



UNIVERSIDAD DEL AZUAY

FACULTAD DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA

ESCUELA DE BIOLOGÍA, ECOLOGÍA Y GESTIÓN

**Variación temporal de fitoplancton de seis lagunas altoandinas en
relación a las características físico-químicas del medio**

Trabajo de graduación previo a la obtención del título de:

BIÓLOGO CON MENCIÓN EN ECOLOGÍA Y GESTIÓN

Autores:

DIANA LUCÍA MERCHÁN ANDRADE

PEDRO AGUSTIN SPARER LARRIVA

Director:

EDWIN JAVIER ZÁRATE HUGO

CUENCA - ECUADOR

2015

A mis padres Mercy y Juan por su esfuerzo y amor incondicional, a mi hermana Juana por siempre creer en mí, a mi tío Toño y mi abuelita Titita por su apoyo, y a Cometa, por su fidelidad.

Diana Merchán

Dedico este trabajo a mi madre, abuela y la memoria de mi abuelo, que son la razón de donde estoy hoy.

Agustin Sparer

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a la Universidad de Azuay, y a la Escuela de Biología, Ecología y Gestión por el apoyo a nuestra investigación. A nuestro director de tesis Blgo. Edwin Zárate por la ayuda y oportunidades que nos ha brindado. Al Dr. Piercosimo Tripaldi, y Ecol. David Siddons por la ayuda estadística. Al Ing. Andrés Pérez por las facilidades y paciencia brindadas en el laboratorio. Al Dr. José Rincón por la asesoría y consejos brindados. Al Dr. Ever Morales y el Blgo. Andrés Arévalo por guiarnos en el área de ficología. Al Ing. Antonio Andrade, Dr. Juan Diego Merchán, Blgo. Damodara Rojas y Sebastián Serrano por la ayuda en el trabajo de campo.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

| CONTENIDOS | Pág. |
|--|-------------|
| DEDICATORIA | ii |
| AGRADECIMIENTOS | iii |
| ÍNDICE DE CONTENIDOS | iv |
| ÍNDICE DE FIGURAS | vi |
| ÍNDICE DE TABLAS | vii |
| ÍNDICE DE ANEXOS | viii |
| RESUMEN | ix |
| ABSTRACT | x |
| INTRODUCCIÓN | 1 |
| OBJETIVOS | 4 |
| | |
| CAPÍTULO 1: MATERIALES Y MÉTODOS | 5 |
| 1.1 Área de Estudio | 5 |
| 1.1.1 Descripción de lagunas | 6 |
| 1.2 Fase de Campo | 8 |
| 1.2.1 Caracterización físico-química..... | 9 |
| 1.2.2 Muestreo Fitoplancton | 10 |
| 1.3 Fase de Laboratorio | 11 |
| 1.3.1 Identificación y Recuento de Fitoplancton | 11 |
| 1.3.2 Análisis de nutrientes | 11 |
| 1.3.3 Análisis de clorofila | 12 |
| 1.4 Análisis de datos..... | 12 |

| | | |
|--|---|-----------|
| 1.4.1 | Variables físico-químicas..... | 12 |
| 1.4.2 | Variables Biológicas | 13 |
| CAPÍTULO 2: RESULTADOS | | 15 |
| 2.1 | Variables físico-químicas | 15 |
| 2.1.1 | pH..... | 15 |
| 2.1.2 | Conductividad | 15 |
| 2.1.3 | Temperatura | 15 |
| 2.1.4 | Oxígeno Disuelto | 16 |
| 2.1.5 | Clorofilas <i>a, b</i> y <i>c</i> | 17 |
| 2.1.6 | Nutrientes | 18 |
| 2.1.7 | Variación temporal factores físico-químicos | 20 |
| 2.2 | Variables biológicas | 22 |
| 2.2.1 | Composición de especies y abundancia relativa | 22 |
| 2.2.2 | Riqueza, equidad y dominancia de fitoplancton | 27 |
| 2.2.3 | Análisis de Correspondencia Canónica (ACC)..... | 32 |
| CAPÍTULO 3: DISCUSIONES | | 36 |
| CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES..... | | 41 |
| BIBLIOGRAFÍA..... | | 42 |
| ANEXOS | | 49 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Ubicación de las seis lagunas dentro del Parque Nacional Cajas. | 6 |
| Figura 2. Diseño de muestreo de fitoplancton litoral a través de muestras subsuperficiales. | 10 |
| Figura 3. Variación de parámetros físico-químicos a lo largo de los cuatro períodos de muestreo. | 16 |
| Figura 4. Promedio de clorofilas a, b y c de las seis lagunas durante los cuatro meses de estudio. | 18 |
| Figura 5. Resultados algoritmo de selección genética. | 20 |
| Figura 6. Gráfico de dispersión de las lagunas en los cuatro períodos de muestreo en relación a las variables nitratos y fluoruros. | 21 |
| Figura 7. Abundancia relativa total de las principales clases de fitoplancton por cada laguna estudiada. | 26 |
| Figura 8. Curvas de rarefacción de cada laguna a lo largo de los cuatro períodos de muestreo. | 28 |
| Figura 9. Riqueza estimada de cada laguna durante los cuatro períodos de muestreo. | 29 |
| Figura 10. Curvas de rango abundancia de cada laguna por los cuatro períodos de muestreo. Abreviaciones: Anexo 7. | 31 |
| Figura 11. Índice de Shannon para cada laguna a lo largo de los cuatro períodos de muestreo. | 32 |
| Figura 12. Distribución de las seis lagunas por período de estudio dentro de los ejes 1 y 2 del análisis de correspondencia canónica. | 34 |
| Figura 13. Distribución de morfotipos dentro de los ejes 1 y 2 del análisis de correspondencia canónica. Abreviaciones en Anexo 7. | 35 |

