Ciudad Autónoma de Buenos Aires. Dirección Nacional de Determinantes de la Salud e Investigación.
- Pineda-Mendoza, R., Martínez-Jerónimo, F., Garduño-Solórzano, G., y Olvera-Ramírez, R. (2011). *Caracterización morfológica y molecular de cianobacterias filamentosas asiladas de florecimientos de tres lagos urbanos eutróficos de la ciudad de México*. Polbotánica N° 31, pp31-50.
- Prats Rodríguez, J., Morales Baquero, R., Dolz Ripollés, J., y Armengol, J. (2014). *Contributions from limnology to reservoir management*. Vol. 18.N° 1. Ingeniería del agua. Edi. UPV, FFIA.
- Prescott, G. (1978). *How to Know the Freshwater Algae*. . McGraw-Hill Science.
- Quiñones, N., Rodríguez, L., y Romero, C. (1990). *Trophic classification of Cuban reservoirs. In Water Resources Management and Protection in Tropical Climates*. Selected Papers from the First International Symposium. Havana, Cuba (pp. 234-241).
- Raven, J., y Allen, J. (2003). *Genomics and chloroplast evolution: What did cyanobacteria do for plants? Genome biology*. 4(3), 209.
- Reguera, B., Alonso, R., Moreira, Á., y Méndez, S. (2011). *Guía para el diseño y puesta en marcha de un plan de seguimiento de microalgas productoras de toxinas*. COI de UNESCO y OIEA.
- Rejmánková, E., Komárek, J., Dix, M., Komárková, J., y Girón, N. (2011). *Cyanobacterial blooms in Lake Atitlan, Guatemala*. 41(4), 0-302.
- Reynolds C. (1987). *Cyanobacterial Water Blooms*. Adv. Bot. Research; 5: 13.
- Reynolds, C. (2006). *The ecology of phytoplankton*. Chapter I, Cambridge University Press, New York.

- Rindi F. (2007). *Diversity, Distribution and Ecology of Green Algae and Cyanobacteria in Urban Habitats, Algae and Cyanobacteria in Extreme Environments*. 619-638.
- Rovira D., M., Ortez, J. L., Morán A., L. C., Arévalo, G., Franco, J., y Linares, D. (2020). *Establecimiento de línea base para la identificación de Cianobacterias potencialmente tóxicas del Embalse Cerrón Grande*. Departamento de Ingeniería de Procesos y Ciencias Ambientales (DIPCA-UCA).
- Ryding R. (1992). *El control de la eutrofización en lagos y pantanos*. Ed. Pirámides S.A. Madrid; p.375.
- Saad, A., y Atia, A. (2014). *Review on freshwater blue green algae (Cyanobacteria): Occurrence, classification and toxicology*. Biosciences Biotechnology Research Asia. University of Tripoli. Vol. 11 (3), 1319-1325.
- Sánchez, A. (2020). *Tesis. Determinación de la presencia de microcistinas en el agua de planta potabilizadora*. Informe presentado a la Escuela de Biología de Costa Rica.
- Sant'Anna, C., Tucci, A., Azevedo, M., y Melcher, S. (2012). *Atlas de Cianobacterias e Microalgas de Águas Continentais Brasileiras*. Instituto de Botanica. Núcleo de Pesquisa em Ficologia.
- Sar, E., Ferrario, M., y Reguera, B. (2002). *Floraciones Algales Nocivas en el Cono Sur Americano*. 1era ed. Instituto Español de Oceanografía. 249p.
- Schirrmeister, E., Muriel, F., y Philip, J. (2015). *Cyanobacteria and the Great Oxidation Event: Evidence from genes and fossils*. *Palaeontologu* 58, 769-785.
- Schreurs H. (1992). *Cyanobacterial dominance relations to eutrophication and lake morphology*. Univ. Ams terdam: 198 Pp.
- Shih M., Dongying Wu, Latifi, A., D., S., Fewer, D., Talla, E., . . . A., C. (2013). *Improving the coverage of the cyanobacterial phylum using diversity-driven genome sequencing*. *Proceeding of the National Academy of Science USA*, 110, 1053-1058.

- Smith, V., Tilman, G., y Nekola, J. (1999). *Eutrophication: impacts of excess nutrient inputs on freshwater, marine, and terrestrial ecosystems*. *Environmental Pollution* 100(1-3), 179-196.
- UCA. (1972). *Estudio de Proyecto "Cerrón Grande"*. Comisión Técnica de la Universidad "José Simeón Cañas". 131 pág.
- Vasconcelos, V. (2006). *Eutrophication, toxic cyanobacteria and cyanotoxins: when ecosystems cry for help*. CIMAR-Marine and Environmental Research Center.
- Vasconcelos, V. (2006). *Eutrophication, toxic cyanobacteria and cyanotoxins: when ecosystems cry for help*. . CIMAR-Marine and Environmental Research Center. Porto University, Praca Gomes Teixeira.
- Velasco, L. A., Barros-Gómez, J., Ospina-Salazar, G. H., y Trujillo, C. A. (2009). *Efecto de la intensidad luminica, temperatura y salidad sobre el crecimiento de la microalga Isochrysis galbana (CLON T-ISO)*. Universidad Nacional de Colombia.
- Vila, I., Barends, I., y Montecino, V. (1987). *Abundancia y distribución temporal del fitoplancton en el Embalse Rapel, Chile Central*. *Revista Chilena de Historia Natural*, 60, 37-55.
- Villafañe , E., y Reid, F. (1995). *Métodos de microscopía para la cuantificación del fitoplancton*. Manual de métodos ficológicos. Universidad de Concepción, Chile. Pp 169-185.
- Wang, H., Smith, H., Kuang, Y., y Elser, J. (2007). *Dynamics of Stoichiometric Bacteria-Algae Interactions in the Epilimnion*. Wang, H., Smith, H. L., Kuang, Y., y Elser, J. J. (2007). *Dynamics of Stoichiometr*SIAM Journal on Applied Mathematics, 68(2), 503–522. .
- Wehr, J., y Sheath, R. (2003). *Freshwater Algae of North America, Ecology and Classification*. Elseveir Science. 59-191.

- Wehr, J., y Sheath, R. (2015). *Freshwater Algae of North America, Ecology and Classification*. A volume in Aquatic Ecology. 2ed. 1025-1050.
- Whitton, A., y Potts, M. (2012). *Ecology of Cyanobacteria II: Introduction to the Cyanobacteria*. Chapter 1. Springer Science Business Media B.V. pp 1-13.
- Wolk, P. (1996). *Heterocyst formation. Annual Review of Genetics*. Annual Review of Genetics. Volume 30, 30(1), 59-78 .
- Yuanyuan, X., Zheng Yu, Huihuang Chen, Jun R. , Y., Min, L., Lemian, L., . . . Jun, Y. (2017). *Cyanobacterial bloom significantly boots hypolimnetic anammox bacterial abundance in a subtropical stratified reservoir*. FEMS Microbiology Ecology.