ÍNDICE DE TABLAS

| | |
|---|----|
| Tabla 1. Datos morfométricos de las seis lagunas estudiadas. Fórmula para cálculo de $DI=P/2\sqrt{\pi A}$. Forma de contorno del lago: Circular ($1 < DI \leq 1.25$), Subcircular ($1.25 < DI < 1.5$), Subrectangular alargado ($1.5 < DI < 3$), Dendríticos ($DI > 3$)..... | 8 |
| Tabla 2. Ubicación geográfica de las estaciones en las seis lagunas dentro del Parque Nacional Cajas | 9 |
| Tabla 3. Valores promedios de nutrientes en ppm en cada uno de los cuatro meses de muestreo considerando las seis lagunas | 19 |
| Tabla 4. Resultados algoritmo de selección genética..... | 20 |
| Tabla 5. Matriz de confusión k- vecinos más cercanos | 21 |
| Tabla 6. Número de géneros y morfotipos por cada clase de fitoplancton registrada | 22 |
| Tabla 7. Abundancia estimada de morfotipos de fitoplancton en las seis lagunas estudiadas durante los cuatro meses de estudio 1= Noviembre, 2=Diciembre, 3=Marzo, 4=Abril. Estimaciones abundancia relativa: (+ = 0-0,016) (++ = 0,016 - 0,033) (+++ = 0,033 - 0,049) (++++ = 0,049 - 0,066) (+++++ = 0,066 - 0,082)..... | 23 |
| Tabla 8. Correlación de Pearson de factores físico-químicos (Los valores en negrita son diferentes de 0 con un nivel de significación $\alpha=0,05$)..... | 32 |
| Tabla 9. Relación de variables físico químicas con los ejes de ACC | 33 |

ÍNDICE DE ANEXOS

| | |
|---|----|
| Anexo 1. Ilustraciones de las seis lagunas consideradas para el estudio | 49 |
| Anexo 2. Metodología para el muestreo de fitoplancton sub-superficial | 51 |
| Anexo 3. Resultados de factores físico-químicos para las seis lagunas durante los cuatro períodos de estudio (promedio, desviación estándar, valor máximo y mínimo) | 52 |
| Anexo 4. Valores de clorofila a, b y c obtenidos para las seis lagunas con su promedio, desviación estándar, valor máximo y mínimo..... | 53 |
| Anexo 5. Valores promediados, desviación estándar, valor mínimo y valor máximo de nutrientes para cada laguna en los cuatro meses de muestreo. | 54 |
| Anexo 6. Límites de detección para los aniones considerados en este estudio..... | 55 |
| Anexo 7. Listado taxonómico de morfotipos encontrados en las seis lagunas estudiadas con sus respectivas abreviaciones | 55 |
| Anexo 8. Catálogo fotográfico de fitoplancton litoral en seis lagunas del Parque Nacional Cajas, Cuenca-Ecuador..... | 59 |

**VARIACIÓN TEMPORAL DE FITOPLANCTON DE SEIS LAGUNAS
ALTOANDINAS EN RELACIÓN A LAS CARACTERÍSTICAS FÍSICO-
QUÍMICAS DEL MEDIO**

RESUMEN

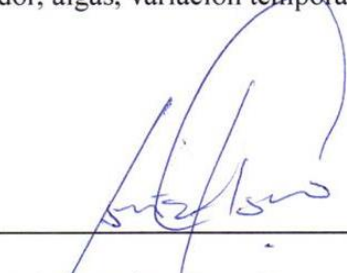
En este trabajo se estudia la variación temporal de la comunidad fitoplanctónica y producción de clorofila en seis lagunas del Parque Nacional Cajas y su relación con los factores físico-químicos entre los meses de noviembre 2014 a abril 2015. Se colectó fitoplancton mediante una red de arrastre en la zona litoral de cada laguna, se midieron parámetros físico-químicos y se colectó muestras de agua para análisis de aniones y clorofila. Se registraron un total de 230 morfotipos de fitoplancton, distribuidos en 113 géneros, 70 familias, 36 órdenes, 14 clases y 8 filos. Se registraron relaciones entre ciertos morfotipos y las variables físico-químicas medidas. Los factores físico-químicos que mejor explicaron la variación temporal de las lagunas fueron los fluoruros y nitratos. Las lagunas presentaron variaciones significativas a lo largo de los períodos de muestreo tanto en sus comunidades fitoplanctónicas como en los parámetros físico-químicos, pero no se evidenció un patrón general de fluctuación para las seis lagunas, sino más bien cada laguna tuvo su propio patrón particular.

Palabras clave: Fitoplancton, lagunas, Andes, Ecuador, algas, variación temporal



Edwin Javier Zárate Hugo

Director de escuela



Edwin Javier Zárate Hugo

Director de Tesis



Diana Lucía Merchán Andrade



Pedro Agustín Sparer Larriva

Autores

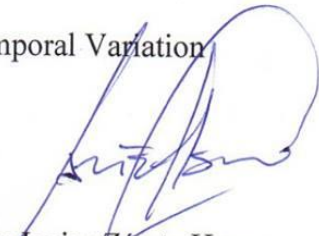
**TEMPORAL VARIATION OF PHYTOPLANKTON IN SIX HIGH-ALTITUDE
ANDEAN LAKES IN RELATION TO THE PHYSICAL-CHEMICAL
CHARACTERISTICS OF THE ENVIRONMENT**

ABSTRACT

This paper presents a study of temporal variation of the phytoplankton community and chlorophyll production between the months of November 2014 to April 2015 in six lakes at *El Cajas* National Park, and its relation to the physical-chemical factors. Phytoplankton was collected in the coastal area of each lake by means of a trawl net. The physical-chemical parameters were measured, and samples of water were collected for anions and chlorophyll analysis. A total of 230 phytoplankton morphotypes distributed in 113 genera, 70 families, 36 orders, 14 classes and 8 phyla were recorded. The relationships between certain morphotypes and physiochemical variables were recorded. The physical-chemical factors that best explained the temporal variation of the lakes were fluorides and nitrates. The lakes showed significant variations over sampling periods in both the phytoplankton communities and in their physical-chemical parameters; however, a general pattern of fluctuation for the six lakes was not evidenced, but rather each lake had its own particular pattern.

Keywords: Phytoplankton, Lakes, Andes, Ecuador, Algae, Temporal Variation


Edwin Javier Zárate Hugo
School Director

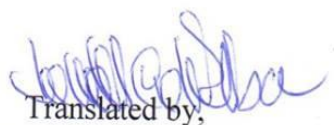

Edwin Javier Zárate Hugo
Thesis Director


Diana Lucía Merchán Andrade


Pedro Agustín Sparer Larriva

Authors


UNIVERSIDAD DEL
AZUAY
Dpto. Idiomas


Translated by,
Lic. Lourdes Crespo

Diana Lucía Merchán Andrade

Pedro Agustín Sparer Larriva

Trabajo de Grado

Blgo. Edwin Javier Zárate Hugo

Octubre, 2015

**VARIACIÓN TEMPORAL DE FITOPLANCTON DE SEIS LAGUNAS
ALTOANDINAS EN RELACIÓN A LAS CARACTERÍSTICAS FÍSICO-
QUÍMICAS DEL MEDIO**

INTRODUCCIÓN

Las comunidades fitoplanctónicas constituyen un grupo de microorganismos poco estudiado y conocido dentro de lagos y embalses de alta montaña, este se encuentra integrado por microalgas, cianobacterias, flagelados heterótrofos y un colectivo de organismos fotosintéticos adaptados a vivir en parte o continuamente suspendidos en el agua (Gallo y Apolo, 2012; Reynolds, 2006; Vicente *et al.*, 2005). También se caracterizan por ser la base de las tramas tróficas en los lagos, siendo el principal alimento del zooplancton (Mariano-Astocondor, 2001) y cumpliendo un papel trascendente en la producción primaria, que ha llevado a considerar a los lagos como sistemas autótrofos (González *et al.*, 2004; Herrera y Quijía, 2007).

La composición y abundancia del fitoplancton puede verse afectada por variaciones temporales de factores físicos, químicos o biológicos, de hecho se ha llegado a establecer que los cambios temporales de estas variables explican la amplia diversidad de plancton, permitiendo que un mayor número de especies coexistan (Umaña-Villalobos, 2010). En zonas tropicales se ha observado grandes contrastes entre las asociaciones de especies en las épocas de lluvia y sequía (González *et al.*, 2004), es

así que en lagos tropicales de alta montaña la diversidad incrementa en períodos de poca lluvia por un mayor número de nichos disponibles (Barbosa, 2009).

A su vez la variación temporal de las comunidades fitoplanctónicas también puede verse influenciada por perturbaciones a corto plazo como cambios abruptos en el clima que pueden alterar los procesos de sucesión normal, interrumpiéndolos y haciendo que se establezca una nueva dinámica (Dorador *et al.*, 2003; Umaña-Villalobos, 2010). Este tipo de evento puede llevar a que dominen ciertas especies por períodos cortos de tiempo y que estas variaciones no se reflejen en estudios a largo plazo (Barbosa, 2009), de ahí la importancia de realizar investigaciones en escalas temporales más pequeñas, que reflejen mejor el comportamiento de estos organismos.