ANEXOS

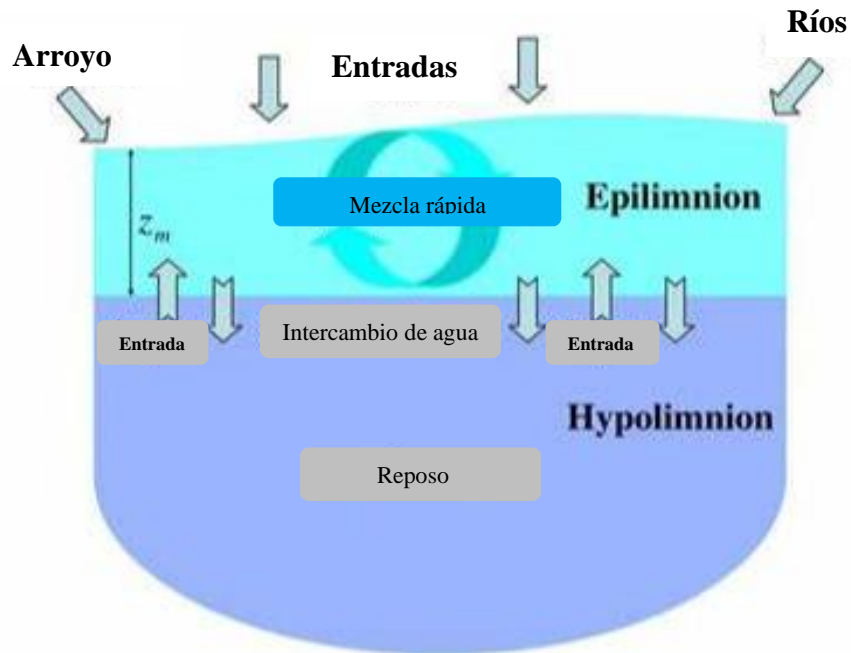
Características compartidas de las cianobacterias con:
Bacterias acuáticas planctónicas (Dominio Bacteria)
<ul style="list-style-type: none">- Son organismos microscópicos, de vida libre- No poseen núcleo ni organelos (procariotas)- Tienen pared celular tipo bacterias Gram negativas- Son organismos muy antiguos en términos evolutivos (originadas en el Precámbrico)- Se reproducen por fisión binaria- Habitan en la columna de agua- Las cianobacterias más pequeñas (< 2 µm) son controladas por el mismo tipo de depredadores que las bacterias planctónicas
Algas eucariotas del fitoplancton (Dominio Eucaria)
<ul style="list-style-type: none">- Son organismos microscópicos, de vida libre- Tienen tilacoides con fotosistemas I y II (*)- Realizan fotosíntesis con liberación de oxígeno- Tienen clorofila <i>a</i> (algunas especies también tienen clorofila <i>b</i> como las algas verdes)- Habitan en la columna de agua- Son controladas por el mismo tipo de depredadores (**)

*: en eucariotas los tilacoides están encerrados dentro de los cloroplastos

** : excepto las de gran tamaño (> 100 µm)

Anexo 1. Características compartidas de cianobacterias con bacterias y algas.

Fuente: Bonilla (2009).



Anexo 2. Epilimnion e hipolimnion: zona de transición entre la zona superior más caliente y la zona inferior más fría. Fuente: (Wang, Smith, Kuang, y Elser, 2007)

Anexo 3. Matriz de abundancias por mes de muestreo. P1, P2, P...: Puntos de muestreo; FD.: Factor de Difusión.

P1	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P2	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Merismopedia sp1</i>			120	<i>Dolichospermum sp3</i>			18	<i>Aphanocapsa sp1</i>			24892
<i>Chroococcus sp2</i>			3302000	<i>Aphanocapsa sp2</i>			30910	<i>Aphanocapsa sp2</i>			17340
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			2580	<i>Sphaerocavum cf. brasiliense</i>			468	<i>Dolichospermum sp1</i>			29580
<i>Phormidium sp1</i>			98	<i>Chroococcus sp2</i>			2032000	<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			105
<i>Merismopedia tenuissima</i>			512	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			1953000	<i>Microcrocis sp1</i>			14404
<i>Merismopedia sp2</i>			357	<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>			125320	<i>Oscillatoria sp1</i>			26
<i>Gloeothece sp</i>			15	<i>Dolichospermum sp1</i>			11426	<i>Wolskyella sp1</i>			28
<i>Geitlerinema sp</i>			90	<i>Spirulina sp1</i>			14	<i>Chroococcus sp2</i>			1879000
<i>Gloeocapsa sp2</i>			42	<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>			89776	<i>Merismopedia sp2</i>			28
<i>Gloeocapsa sp1</i>			4	<i>Spirulina sp3</i>			12	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>			844000
<i>Limnococcus cf. limneticus</i>			12	<i>Merismopedia tenuissima</i>			80	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			1065000
<i>Aphanocapsa sp1</i>			12600	<i>Merismopedia sp2</i>			32	<i>Pseudanabaena cf. galeata</i>			6
<i>Dolichospermum sp1</i>			39820					<i>Spirulina sp1</i>			11
<i>Sphaerocavum cf. brasiliense</i>			2250					<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>			160
<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>			38453								
<i>Aphanocapsa annulata</i>			38								
<i>Oscillatoria sp1</i>			202								
P4	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:22/05/19	F.D.:SI, 2mIM/ 12mIA.D	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Chroococcus sp2</i>			5003000	<i>Aphanocapsa sp2</i>			24360	<i>Anathece sp</i>			148
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			7607	<i>Dolichospermum sp1</i>			537600	<i>Aphanocapsa sp1</i>			237500
<i>Spirulina sp1</i>			487	<i>Microcrocis cf. pulchella</i>			2419293	<i>Chroococcus sp2</i>			1956000
<i>Aphanocapsa sp1</i>			72240	<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>			950124	<i>Dolichospermum sp1</i>			42687
<i>Aphanocapsa sp2</i>			485520	<i>Dolichospermum sp2</i>			20734	<i>Geitlerinema sp</i>			2
<i>Sphaerocavum cf. brasiliense</i>			9020	<i>Romeria cf. hieroglyphica</i>			616	<i>Merismopedia sp2</i>			20

<i>Merismopedia</i> sp2	8	<i>Pseudanabaena mucicola</i>	41468000	<i>Microcrocis</i> sp1	10800						
<i>Romeria</i> cf. <i>hieroglyphica</i>	120	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	59033	<i>Microcystis</i> cf. <i>panniformis</i>	4500						
<i>Dolichospermum</i> sp1	104780	<i>Chroococcus</i> sp2	21742000	<i>Planktothrix agardhii</i>	22						
<i>Microcystis</i> cf. <i>aeruginosa</i>	193760	<i>Spirulina</i> sp3	126	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	418						
<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	12300	<i>Spirulina</i> sp1	196	<i>Spirulina</i> sp3	98						
<i>Pseudanabaena</i> cf. <i>catenata</i>	313	<i>Microcystis</i> cf. <i>wesenbergii</i>	2747353	<i>Romeria</i> cf. <i>hieroglyphica</i>	95						
<i>Spirulina</i> sp3	15			<i>Romeria</i> sp1	30						
<i>Microcystis</i> cf. <i>wesenbergii</i>	16536			<i>Spirulina</i> sp4	29						
<i>Microcrocis</i> sp1	96			<i>Aphanocapsa</i> sp2	1790						
<i>Microcystis</i> cf. <i>botrys</i>	7998			<i>Pseudanabaena mucicola</i>	24360						
				<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	38133						
				<i>Spirulina</i> sp1	519						
				<i>Microcystis</i> cf. <i>wesenbergii</i>	16536						
P7	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:22/05/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón				Taxón				Taxón			
Conteo				Conteo				Conteo			
<i>Dolichospermum</i> sp3				<i>Aphanocapsa</i> sp1				<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i>			
9024				2460				2896			
<i>Pseudanabaena limnetica</i>				<i>Spirulina</i> sp4				<i>Pseudanabaena limnetica</i>			
4560				36				8453			
<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>				<i>Chroococcus</i> sp2				<i>Limnothrix redekei</i>			
117				2670000				35			
<i>Anathece</i> sp				<i>Pseudanabaena mucicola</i>				<i>Chroococcus</i> sp2			
55				21930				258667			
<i>Aphanocapsa</i> sp2				<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i>				<i>Dolichospermum</i> sp1			
11670				7232				39707			
<i>Spirulina</i> sp4				<i>Dolichospermum circinale</i>				<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>			
31				416				1614			
<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i>				<i>Komvophoron</i> sp				<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>			
26888				21				12650			
<i>Synechocystis</i> cf. <i>aquatilis</i>				<i>Microcrocis</i> sp1				<i>Heteroleibleinia</i> sp			
110				6370				60			
<i>Glaucospira</i> cf. <i>laxissima</i>				<i>Planktothrix agardhii</i>				<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			
1				54				105			
<i>Leptolyngbya</i> sp1				<i>Pseudanabaena limnetica</i>				<i>Merismopedia tenuissima</i>			
13				3558				64			
<i>Microcystis</i> cf. <i>wesenbergii</i>				<i>Pseudanabaena</i> sp2				<i>Pseudanabaena</i> sp4			
3720				174				30			
<i>Romeria</i> cf. <i>hieroglyphica</i>				<i>Spirulina</i> sp1				<i>Synechocystis</i> cf. <i>aquatilis</i>			
20				17				7			
sp1				<i>Geitlerinema</i> sp				<i>Pseudanabaena mucicola</i>			
51				1				1638			
<i>Chroococcus</i> sp2				<i>Merismopedia</i> sp2				<i>Spirulina</i> sp3			
2212000				4				5			
<i>Microcrocis</i> sp1				<i>Microcystis</i> cf. <i>aeruginosa</i>				<i>Planktothrix agardhii</i>			
11760				3520				277			
<i>Pseudanabaena mucicola</i>				<i>Heteroleibleinia</i> sp				<i>Planktothrix isothrix</i>			
5148				69				126			