Estos cambios temporales en las comunidades de fitoplancton pueden ser explicados por interacciones complejas de factores físicos, químicos y biológicos (Gomis *et al.*, 1987; León Lopez *et al.*, 2012), por ejemplo uno de los factores que puede llegar a limitar la producción algal es la cantidad de sales nutritivas disponibles, como la cantidad total de nitrógeno y de fósforo en los lagos que alteran la productividad lacustre y causan fluctuaciones en las poblaciones fitoplanctónicas (González *et al.*, 2004; Wurstbaugh *et al.*, 1985).

Así mismo, factores como la intensidad de la luz o movimientos de agua causados por lluvia y viento, pueden afectar la producción primaria en los cuerpos de agua, por lo que es necesario no sólo estudiar la influencia de parámetros químicos sino también de factores físicos (Barbosa, 2009; León Lopez *et al.*, 2012; Montoya y Aguirre, 2010). Estos factores están relacionados con la gran variedad morfológica y estructural del fitoplancton, siendo importantes en determinar la forma y tamaño de estos organismos y promoviendo su adaptación a diferentes ambientes cambiantes (Herrera y Quijía, 2007).

Todos estos patrones físicos, químicos y biológicos de variación han sido bien documentados en zonas templadas, de las cuales se tiene modelos ya establecidos y descritos que permiten entender la dinámica de comunidades fitoplanctónicas (Umaña-Villalobos, 2010); sin embargo, este tipo de información sobre lagos tropicales

altoandinos es escasa o se basa en hipótesis de lagos templados (Casallas y Gunkel, 2001; Melack, 1979; Sánchez Castillo *et al.*, 1989).

Los lagos tropicales altoandinos son aquellos que se encuentran a alturas mayores a los 3000 ms.n.m y se extienden a lo largo de cordones montañosos (Vila y Muhlhauser, 1987). Estos lagos están sujetos a un mayor nivel de irradiación solar, bajos niveles de humedad y bajos niveles de ozono, tal es el caso de lagos ubicados dentro del Parque Nacional Cajas en el Ecuador, los cuales se encuentran dentro de zonas de páramo y se caracterizan por ser polimícticos, con períodos frecuentes de mezcla y circulación, lo que determina bajos niveles de mineralización y baja disponibilidad de nutrientes (Barbosa, 2009; Vila y Muhlhauser, 1987).

Todas estas características hacen que las comunidades fitoplanctónicas de lagos altoandinos se relacionen más con lagos templados que con lagos tropicales de zonas bajas, sin embargo no se dispone de suficiente información (Casallas y Gunkel, 2001; Vila y Muhlhauser, 1987). Entonces al poner en consideración la falta de estudios y las características únicas de estos lagos, surge la necesidad de dirigir investigaciones a estos cuerpos de agua para entender mejor su dinámica y procesos.

En el caso de zonas tropicales la mayoría de estudios se han centrado en zonas bajas, enfocados principalmente en caracterizaciones taxonómicas de fitoplancton (Fontúrbel *et al.*, 2006; García *et al.*, 2007; González *et al.*, 2004; Mariano-Astocondor, 2001; Oliva *et al.*, 2008; Quiroz *et al.*, 2004), así como en productividad, biomasa, procesos de eutrofización y en calidad de agua (Montoya y Aguirre, 2010; Pinilla, 2006; Seeligmann *et al.*, 2001). En el caso del Ecuador existen investigaciones en ecosistemas de montaña sobretodo de la sierra norte (Casallas y Gunkel, 2001; Herrera y Quijía, 2007; Morales *et al.*, 2013) y en la sierra sur los estudios se han dirigido al uso de diatomeas fósiles para reflejar el efecto del cambio climático en lagos altoandinos (Michelutti *et al.*, 2015).

Tomando en cuenta todas estas consideraciones alrededor de los lagos altoandinos, se ha planteado el siguiente estudio dentro del Parque Nacional Cajas ubicado en la sierra sur del Ecuador, que busca establecer los cambios temporales de las comunidades fitoplanctónicas litorales de seis lagunas altoandinas durante cuatro meses,

relacionando estos cambios con los factores físico-químicos del medio. Así se aportará con información para mejorar el entendimiento sobre la dinámica del fitoplancton en estos lagos, aportando al conocimiento local, regional y nacional.

OBJETIVOS

Objetivo General

Establecer la variación temporal de las comunidades fitoplanctónicas, productividad de clorofila y niveles de nutrientes a lo largo de cuatro meses en seis lagunas altoandinas ubicadas dentro del Parque Nacional Cajas.

Objetivos Específicos

- Determinar la composición fitoplanctónica, productividad de clorofila y niveles de ciertos nutrientes para cada laguna en cuatro muestreos separados cada uno por un mes.
- Buscar tendencias en la variación de los factores anteriormente mencionados.
- Relacionar los resultados de diversidad con los factores físico-químicos.