<i>Romeria sp1</i>				9	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>				30140	<i>Pseudanabaena cf. papillaterminata</i>				327
<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>				2360	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>				1683					
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>				129800	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>				25					
<i>Spirulina sp1</i>				4612	<i>Aphanocapsa sp2</i>				5220					
					<i>Microcrocis cf. pulchella</i>				4410					
					<i>Dolichospermum sp1</i>				17968					
P1	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P2	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:19/06/19	F.D.:SI 2.4mIM/ 4.5mlA.D	Vol.(cm):1mL			
Taxón				Conteo	Taxón				Conteo	Taxón				Conteo
<i>Merismopedia tenuissima</i>				248	<i>Merismopedia sp2</i>				16	<i>Aphanocapsa sp2</i>				1050896
<i>Oscillatoria sp1</i>				2118	<i>Pseudanabaena mucicola</i>				47340	<i>Dolichospermum sp2</i>				512
<i>Dolichospermum sp1</i>				3184	<i>Chroococcus sp2</i>				894000	<i>Anabaenopsis sp</i>				50
<i>Chroococcus sp2</i>				2060	<i>Chroococcus sp4</i>				2	<i>Romeria cf. victoriae</i>				14868
<i>Pseudanabaena mucicola</i>				138	<i>Merismopedia cf. ferrophila</i>				16	<i>Pseudanabaena mucicola</i>				24696
<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>				8	<i>Microcrocis cf. pulchella</i>				120	<i>Chroococcus sp2</i>				285600
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>				550	<i>Oscillatoria cf. tenuis</i>				12	<i>Dolichospermum sp1</i>				37425
<i>Geitlerinema sp</i>				3	<i>Oscillatoria sp1</i>				504	<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>				22274
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>				315	<i>Planktolyngbya limnetica</i>				14	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>				3388
<i>Pseudanabaena limnetica</i>				86	<i>Pseudanabaena limnetica</i>				196	<i>Dolichospermum cf. compactum</i>				470
<i>Planktolyngbya limnetica</i>				5	<i>Limnothrix sp2</i>				20	<i>Merismopedia tenuissima</i>				45
<i>Planktothrix agardhii</i>				60	<i>Geitlerinema sp</i>				4	<i>Pseudanabaena limnetica</i>				14
<i>Dolichospermum sp3</i>				104	<i>Dolichospermum sp1</i>				24072	<i>Dolichospermum sp3</i>				9005
					<i>Dolichospermum cf. compactum</i>				1024	<i>Aphanocapsa sp1</i>				68880
					<i>Planktothrix isoethrix</i>				1904	<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>				22400
					<i>Dolichospermum sp3</i>				424	<i>Oscillatoria sp1</i>				291
					<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>				1540	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>				42
					<i>Spirulina sp1</i>				6					
					<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>				9567					
					<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>				41					
					<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>				12					

P4	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón				Taxón				Taxón			
Conteo				Conteo				Conteo			
<i>Planktolyngbya sp1</i>				<i>Oscillatoria sp1</i>				<i>Spirulina sp3</i>			
17				504				13			
<i>Pseudanabaena mucicola</i>				<i>Spirulina sp1</i>				<i>Spirulina sp1</i>			
8740				121				1324			
<i>Aphanocapsa sp1</i>				<i>Chroococcus sp2</i>				<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>			
14580				1777000				86900			
<i>Spirulina sp4</i>				<i>Pseudanabaena mucicola</i>				<i>Merismopedia sp2</i>			
15				91800				16			
<i>Dolichospermum sp1</i>				<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>				<i>Aphanocapsa sp2</i>			
7578				17522				25812			
<i>Romeria cf. elegans</i>				<i>Dolichospermum sp1</i>				<i>Spirulina sp4</i>			
26				42880				832			
<i>sp1</i>				<i>Spirulina sp3</i>				<i>Oscillatoria sp1</i>			
70				31				57			
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>				<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>				<i>Spirulina sp2</i>			
38				14960				92			
<i>Spirulina subsalsa</i>				<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>				<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>			
1				52				41			
<i>Chroococcus sp2</i>				<i>Pseudanabaena limnetica</i>				<i>Chroococcus sp2</i>			
753000				96				2754000			
<i>Pseudanabaena limnetica</i>				<i>Microcrocis cf. pulchella</i>				<i>Dolichospermum sp1</i>			
1552				21960				43680			
<i>Heteroleibleinia sp</i>				<i>Planktolyngbya sp1</i>				<i>Aphanocapsa sp1</i>			
99				4				295200			
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>				<i>Aphanocapsa sp1</i>				<i>Pseudanabaena limnetica</i>			
321				91948				561			
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>				<i>Dolichospermum cf. compactum</i>				<i>Pseudanabaena mucicola</i>			
3850				992				2160			
<i>Spirulina sp1</i>				<i>Pseudanabaena sp4</i>				<i>Microcrocis cf. pulchella</i>			
18				6				8960			
<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>				<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>				<i>Heteroleibleinia sp</i>			
7095				147				20			
<i>Microcrocis cf. pulchella</i>				<i>Heteroleibleinia sp</i>				<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			
353				5				304			
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>				<i>Merismopedia tenuissima</i>				<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>			
224				16				11000			
<i>Merismopedia sp2</i>				<i>Merismopedia sp1</i>				<i>Sphaerocavum cf. brasiliense</i>			
16				16				12672			
				<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>				<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>			
				560				7525			
								<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			
								33			
P7	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:19/06/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón				Taxón				Taxón			
Conteo				Conteo				Conteo			
<i>Dolichospermum sp2</i>				<i>Dolichospermum cf. compactum</i>				<i>Cyanogranis cf. libera</i>			
8				168				35			
<i>Merismopedia sp2</i>				<i>Merismopedia sp2</i>				<i>Dolichospermum sp1</i>			
40				24				9088			
<i>Planktolyngbya sp1</i>				<i>Jaaginema sp2</i>				<i>Anabaenopsis sp</i>			
6				207				12			
<i>Pseudanabaena mucicola</i>				<i>Dolichospermum sp3</i>				<i>Dolichospermum sp4</i>			
9500				1488				88			
<i>Pseudanabaena sp1</i>				<i>Planktolyngbya limnetica</i>				<i>Merismopedia sp2</i>			
6				40				32			
<i>Limnothrix sp2</i>				<i>Limnothrix sp2</i>				<i>Planktolyngbya limnetica</i>			
2398				1250				746			