CAPÍTULO 1

MATERIALES Y MÉTODOS

1.1 Área de Estudio

El estudio fue llevado a cabo dentro del Parque Nacional Cajas (PNC) que se ubica en la Cordillera Occidental al sur de los Andes del Ecuador, dentro del Cantón Cuenca en la Provincia del Azuay. El mismo se encuentra a una altura entre los 3150–4445 m.s.n.m, con una extensión de 28.544 ha. Presenta una temperatura promedio anual de 7°C, que oscila entre un promedio mínimo de 4,6°C y un promedio máximo de 13,2°C (Guzmán, 2005). A su vez, presenta una precipitación media anual de 1072 mm, con un valor mínimo de 829 mm y un máximo de 1343 mm (Buytaert, 2004).

Dentro del parque existen un total de 232 lagunas, las cuales son de origen glacial con una topografía irregular que presenta valles en forma de “U”, pudiendo encontrar grandes elevaciones que separan los sistemas lacustres (Navarrete, 2003). En el caso de estudio, se consideraron tres lagunas ubicadas en la subcuenca del río Tomebamba en la zona de la carretera Cuenca-Molleturo-Naranjal: Laguna Riñón Cocha, Laguna Toreador y Laguna Toreadora; y tres lagunas ubicadas en la subcuenca del río Yanuncay en la zona de soldados: Laguna Estrellas Cocha, Laguna Jigeno y Laguna Napalé (Figura 1) (Tabla 1).

En las zonas circundante a las lagunas seleccionadas se distinguen formaciones vegetales como el páramo herbáceo que se encuentra dominado por hierbas de penacho de los géneros *Calamagrostis*, *Festuca* y varias especies de *Stipa* (Sierra, 1996). Dentro de ésta formación se puede encontrar bosque de *Polylepis* ubicados en sitios rocosos y encañonados, y páramo de almohadillas que se encuentran en zonas inundadas. Otro tipo de formación predominante es el herbazal lacustre montano que se localiza en las riberas de las lagunas, donde las especies predominantes son de las familias Juncaceae y Cyperaceae, que se caracterizan por sus raíces sumergidas (Rivera Rossi, 2007).

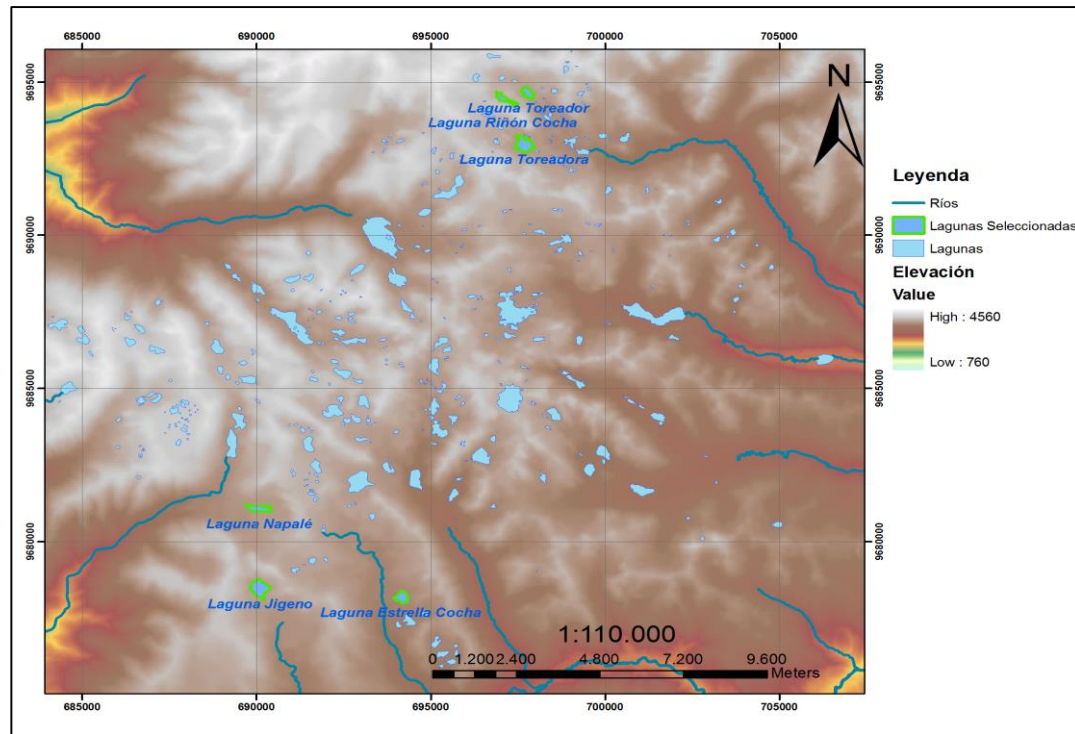


Figura 1. Ubicación de las seis lagunas dentro del Parque Nacional Cajas.