<i>Romeria sp1</i>	16	<i>Raphidiopsis cf. curvispora</i>	131	<i>Limnothrix sp2</i>	180						
<i>Wolskyella cf. solitaria</i>	62	<i>sp2</i>	182	<i>Planktothrix sp2</i>	10						
<i>Chroococcus sp2</i>	1779000	<i>Sphaerospermopsis torques-reginae</i>	56	<i>sp2</i>	271						
<i>Pseudanabaena limnetica</i>	193	<i>Chroococcus sp2</i>	8350	<i>Chroococcus sp2</i>	293000						
<i>Dolichospermum sp1</i>	8800	<i>Dolichospermum sp1</i>	35360	<i>Pseudanabaena mucicola</i>	5100						
<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	1380	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	5348	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	2568						
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	591	<i>Pseudanabaena mucicola</i>	4776	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	5724						
<i>Heteroleibleinia sp</i>	153	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	3206	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	7288						
<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>	45	<i>Heteroleibleinia sp</i>	477	<i>Heteroleibleinia sp</i>	584						
<i>Spirulina sp1</i>	149	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	712	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	220						
<i>Spirulina sp4</i>	167	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	6050	<i>Spirulina sp2</i>	2						
<i>Planktothrix agardhii</i>	171	<i>Spirulina sp2</i>	8	<i>Planktothrix agardhii</i>	30						
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	8800			<i>Merismopedia tenuissima</i>	22						
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>	240			<i>Dolichospermum cf. compactum</i>	216						
<i>Planktothrix isothrix</i>	225										
<i>Aphanocapsa sp1</i>	2050										
<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>	220										
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	44										
<i>sp1</i>	12										
P1	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P2	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón		Conteo		Taxón		Conteo		Taxón		Conteo	
<i>Dolichospermum sp3</i>		2528		<i>Dolichospermum sp3</i>		3712		<i>Dolichospermum sp3</i>		742	
<i>Dolichospermum sp1</i>		216		<i>Merismopedia cf. ferrophila</i>		28		<i>Merismopedia cf. ferrophila</i>		20	
<i>Merismopedia tenuissima</i>		936		<i>Oscillatoria sp1</i>		360		<i>Pseudanabaena sp1</i>		17	
<i>Oscillatoria sp1</i>		340		<i>sp1</i>		31		<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>		11378	
<i>Oscillatoria sp2</i>		940		<i>Raphidiopsis raciborskii</i>		117		<i>Chroococcus sp2</i>		173000	
<i>Pseudanabaena sp1</i>		38		<i>Pseudanabaena limnetica</i>		1780		<i>Dolichospermum sp1</i>		2440	
<i>Limnothrix sp2</i>		261		<i>Chroococcus sp2</i>		255500		<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>		323	
<i>Romeria cf. elegans</i>		24		<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>		161		<i>Microcrocis cf. pulchella</i>		802	
<i>sp2</i>		47		<i>Dolichospermum cf. compactum</i>		1776		<i>Limnococcus cf. limneticus</i>		40	
<i>Planktolyngbya limnetica</i>		64		<i>Spirulina sp1</i>		1		<i>Planktolyngbya limnetica</i>		24	

<i>Chroococcus</i> sp2	217000	<i>Aphanocapsa</i> sp2	8340	<i>Geitlerinema</i> sp	23						
<i>Pseudanabaena mucicola</i>	4596	<i>Spirulina</i> sp2	5	<i>Spirulina</i> sp1	12						
<i>Pseudanabaena limnetica</i>	2436	<i>Pseudanabaena mucicola</i>	10480	<i>Sphaerospermopsis torques-reginae</i>	240						
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	585	<i>Planktolyngbya limnetica</i>	51	<i>Pseudanabaena cf. papillaterminata</i>	35						
<i>Spirulina</i> sp2	2	<i>Dolichospermum</i> sp1	17280	<i>Heteroleibleinia</i> sp	15						
<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	720	<i>Jaaginema</i> sp3	42	<i>Aphanocapsa</i> sp2	12940						
<i>Heteroleibleinia</i> sp	13	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	1210	<i>Pseudanabaena mucicola</i>	8040						
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>	272	<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	840	<i>Planktothrix agardhii</i>	96						
<i>Geitlerinema</i> sp	3	<i>Geitlerinema</i> sp	8	<i>Planktothrix isothrix</i>	64						
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	1045	<i>Heteroleibleinia</i> sp	2	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	2278						
<i>Aphanocapsa</i> sp2	10440	<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>	26	<i>Limnothrix</i> sp2	1100						
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	13	<i>Planktothrix agardhii</i>	38	<i>Oscillatoria</i> sp1	80						
		<i>Merismopedia tenuissima</i>	48	<i>Merismopedia tenuissima</i>	84						
				<i>Dolichospermum cf. compactum</i>	288						
P4	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón				Taxón				Taxón			
Conteo				Conteo				Conteo			
<i>Aphanizomenon</i> sp1	444			<i>Pseudanabaena</i> sp1	73			<i>Aphanizomenon</i> sp1	78		
<i>Romeria</i> sp2	10			<i>Jaaginema</i> sp4	72			<i>Romeria</i> sp2	105		
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	6380			<i>Chroococcus</i> sp2	490000			<i>Pseudanabaena</i> sp1	187		
<i>Limnothrix</i> sp2	7000			<i>Pseudanabaena limnetica</i>	3004			<i>Jaaginema</i> sp3	75		
<i>Chroococcus</i> sp2	229000			<i>Dolichospermum</i> sp1	10560			<i>Limnothrix</i> sp2	5280		
<i>Pseudanabaena mucicola</i>	4740			<i>Pseudanabaena mucicola</i>	23280			sp3	100		
<i>Planktolyngbya</i> sp1	34			<i>Planktolyngbya limnetica</i>	181			<i>Merismopedia tenuissima</i>	244		
<i>Planktolyngbya limnetica</i>	362			<i>Dolichospermum</i> sp3	1166			<i>Planktolyngbya</i> sp1	1716		
<i>Dolichospermum</i> sp3	644			<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	323			<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	558		
<i>Pseudanabaena limnetica</i>	1320			<i>Limnothrix</i> sp2	25			<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	2272		
<i>Planktothrix agardhii</i>	653			<i>Geitlerinema</i> sp	11			<i>Pseudanabaena limnetica</i>	12910		
<i>Dolichospermum</i> sp1	5056			<i>Spirulina</i> sp1	44			<i>Heteroleibleinia</i> sp	48		
<i>Oscillatoria</i> sp1	1104			<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	495			<i>Planktolyngbya limnetica</i>	443		
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	264			<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	19			<i>Geitlerinema</i> sp	47		
<i>Merismopedia tenuissima</i>	240			<i>Spirulina</i> sp4	3			<i>Dolichospermum</i> sp3	308		

<i>Heteroleibleinia</i> sp	18	<i>Romeria</i> sp2	170	<i>Planktothrix</i> agardhii	422						
<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	1155	<i>Heteroleibleinia</i> sp	5	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	880						
<i>Planktothrix</i> cf. <i>suspensa</i>	17	<i>Merismopedia</i> <i>tenuissima</i>	456	<i>Dolichospermum</i> sp1	488						
<i>Geitlerinema</i> sp	6	<i>Oscillatoria</i> sp1	12	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	3312						
<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i>	120	sp1	23	<i>Chroococcus</i> sp2	411000						
sp1	19	<i>Aphanocapsa</i> sp2	8380	<i>Merismopedia</i> sp2	16						
<i>Microcrocis</i> cf. <i>pulchella</i>	780	<i>Planktothrix</i> agardhii	17	<i>Sphaerospermopsis</i> <i>torques-reginae</i>	88						
		<i>Merismopedia</i> sp2	32	<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i>	48						
		<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i>	232	<i>Spirulina</i> sp1	6						
				<i>Pseudanabaena</i> sp4	12						
				<i>Oscillatoria</i> sp1	232						
P7	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:18/07/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón				Taxón				Taxón			
Conteo				Conteo				Conteo			
<i>Aphanizomenon</i> cf. <i>gracile</i>	24	<i>Aphanizomenon</i> cf. <i>gracile</i>	270	<i>Aphanizomenon</i> cf. <i>gracile</i>	135						
<i>Pseudanabaena</i> sp3	40	<i>Leptolyngbya</i> sp1	22	<i>Dolichospermum</i> sp1	12530						
<i>Pseudanabaena</i> sp1	209	<i>Limnothrix</i> sp2	33340	<i>Oscillatoria</i> cf. <i>tenuis</i>	37						
<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i>	2432	<i>Raphidiopsis</i> sp2	22	<i>Pseudanabaena</i> sp1	48						
<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>	9380	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>	5770	<i>Raphidiopsis</i> cf. <i>mediterranea</i>	10240						
<i>Limnothrix</i> sp2	9780	<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i>	7760	<i>Raphidiopsis</i> <i>raciborskii</i>	8400						
<i>Planktolyngbya</i> <i>limnetica</i>	2760	<i>Planktolyngbya</i> <i>limnetica</i>	3140	<i>Pseudanabaena</i> <i>limnetica</i>	15420						
<i>Merismopedia</i> <i>tenuissima</i>	36	<i>Dolichospermum</i> sp3	2080	<i>Limnothrix</i> sp2	21640						
<i>Dolichospermum</i> sp3	1600	sp1	185	<i>Dolichospermum</i> sp3	1844						
<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	4890	<i>Aphanocapsa</i> cf. <i>delicatissima</i>	165	<i>Heteroleibleinia</i> sp	107						
<i>Chroococcus</i> sp2	320500	<i>Pseudanabaena</i> <i>limnetica</i>	8480	<i>Planktolyngbya</i> <i>limnetica</i>	3327						
<i>Planktolyngbya</i> sp1	160	<i>Heteroleibleinia</i> sp	67	<i>Chroococcus</i> sp2	252500						
<i>Pseudanabaena</i> <i>limnetica</i>	4610	<i>Dolichospermum</i> sp1	5248	<i>Romeria</i> sp2	64						
<i>Heteroleibleinia</i> sp	39	<i>Dolichospermum</i> cf. <i>compactum</i>	304	<i>Spirulina</i> sp1	14						
<i>Dolichospermum</i> sp1	3760	<i>Aphanizomenon</i> sp1	112	<i>Romeria</i> cf. <i>elegans</i>	45						
<i>Planktothrix</i> agardhii	608	<i>Pseudanabaena</i> sp1	259	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	7110						
<i>Geitlerinema</i> sp	33	<i>Planktolyngbya</i> sp1	1582	<i>Planktothrix</i> <i>isothrix</i>	620						
sp1	81	<i>Pseudanabaena</i> <i>mucicola</i>	540	<i>Spirulina</i> sp4	6						