Fuente: (UDA-IERSE, 2003)

1.1.1 Descripción de lagunas

Las seis lagunas estudiadas fueron seleccionadas a partir de un análisis cartográfico, en el cual se consideró tamaños, formas y alturas similares. Es así que se escogieron lagunas con un área superficial más o menos similar y que se encontraran a una misma altura, existiendo una diferencia máxima de alrededor de 200 m entre la laguna más alta y la más baja. También se tomó en cuenta cuestiones de logística, dando prioridad a las que tenían fácil acceso. Las principales características de cada laguna se detallan a continuación (Anexo 1):

- **Laguna Estrellascocha:** se encuentra ubicada a 3810 m s.n.m dentro de las coordenadas 17M 693929mE y 9677998mS. Esta laguna se encuentra dentro de la microcuenca del río Bermejós y la subcuenca alta del río Yanuncay, se ubica en la cima de una colina por lo que presentaba vientos fuertes. Se caracteriza por presentar páramo herbáceo y un pequeño parche de *Polylepis* ubicado a la entrada de la laguna. Las orillas poco profundas presentaban sustrato rocoso con una alta presencia de perifiton y de espumas.

- **Laguna Jigeno:** ubicada a los 3965 m s.n.m en las coordenadas 17M 690026mE y 9678017mS. Se encuentra dentro de la microcuenca del río Galgán y la subcuenca del río Yanuncay. Una de sus principales características es que está rodeada de montañas y peñascos, dentro de un valle. Presenta páramo herbáceo y bosques de *Polylepis*, además se pudo evidenciar la presencia de ganadería, pesca y turismo, incluso existían pequeños reservorios. Se observó perifiton y macrófitas adheridos al sustrato rocoso.
- **Laguna Napalé:** se localiza a una altura de 3890 m s.n.m en las coordenadas 17M 689810mE y 9680671mN. Se ubica dentro de la microcuenca del río Angas y en la subcuenca del río Balao. Rodeando la laguna se encontraron pequeños parches de *Polylepis* y páramo herbáceo. Se observó un sustrato rocoso con rocas grandes y alta presencia de perifiton, además de espumas a las orillas de la laguna.
- **Laguna Riñóncocha:** ubicada a una altura de 4028 m s.n.m dentro de las coordenadas 17M 697035mE y 9694043mN.. Localizada dentro de la microcuenca del río Matadero Alto y en la subcuenca del río Tomebamba. Se encuentra protegida del viento por peñascos y montañas de pendientes pronunciadas. Laguna profunda de sustrato rocoso con presencia de perifiton y de aguas cristalinas, con un pequeño parche de *Polylepis* en su salida.
- **Laguna Toreador:** se encuentra a una altura de 3927 m s.n.m en las coordenadas 17M 697411mE y 9694288mN. Se ubica dentro de la microcuenca del río Matadero Alto y la subcuenca del río Tomebamba, al noreste de la laguna Riñón Cocha. Presenta una forma redondeada con una saliente rocosa y peñascos ubicados a la entrada de la laguna. Rodeada de páramo herbáceo y de senderos, pudiendo observar actividades de turismo y pesca. Laguna profunda con un sustrato rocoso y arcilloso característico, en donde se encontró una alta presencia de perifiton.
- **Laguna Toreadora:** presenta una altura de 3924 m .s.n.m y se ubica dentro de las coordenadas 17M 697498mE y 9692353mN. Se localiza dentro de la

microcuenca del río Matadero Alto y en la subcuenca del río Tomebamba. De forma ligeramente redondeada con salientes de tierra y orillas arenosas. Es la laguna con mayor presencia de turismo de las seis lagunas seleccionadas, pudiendo encontrar senderos cercanos a la misma y a sólo 200m se encuentra la carretera. Presenta una gran pared rocosa que la protege de los vientos y remanentes de *Polylepis*. El sustrato es rocoso con una elevada presencia de perifiton y un gran crecimiento de macrófitas.

Tabla 1. Datos morfométricos de las seis lagunas estudiadas. Fórmula para cálculo de $DI=P/2\sqrt{\pi A}$. Forma de contorno del lago: Circular ($1 < DI \leq 1.25$), Subcircular ($1.25 < DI < 1.5$), Subrectangular alargado ($1.5 < DI < 3$), Dendríticos ($DI > 3$)

| Laguna | Área (m ²) | Perímetro (m) | Longitud máxima (m) | Ancho máximo (m) | Índice de desarrollo de costa (DI) | Forma de contorno del lago |
|----------------|------------------------|---------------|---------------------|------------------|------------------------------------|----------------------------|
| Estrellascocha | 100202,84 | 1248,76 | 392 | 386 | 1,11 | Circular |
| Jigeno | 211663,44 | 2088,85 | 713 | 519 | 1,28 | Subcircular |
| Napalé | 117977,44 | 1921,49 | 787 | 215 | 1,58 | Subrectangular alargado |
| Riñoncocha | 77529,06 | 1748,98 | 698 | 175 | 1,77 | Subrectangular alargado |
| Toreador | 85779,34 | 1366,25 | 438 | 254 | 1,32 | Subcircular |
| Toreadora | 182889,28 | 2341,98 | 673 | 470 | 1,48 | Subcircular |

Fuente: (UDA-IERSE, 2003; Wetzel, 2001)

1.2 Fase de Campo

Los muestreos fueron realizados durante cuatro meses que incluyeron noviembre (1), diciembre (2), marzo (3) y abril (4); los dos primeros correspondieron con una época seca con ausencia de lluvias, días soleados y heladas, y los dos últimos con la época lluviosa con altas precipitaciones, neblina, vientos fuertes y bajas temperaturas. Cada muestreo estuvo separado del siguiente por un intervalo de un mes, procurando coleccionar todas las muestras de las seis lagunas en un período máximo de tres días, para evitar realizar comparaciones de datos separados por un tiempo excesivo (Lemly y Dimmick, 1982).