<i>Planktothrix isoethrix</i>	418	<i>Pannus cf. punctiferus</i>	984	<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>	26						
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>	376	<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	440								
<i>Spirulina sp1</i>	11	<i>Spirulina sp1</i>	11								
<i>Merismopedia sp2</i>	16										
<i>Oscillatoria sp1</i>	95										
<i>Spirulina sp4</i>	2										
<i>Pannus cf. punctiferus</i>	656										
P1	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P2	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón		Conteo		Taxón		Conteo		Taxón		Conteo	
<i>Anabaenopsis sp</i>		22		<i>Chroococcus sp1</i>		4		<i>Borzia sp</i>		9	
<i>Chroococcus sp2</i>		579000		<i>Dolichospermum sp4</i>		824		<i>Glaucospira cf. laxissima</i>		68	
<i>Dolichospermum sp1</i>		27200		<i>Phormidium sp2</i>		17		<i>Oscillatoria sp1</i>		460	
<i>Oscillatoria sp1</i>		9164		<i>Pseudanabaena limnetica</i>		1394		<i>Phormidium sp2</i>		40	
<i>Pseudanabaena cf. minima</i>		110		<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>		583		<i>Leptolyngbya sp4</i>		5120	
<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>		6		<i>Oscillatoria sp1</i>		396		<i>Jaaginema sp3</i>		4100	
<i>Pseudanabaena mucicola</i>		74520		<i>Heteroleibleinia sp</i>		17		<i>Phormidium sp4</i>		42	
<i>Dolichospermum sp3</i>		2240		<i>Microcrocis cf. pulchella</i>		1340		<i>Oscillatoria sp4</i>		270	
<i>Chroococcus sp4</i>		2		<i>Pseudanabaena cf. minima</i>		116		<i>Chroococcus sp2</i>		2277000	
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>		5052		<i>Pseudanabaena mucicola</i>		9360		<i>Dolichospermum sp1</i>		10800	
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>		374		<i>Chroococcus sp2</i>		337000		<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>		528	
<i>Merismopedia tenuissima</i>		260		<i>Dolichospermum sp1</i>		347		<i>Aphanocapsa sp2</i>		23600	
<i>Pseudanabaena limnetica</i>		318		<i>Dolichospermum sp3</i>		304		<i>Aphanocapsa sp1</i>		40800	
<i>Microcrocis cf. pulchella</i>		1160		<i>Planktolyngbya sp1</i>		38		<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>		6820	
<i>Heteroleibleinia sp</i>		6		<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>		22		<i>Spirulina sp1</i>		1464	
<i>Spirulina sp1</i>		5		<i>Dolichospermum cf. compactum</i>		584		<i>Pseudanabaena limnetica</i>		129	
<i>Planktolyngbya limnetica</i>		4		<i>Planktolyngbya limnetica</i>		11		<i>Dolichospermum sp3</i>		912	
<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>		46592		sp1		64		<i>Pseudanabaena cf. minima</i>		914	
<i>Wolskyella cf. solitaria</i>		36		<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>		208		<i>Spirulina sp4</i>		33	
				<i>Spirulina sp1</i>		4		<i>Romeria cf. elegans</i>		736	
								<i>Pseudanabaena cf. catenata</i>		95	
								<i>Pseudanabaena mucicola</i>		53340	

									<i>Wolskyella cf. solitaria</i>	1292	
									<i>sp1</i>	13	
									<i>Planktolyngbya limnetica</i>	75	
									<i>Planktothrix isoethrix</i>	36	
									<i>Heteroleibleinia sp</i>	32	
									<i>Geitlerinema sp</i>	7	
P4	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Chroococcus sp2</i>			444000	<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>			792	<i>Leptolyngbya sp2</i>			1560
<i>Dolichospermum sp1</i>			1040	<i>Spirulina sp5</i>			3	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			10080
<i>Pseudanabaena limnetica</i>			3456	<i>Gloeocapsa sp4</i>			267	<i>Limnothrix sp2</i>			8410
<i>Planktolyngbya limnetica</i>			66	<i>Komvophoron sp</i>			22	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			20630
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			8120	<i>Phormidium cf. stagninum</i>			1848	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			8160
<i>Oscillatoria sp1</i>			1104	<i>Limnographis sp1</i>			19	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			3336
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			472	<i>Merismopedia tenuissima</i>			1907	<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>			11
<i>Pseudanabaena sp2</i>			132	<i>Oscillatoria cf. anguina</i>			5470	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			525
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			210	<i>Romeria leopoliensis</i>			80	<i>Aphanizomenon sp1</i>			74
<i>Planktothrix isoethrix</i>			504	<i>Jaaginema sp3</i>			186	<i>Chroococcus sp2</i>			7860
<i>Merismopedia tenuissima</i>			72	<i>Phormidium sp2</i>			634	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			21
<i>Wolskyella cf. solitaria</i>			9	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			4120	<i>Planktothrix isoethrix</i>			70
<i>Glaucospira cf. laxissima</i>			2	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			2340	<i>Planktothrix agardhii</i>			432
<i>Geitlerinema sp</i>			3	<i>Spirulina sp1</i>			319	<i>sp1</i>			12
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			39000	<i>Chroococcus sp2</i>			1392000				
<i>Microcrocis cf. pulchella</i>			4140	<i>Glaucospira cf. laxissima</i>			26				
<i>Merismopedia sp2</i>			32	<i>Aphanocapsa sp2</i>			30800				
<i>Chroococcus sp1</i>			12	<i>Spirulina sp3</i>			65				
<i>Dolichospermum sp3</i>			120	<i>Dolichospermum sp1</i>			5680				
<i>Spirulina sp1</i>			11	<i>Pseudanabaena cf. minima</i>			5060				
				<i>Spirulina sp4</i>			78				
				<i>Pseudanabaena mucicola</i>			18020				
				<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>			550				

				<i>Aphanocapsa sp1</i>	15600						
				<i>Limnothrix sp2</i>	1573						
				<i>Planktothrix isoethrix</i>	247						
				<i>Romeria cf. elegans</i>	1403						
				<i>Oscillatoria sp1</i>	950						
				<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>	26						
				<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	4290						
				<i>Geitlerinema sp</i>	6						
				<i>Microcystis cf. wesenbergii</i>	4992						
				<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>	14680						
				<i>Dolichospermum sp3</i>	1413						
				<i>Wolskyella cf. solitaria</i>	4970						
				<i>Microcrocis sp1</i>	660						
				<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	199						
				<i>Aphanizomenon sp1</i>	126						
				<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>	112						
P7	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:14/08/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Chroococcus sp1</i>			4	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			2750	<i>Anabaena sp1</i>			242
<i>Gloeocapsa sp3</i>			4	<i>Anathece sp</i>			295	<i>Jaaginema sp1</i>			105
<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>			43	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			54400	<i>Raphidiopsis sp3</i>			23
<i>Limnothrix sp2</i>			19500	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			10400	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			21047
<i>Pseudanabaena limnetica</i>			2620	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			10010	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			6933
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			2652	<i>Dolichospermum sp1</i>			4	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			16800
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			6700	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			8720	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			8047
<i>Heteroleibleinia sp</i>			3	<i>Merismopedia tenuissima</i>			54	<i>sp1</i>			192
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			197	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			69	<i>Chroococcus sp2</i>			4633
<i>Spirulina sp1</i>			6	<i>Chroococcus sp2</i>			5960	<i>Limnothrix sp2</i>			80
<i>Chroococcus sp2</i>			11500	<i>Limnothrix sp2</i>			1960	<i>Merismopedia tenuissima</i>			8
<i>Planktolyngbya limnetica</i>			3004	<i>sp1</i>			99	<i>Anathece sp</i>			177
<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			870	<i>Planktothrix isoethrix</i>			180	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			11327

<i>Aphanizomenon sp1</i>		130	<i>Planktothrix agardhii</i>		312	<i>Planktothrix isothrix</i>		308			
<i>Dolichospermum sp3</i>		64	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>		55	<i>Oscillatoria sp1</i>		21			
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>		110									
<i>Planktothrix agardhii</i>		297									
<i>Merismopedia tenuissima</i>		16									
<i>Oscillatoria sp1</i>		23									
P1	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P2	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Jaaginema sp3</i>			2618	<i>Limnothrix sp2</i>			4608	<i>Anabaena sp2</i>			88
<i>Limnothrix sp2</i>			1462	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			2496	<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>			100
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			2240	<i>Planktothrix isothrix</i>			600	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			194
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			1320	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			4908	<i>Planktothrix agardhii</i>			264
<i>Heteroleibleinia sp</i>			62	<i>Leptolyngbya sp2</i>			429	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			420
<i>Oscillatoria sp1</i>			266	<i>Oscillatoria sp1</i>			398	<i>Wolskyella cf. solitaria</i>			110
<i>Planktothrix agardhii</i>			1100	<i>Dolichospermum sp1</i>			104	<i>Merismopedia tenuissima</i>			76
<i>Planktolyngbya limnetica</i>			363	<i>Heteroleibleinia sp</i>			63	<i>Anathece sp</i>			1291
<i>Pseudanabaena limnetica</i>			132	<i>Planktothrix agardhii</i>			644	<i>Leptolyngbya sp2</i>			528
<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			6	<i>Anathece sp</i>			236	<i>Oscillatoria sp1</i>			496
<i>Anathece sp</i>			236	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			674	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			170
<i>Phormidium cf. stagninum</i>			21	<i>Romeria leopoliensis</i>			7	<i>Phormidium sp3</i>			22
<i>Chroococcus sp2</i>			1960	<i>Aphanizomenon sp1</i>			98	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			210
<i>Planktothrix isothrix</i>			207	<i>Chroococcus sp2</i>			3948	<i>Heteroleibleinia sp</i>			50
								<i>Planktothrix isothrix</i>			242
								<i>Limnothrix sp2</i>			270
								<i>Spirulina sp1</i>			5
								<i>Oscillatoria limosa</i>			74
								<i>Pseudanabaena mucicola</i>			30
								<i>Chroococcus sp2</i>			1632
P4	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Anabaena sp3</i>			99	<i>Gloeocapsa sp2</i>			11	<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>			2724

<i>Planktolyngbya limnetica</i>	2705	<i>Limnorphis sp2</i>	128	<i>Chroococcus sp3</i>	56						
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	3052	<i>Oscillatoria sp4</i>	8	<i>Komvophoron sp</i>	47						
<i>Romeria leopoliensis</i>	68	<i>Oscillatoria sp1</i>	472	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	13420						
<i>Jaaginema sp1</i>	388	<i>Jaaginema sp3</i>	272	<i>Limnorphis sp2</i>	139						
<i>Jaaginema sp3</i>	208	<i>sp1</i>	254	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	8910						
<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>	4	<i>sp2</i>	15	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	5630						
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	4140	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	5095	<i>Jaaginema sp3</i>	2						
<i>Pseudanabaena limnetica</i>	9135	<i>Limnothrix sp2</i>	4335	<i>sp1</i>	209						
<i>sp1</i>	464	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>	117	<i>Oscillatoria sp1</i>	64						
<i>Aphanizomenon sp1</i>	322	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	466	<i>Heteroleibleinia sp</i>	51						
<i>Limnothrix sp2</i>	150	<i>Aphanizomenon sp1</i>	72	<i>Limnothrix sp2</i>	1020						
<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>	160	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	837	<i>Gloeothece sp</i>	32						
<i>Raphidiopsis sp1</i>	334	<i>Planktothrix agardhii</i>	180	<i>Raphidiopsis cf. africana</i>	23						
<i>Oscillatoria sp1</i>	319	<i>Heteroleibleinia sp</i>	30	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>	377						
<i>Heteroleibleinia sp</i>	10	<i>Romeria leopoliensis</i>	37	<i>Romeria leopoliensis</i>	53						
<i>Dolichospermum sp3</i>	16	<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>	91	<i>Cyanogranis cf. libera</i>	114						
<i>Chroococcus sp2</i>	1676	<i>Planktothrix isothrix</i>	285	<i>Wolskyella cf. solitaria</i>	10						
		<i>Chroococcus sp2</i>	2713	<i>Planktolyngbya limnetica</i>	3005						
		<i>Planktolyngbya limnetica</i>	1474	<i>Jaaginema sp2</i>	98						
		<i>Merismopedia sp2</i>	20	<i>Chroococcus sp2</i>	1624						
		<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>	6	<i>Planktothrix agardhii</i>	165						
		<i>Jaaginema sp2</i>	55	<i>Romeria cf. hieroglyphica</i>	38						
		<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	440								
P7	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:11/09/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón				Taxón				Taxón			
Conteo				Conteo				Conteo			
<i>Oscillatoria sp1</i>				<i>Anabaena sp2</i>				<i>Anabaena sp2</i>			
493				98				15			
<i>Oscillatoria cf. anguina</i>				<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>				<i>Oscillatoria sp1</i>			
64				998				24			
<i>Oscillatoria cf. tenuis</i>				<i>Oscillatoria cf. anguina</i>				<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			
90				891				12660			
<i>Planktolyngbya limnetica</i>				<i>Raphidiopsis raciborskii</i>				<i>Pseudanabaena limnetica</i>			
2108				17680				4500			
<i>Komvophoron sp</i>				<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>				<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			
56				10560				6120			
<i>sp3</i>				<i>Pseudanabaena limnetica</i>				<i>sp3</i>			
66				10040				393			

<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	5220	<i>Romeria leopoliensis</i>	245	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>	756						
<i>Pseudanabaena limnetica</i>	9940	<i>Gloeotheca sp</i>	22	<i>Limnothrix sp2</i>	348						
<i>Romeria leopoliensis</i>	2588	<i>Limnothrix sp2</i>	3687	<i>Planktothrix agardhii</i>	88						
<i>Pseudanabaena cf. minima</i>	198	<i>Heteroleibleinia sp</i>	24	<i>Romeria leopoliensis</i>	234						
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	4860	<i>sp3</i>	255	<i>Aphanizomenon sp1</i>	210						
<i>Limnothrix sp2</i>	3200	<i>Planktothrix isothrix</i>	91	<i>Planktolyngbya limnetica</i>	537						
<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>	48	<i>Planktolyngbya limnetica</i>	5910	<i>Chroococcus sp2</i>	1216						
<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>	811	<i>Chroococcus sp2</i>	4700								
<i>Dolichospermum sp3</i>	776	<i>Oscillatoria sp1</i>	357								
<i>Aphanizomenon sp1</i>	126	<i>Planktothrix agardhii</i>	49								
<i>Planktothrix agardhii</i>	384	<i>Aphanizomenon sp1</i>	247								
<i>Heteroleibleinia sp</i>	28										
<i>Gloeotheca sp</i>	10										
<i>Chroococcus sp2</i>	3387										
<i>Pseudanabaena sp4</i>	11										
<i>Limnographis sp2</i>	18										
<i>Aphanocapsa sp3</i>	100										
<i>Planktothrix isothrix</i>	336										
P1	Fecha:24/10/19	F.D.	Vol.(cm)	P2	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
No hay datos			No hay datos	<i>Oscillatoria sp1</i>			448	<i>Coelomoron cf. pusillum</i>			148
				<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			736	<i>Dolichospermum sp1</i>			264
				<i>Merismopedia cf. ferrophila</i>			32	<i>Gloeocapsa sp3</i>			10
				<i>Pseudanabaena limnetica</i>			864	<i>Planktothrix isothrix</i>			8800
				<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			490	<i>Pseudanabaena sp1</i>			9
				<i>Planktothrix isothrix</i>			1980	<i>Merismopedia cf. ferrophila</i>			8
				<i>sp1</i>			125	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			173
				<i>Limnographis sp2</i>			28	<i>Planktolyngbya sp1</i>			11
				<i>Planktothrix sp2</i>			115	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			4752
				<i>Limnothrix sp2</i>			81	<i>Limnothrix sp2</i>			567
				<i>Anathece sp</i>			22	<i>sp1</i>			120