En cada laguna se establecieron tres estaciones de muestreo ubicadas en la zona litoral, estas se seleccionaron tomando en cuenta la facilidad de acceso, evitando zonas con demasiada concentración de macrófitas y que exista una distancia considerable entre

cada estación. Generalmente se ubicó un punto a la entrada de la laguna, otro en la orilla aproximadamente a la mitad y otro cercano a la salida de cada laguna. Los puntos de estudio y su ubicación se detallan en la Tabla 2.

Tabla 2. Ubicación geográfica de las estaciones en las seis lagunas dentro del Parque Nacional Cajas

| LAGUNA | ESTACIONES | Coordenadas (17 M UTM/WGS84) | | ALTURA (m s.n.m) |
|-----------------|------------|------------------------------|---------|------------------|
| | | X (mE) | Y (mN) | |
| Estrellas Cocha | ES1 | 693929 | 9677998 | 3829 |
| | ES2 | 693758 | 9677768 | 3822 |
| | ES3 | 693881 | 9677712 | 3819 |
| Jigeno | JI1 | 690143 | 9678086 | 3963 |
| | JI2 | 690026 | 9678017 | 3965 |
| | JI3 | 689868 | 9677857 | 3967 |
| Napalé | NA1 | 689483 | 9680779 | 3899 |
| | NA2 | 689810 | 9680671 | 3899 |
| | NA3 | 690058 | 9680674 | 3898 |
| Riñón Cocha | RI1 | 697236 | 9693940 | 4033 |
| | RI2 | 697035 | 9694043 | 4040 |
| | RI3 | 696825 | 9694188 | 4032 |
| Toreadora | TA1 | 697284 | 9692478 | 3827 |
| | TA2 | 697498 | 9692353 | 3924 |
| | TA3 | 697555 | 9692415 | 3924 |
| Toreador | TO1 | 697366 | 9694330 | 3889 |
| | TO2 | 697411 | 9694288 | 3952 |
| | TO3 | 697475 | 9694148 | 3943 |

Fuente: Autores

1.2.1 Caracterización físico-química

En las tres estaciones de cada laguna se realizó una caracterización *in situ* considerando los siguientes parámetros físico-químicos: coordenadas geográficas (UTM/WGS84), altura, temperatura del agua y concentración de oxígeno disuelto medido con un oxímetro YSI ProODO, aspectos del agua (presencia de natas, espumas, afloramientos de algas), presencia de vegetación acuática, composición del sustrato y observaciones generales del ambiente circundante, incluyendo el clima (Alvarado *et al.*, 2009; Oliva *et al.*, 2008; Vicente *et al.*, 2005). En el caso del pH y conductividad se midieron en los laboratorios de la Universidad del Azuay.

También en cada estación se colectó un litro de agua directamente en botellas plásticas para los análisis de productividad de clorofila-*a*, clorofila-*b* y clorofila-*c* (Vicente *et al.*, 2005). Así mismo se tomaron 125ml de agua en recipientes plásticos para el análisis de nutrientes. Estas muestras fueron etiquetadas y colocadas inmediatamente en oscuridad dentro de una hielera portátil, sin preservar ni filtrar, para ser llevadas posteriormente a su análisis en laboratorio (Zaixso, 2002).

1.2.2 Muestreo Fitoplancton

En cada estación se obtuvieron muestras subsuperficiales de fitoplancton litoral a través de una red con un ojo de malla de 50 μm , a partir de la cual se realizaron arrastres horizontales desde la zona limnética de la laguna hasta la zona litoral (Zalocar *et al.*, 1998) (Anexo 1), con una columna de agua aproximada de 15 m de largo por 0,2 m de diámetro, obteniendo un volumen final de filtrado de 250ml. De este volumen, se tomaron 125ml y se colocaron en envases plásticos, los cuales fueron etiquetados y preservados con 0,6 ml de Lugol al 1% (Lemly y Dimmick, 1982).