				<i>Romeria leopoliensis</i>	129			<i>Romeria leopoliensis</i>	20		
				<i>Aphanocapsa sp3</i>	59			<i>Planktolyngbya limnetica</i>	111		
				<i>Dolichospermum sp3</i>	17			<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	946		
				<i>Raphidiopsis sp1</i>	19			<i>Oscillatoria sp1</i>	682		
				<i>Pseudanabaena cf. minima</i>	33			<i>Pseudanabaena cf. minima</i>	7		
				<i>Aphanizomenon sp1</i>	102			<i>Gloeothece sp</i>	7		
				<i>Raphidiopsis sp2</i>	77			<i>Aphanizomenon sp1</i>	294		
				<i>Chroococcus sp2</i>	500			<i>sp2</i>	112		
								<i>Oscillatoria cf. tenuis</i>	9		
								<i>Chroococcus sp2</i>	424		
P4	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón				Taxón				Taxón			
Conteo				Conteo				Conteo			
				<i>Limnorphis sp1</i>	17		<i>Anabaena sp1</i>	70	<i>Anabaena sp1</i>	72	
				<i>Raphidiopsis sp1</i>	528		<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	3744	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	14400	
				<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	5950		<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	3264	<i>Planktothrix isothrix</i>	14960	
				<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	1152		<i>Planktothrix isothrix</i>	11968	<i>Oscillatoria cf. tenuis</i>	1343	
				<i>Planktothrix isothrix</i>	8360		<i>Oscillatoria sp1</i>	2816	<i>Pseudanabaena limnetica</i>	2187	
				<i>Gloeocapsa sp3</i>	3		<i>Oscillatoria cf. tenuis</i>	374	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>	132	
				<i>Jaaginema sp3</i>	2240		<i>Romeria leopoliensis</i>	80	<i>Oscillatoria sp4</i>	1433	
				<i>sp2</i>	84		<i>Pseudanabaena limnetica</i>	692	<i>Planktothrix cf. suspensa</i>	9	
				<i>Pseudanabaena limnetica</i>	896		<i>sp1</i>	51	<i>Jaaginema sp3</i>	352	
				<i>Romeria leopoliensis</i>	53		<i>Oscillatoria sp4</i>	280	<i>Oscillatoria sp1</i>	2860	
				<i>Aphanizomenon sp1</i>	120		<i>Limnothrix sp2</i>	194	<i>Romeria leopoliensis</i>	84	
				<i>Oscillatoria cf. tenuis</i>	528		<i>sp2</i>	120	<i>Merismopedia cf. ferrophila</i>	48	
				<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>	76		<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>	105	<i>sp2</i>	80	
				<i>Oscillatoria sp1</i>	551		<i>Planktothrix agardhii</i>	198	<i>Dolichospermum sp1</i>	48	
				<i>Limnothrix sp2</i>	330		<i>Aphanizomenon sp1</i>	240	<i>Chroococcus sp2</i>	329	
				<i>sp1</i>	64		<i>Chroococcus sp2</i>	366	<i>Planktolyngbya limnetica</i>	73	
				<i>Merismopedia cf. ferrophila</i>	16		<i>Planktolyngbya limnetica</i>	84			
				<i>Planktothrix sp2</i>	63						
				<i>Planktolyngbya limnetica</i>	74						

Chroococcus sp2			379								
P7	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:24/10/19	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Raphidiopsis cf. mediterránea</i>			4400	<i>Anabaena sp2</i>			120	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			345
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			8820	<i>Raphidiopsis sp1</i>			192	<i>Asterocapsa sp</i>			132
<i>Oscillatoria cf. tenuis</i>			1040	<i>Romeria leopoliensis</i>			357	<i>Gloeocapsa sp3</i>			3
<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			836	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			3108	<i>Planktothrix isothrix</i>			2500
<i>Pseudanabaena cf. minima</i>			40	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			124	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			4867
sp2			352	<i>Planktothrix isothrix</i>			3808	<i>Romeria leopoliensis</i>			80
<i>Oscillatoria sp1</i>			918	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			5856	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			94
<i>Aphanizomenon sp1</i>			1128	<i>Planktothrix agardhii</i>			4472	<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			10300
<i>Planktothrix isothrix</i>			486	<i>Limnorphis sp2</i>			2024	<i>Geitlerinema sp</i>			11
<i>Romeria leopoliensis</i>			241	<i>Aphanizomenon sp1</i>			60	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			5100
<i>Dolichospermum sp3</i>			373	<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>			4	<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>			3
<i>Pseudanabaena limnetica</i>			860	<i>Dolichospermum sp3</i>			40	<i>Anabaena sp2</i>			114
<i>Limnothrix sp2</i>			27	<i>Chroococcus sp2</i>			828	<i>Limnococcus cf. limneticus</i>			2
<i>Planktothrix cf. suspensa</i>			270	<i>Pseudanabaena sp1</i>			130	<i>Chroococcus sp2</i>			593
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>			660	<i>Chroococcus cf. turgidus</i>			12	<i>Chroococcus sp3</i>			25
<i>Gloeocapsa sp3</i>			3	<i>Aphanizomenon cf. gracile</i>			416	<i>Chroococcus cf. turgidus</i>			14
<i>Anabaena sp1</i>			55	<i>Limnothrix sp2</i>			1566	<i>Aphanizomenon sp1</i>			165
<i>Aphanocapsa cf. planctónica</i>			21	<i>Oscillatoria sp1</i>			12240	<i>Raphidiopsis sp1</i>			250
<i>Planktolyngbya limnetica</i>			800	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			2844	<i>Romeria cf. hieroglyphica</i>			569
<i>Chroococcus sp2</i>			292					<i>Limnorphis sp2</i>			13
								<i>Planktothrix agardhii</i>			12400
								<i>Merismopedia sp2</i>			40
								<i>Limnothrix sp2</i>			812
P1	Fecha:30/01/20	.D.: SI 3mIM/ 8mIA.D	Vol.(cm):1mL	P2	Fecha:30/01/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:30/01/20	F.D.: SI 2mIM/ 10mIA.D	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Dolichospermum sp1</i>			37824	<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>			27748	<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>			223200

<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>	9720000	<i>Dolichospermum circinale</i>	112	<i>Dolichospermum sp1</i>	55440						
<i>Pseudanabaena mucicola</i>	120960	<i>Pseudanabaena mucicola</i>	86333	<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>	6480						
<i>Spirulina sp3</i>	8582	<i>Spirulina sp3</i>	56	<i>Spirulina sp3</i>	276						
<i>Romeria sp1</i>	198	<i>Chroococcus sp2</i>	3136000	<i>Chroococcus sp2</i>	1612800						
<i>Chroococcus sp2</i>	3996000	<i>Dolichospermum sp2</i>	166222	<i>Aphanocapsa sp1</i>	816480						
<i>Romeria sp2</i>	648	<i>Aphanocapsa sp2</i>	119880	<i>Oscillatoria sp1</i>	7800						
<i>Spirulina sp1</i>	220	<i>Aphanocapsa sp1</i>	23256	<i>Pseudanabaena sp2</i>	108						
<i>Spirulina sp2</i>	252	<i>Coelosphaerium cf. evidenter-marginatum</i>	820	<i>Dolichospermum sp2</i>	30480						
<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	67896	<i>Dolichospermum sp3</i>	224	<i>Dolichospermum sp3</i>	2784						
<i>Oscillatoria sp1</i>	7258	<i>Microcrocis sp1</i>	13504	<i>Dolichospermum cf. compactum</i>	240						
<i>Dolichospermum sp2</i>	612	<i>Oscillatoria sp1</i>	5880	<i>Pseudanabaena mucicola</i>	92160						
<i>Spirulina sp5</i>	724	<i>Microcrocis cf. pulchella</i>	26350								
<i>Gloeocapsa sp3</i>	54										
<i>Sphaerocavum cf. brasiliense</i>	56448										
P4	Fecha:30/01/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:30/01/20	F.D.: SI 3mIM/ 9mIA.D	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:30/01/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón		Conteo		Taxón		Conteo		Taxón		Conteo	
<i>Planktothrix isothrix</i>		3456		<i>Microcystis cf. aeruginosa</i>		3979360		<i>Planktothrix isothrix</i>		4687	
<i>Pseudanabaena mucicola</i>		3096		<i>Planktothrix isothrix</i>		816		<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>		92	
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>		2460		<i>Pseudanabaena mucicola</i>		106800		<i>Pseudanabaena mucicola</i>		14400	
<i>Planktolyngbya limnetica</i>		5		<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>		50400		<i>Chroococcus sp2</i>		332500	
<i>Chroococcus sp2</i>		95833		<i>Limnococcus cf. limneticus</i>		8		<i>Dolichospermum sp1</i>		36640	
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>		16		<i>Pannus cf. punctiferus</i>		3120		<i>Limnococcus cf. limneticus</i>		8	
<i>Dolichospermum sp1</i>		9840		<i>Spirulina sp3</i>		56		<i>Dolichospermum cf. compactum</i>		248	
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>		89		<i>Chroococcus sp2</i>		5872000		<i>Oscillatoria sp1</i>		665	
<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>		820		<i>Dolichospermum circinale</i>		19627		<i>Romeria cf. hieroglyphica</i>		20	
<i>Limnococcus cf. limneticus</i>		11		<i>Dolichospermum sp1</i>		544		<i>Aphanizomenon cf. flos-aquae</i>		27	
<i>Aphanizomenon cf. flos-aquae</i>		88		<i>Romeria cf. hieroglyphica</i>		11936					
<i>Dolichospermum sp3</i>		152		<i>Chroococcus sp4</i>		16					

						<i>Pseudanabaena sp2</i>	20				
						<i>Microcystis cf. panniformis</i>	62640				
						<i>Aphanocapsa sp1</i>	3744				
						<i>Dolichospermum sp3</i>	32				
P7	Fecha:30/01/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:30/01/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:30/01/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			2310	<i>Planktothrix isothrix</i>			7272	<i>Planktothrix isothrix</i>			2772
<i>Dolichospermum circinale</i>			256	<i>Dolichospermum sp1</i>			12107	<i>Dolichospermum sp1</i>			6496
<i>Planktothrix isothrix</i>			152	<i>Planktothrix agardhii</i>			2478	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			2424
<i>Aphanocapsa cf. delicatissima</i>			441	<i>Planktolyngbya sp1</i>			8	<i>Planktothrix agardhii</i>			532
<i>Chroococcus sp2</i>			104250	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			924	<i>Oscillatoria sp1</i>			396
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			128	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			90	<i>Cyanogranis cf. libera</i>			16
<i>Anathece sp</i>			225	<i>Chroococcus sp2</i>			18640	<i>Anathece sp</i>			12
<i>Oscillatoria sp1</i>			112	<i>sp2</i>			12	<i>Pseudanabaena limnetica</i>			14
<i>Dolichospermum sp1</i>			16320	<i>Jaaginema sp3</i>			23	<i>Aphanocapsa sp3</i>			55
<i>Limnococcus cf. limneticus</i>			28	<i>Dolichospermum sp3</i>			56	<i>sp2</i>			22
				<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>			158	<i>Chroococcus sp2</i>			32280
				<i>Aphanocapsa sp3</i>			1810	<i>Aphanocapsa cf. planctonica</i>			107
				<i>Gloeocapsa sp2</i>			3				
P1	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P2	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P3	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Aphanizomenon cf. flos-aquae</i>			468	<i>Dolichospermum sp1</i>			7072	<i>Aphanizomenon cf. flos-aquae</i>			88
<i>Spirulina sp3</i>			3	<i>Planktothrix isothrix</i>			2070	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			12420
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			9630	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			7440	<i>Planktothrix isothrix</i>			931
<i>Planktothrix isothrix</i>			2112	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			7	<i>Spirulina sp4</i>			2
<i>Jaaginema sp3</i>			117	<i>Chroococcus sp2</i>			58600	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			16
<i>Chroococcus sp2</i>			116500	<i>Dolichospermum sp3</i>			1216	<i>Chroococcus sp2</i>			52100
<i>Planktolyngbya sp1</i>			2	<i>Pseudanabaena cf. catenata</i>			10	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			4
<i>Planktothrix agardhii</i>			330	<i>Oscillatoria sp1</i>			176	<i>Pseudanabaena cf. minima</i>			24
<i>Dolichospermum sp1</i>			8786.666667	<i>Cyanogranis cf. libera</i>			33	<i>Oscillatoria sp1</i>			89
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			416	<i>Planktothrix agardhii</i>			184	<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			416

<i>Dolichospermum viguieri</i>	56							<i>Dolichospermum sp1</i>	3840		
<i>Raphidiopsis sp1</i>	45							<i>Limnococcus cf. limneticus</i>	7		
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>	104										
<i>Cyanogranis cf. libera</i>	9										
<i>Pseudanabaena limnetica</i>	18										
<i>Pseudanabaena cf. catenata</i>	882										
<i>Oscillatoria sp1</i>	195										
P4	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P5	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P6	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Planktothrix isothrix</i>			1386	<i>Dolichospermum sp1</i>			3072	<i>Planktothrix isothrix</i>			2208
<i>Dolichospermum sp1</i>			3492	<i>Planktothrix isothrix</i>			663	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			2628
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			16140	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			13740	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			33
<i>Chroococcus sp2</i>			97200	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			120	<i>Oscillatoria sp1</i>			21
<i>Oscillatoria sp1</i>			401	<i>Planktothrix agardhii</i>			38	<i>Aphanizomenon cf. flos-aquae</i>			54
<i>Raphidiopsis raciborskii</i>			13	<i>Chroococcus sp2</i>			99400	<i>Chroococcus sp2</i>			125250
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			184	<i>Dolichospermum sp3</i>			184	<i>Dolichospermum sp1</i>			3360
<i>Aphanizomenon cf. flos-aquae</i>			27	<i>Oscillatoria sp1</i>			165	<i>Dolichospermum sp3</i>			202
<i>Limnococcus cf. limneticus</i>			5	<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			81	<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			144
P7	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P8	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL	P9	Fecha:28/02/20	F.D.:No	Vol.(cm):1mL
Taxón			Conteo	Taxón			Conteo	Taxón			Conteo
<i>Pseudanabaena mucicola</i>			9240	<i>Planktothrix isothrix</i>			1804	<i>Planktothrix isothrix</i>			1802
<i>Planktothrix isothrix</i>			630	<i>Planktothrix agardhii</i>			858	<i>Dolichospermum sp1</i>			1136
<i>Planktothrix agardhii</i>			461	<i>Dolichospermum sp1</i>			1040	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			3140
<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			250	<i>Pseudanabaena mucicola</i>			2136	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			72
<i>Chroococcus sp2</i>			141250	<i>Raphidiopsis cf. mediterranea</i>			360	<i>Planktothrix agardhii</i>			1326
<i>Dolichospermum sp1</i>			33120	<i>Synechocystis cf. aquatilis</i>			30	<i>Planktolyngbya limnetica</i>			13
<i>Oscillatoria sp1</i>			646	<i>Oscillatoria sp1</i>			52	<i>Chroococcus sp2</i>			19840
<i>Dolichospermum cf. compactum</i>			720	<i>Aphanizomenon cf. flos-aquae</i>			21	<i>Anathece sp</i>			98
<i>Jaaginema sp3</i>			168	<i>Chroococcus sp2</i>			10680	<i>Dolichospermum sp3</i>			216
<i>Dolichospermum sp3</i>			522	<i>Dolichospermum sp3</i>			288	<i>Oscillatoria sp1</i>			225
<i>Pseudanabaena cf. minima</i>			24					<i>Jaaginema sp3</i>			45