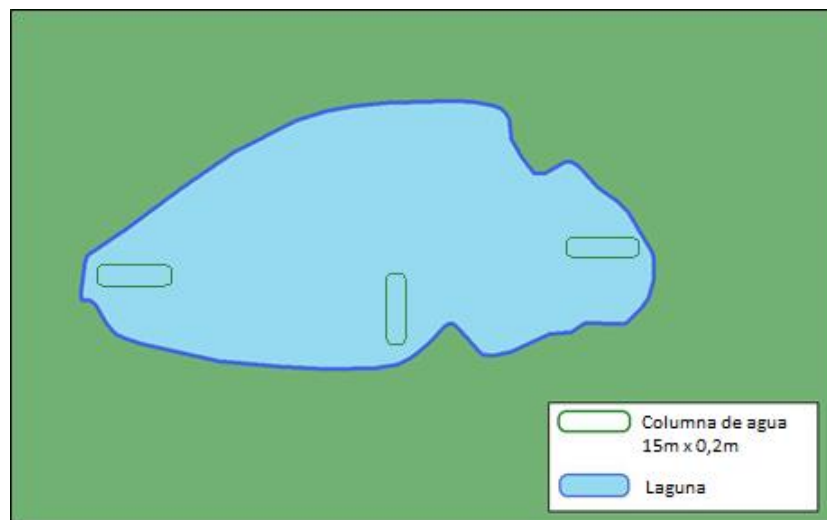


Figura 2. Diseño de muestreo de fitoplancton litoral a través de muestras subsuperficiales.

Fuente: Autores

1.3 Fase de Laboratorio

1.3.1 Identificación y Recuento de Fitoplancton

La identificación de fitoplancton se realizó hasta nivel de género diferenciando cada morfotipo, para esto se utilizaron las claves y guías de Bicudo y Menezes (2006), Streble y Krauter (1987), Gallo y Apolo (2012) y la base de datos digital AlgaeBase. Para esto se utilizó un microscopio óptico Olympus CX22 utilizando los diferentes aumentos hasta 40x y en el caso de ser necesario se llegó hasta 100x para observar detalles con mayor precisión. De cada morfotipo se recolectaron registros fotográficos mediante una cámara CANON de 16MP/Zoom de 8x.

El conteo de organismos se realizó por el método directo descrito por Villafañe y Reid (1995), en el cual se toma con una pipeta pasteur una alícuota y se coloca entre el cubre y portaobjetos, en la platina del microscopio. Luego se realizaron barridos para observar la totalidad de la alícuota, paralelamente se construyó una curva de acumulación de especies que señala cuantas alícuotas o placas fueron necesarias para obtener la representatividad de las muestras. Para la cuantificación de los diferentes individuos se utilizó diferentes unidades de recuento dependiendo de la forma de las especies encontradas (Paesky, 2013):

- **Organismos unicelulares o cenobiales:** cada célula o cenobio se consideró como un individuo.
- **Colonias palmeloides:** contar como un individuo cada ocurrencia de una colonia en el campo visual.
- **Coloniales filamentosas:** contar como un individuo cada ocurrencia de una porción de filamento en el campo visual.

1.3.2 Análisis de nutrientes

Para el análisis de nutrientes se utilizó el método de cromatografía iónica, en el cual se filtraron previamente las muestras a través de filtros microbiológicos de 0,45 μm y posteriormente se pasaron a través de un Cromatógrafo Iónico Dionex ICS-1600, el cual permite la detección de aniones de agua, a partir del cual se obtuvo la lectura de

los siguientes compuestos: Fluoruros, Acetatos, Cloruros, Nitritos, Bromuros, Nitratos, Fosfatos y Sulfatos.

1.3.3 Análisis de clorofila

La obtención de clorofila se realizó a través filtros de microfibra de vidrio y para la extracción se utilizó acetona, según lo establecido por Standard Methods (Vicente *et al.*, 2005). Las clorofilas *a*, *b* y *c* se determinaron a través del método tricromático por espectrofotometría, en el cual se utilizaron las fórmulas establecidas por Jeffrey & Humphrey (1975):

$$chl. a \left(\frac{ug}{L} \right) = \frac{[11,85 (A664 - A750) - 1,54 (A647 - A750) - 0,08 (A630 - A750) \times v]}{V}$$

$$chl. b \left(\frac{ug}{L} \right) = \frac{[21,03 (A664 - A750) - 5,43 (A647 - A750) - 2,66 (A630 - A750) \times v]}{V}$$

$$chl. c \left(\frac{ug}{L} \right) = \frac{[24,52 (A664 - A750) - 1,67 (A647 - A750) - 7,60 (A630 - A750) \times v]}{V}$$

Donde A630, A647, A664, A750= densidad óptica medida a las longitudes de onda indicadas, en una cubeta de paso óptico de 1cm (en nm), v= volumen en ml del extracto, V= volumen de agua filtrada (en L), en este caso se utilizaron 5ml de volumen de extracto y 1 litro de agua para filtración.

1.4 Análisis de datos

1.4.1 Variables físico-químicas

Se obtuvieron promedios de los parámetros físico-químicos a partir de las tres submuestras de cada laguna en el tiempo. Estos promedios fueron usados como dato integrado de cada laguna en el tiempo en los análisis estadísticos y en figuras explicativas.

Para determinar las variables físico-químicas que mejor reflejan la variación temporal de las lagunas estudiadas se usó un algoritmo genético de selección de variables mediante el programa MATHLAB. Este análisis crea combinaciones de variables a manera de cromosomas y simula la reproducción y evolución de estos, manteniendo al final del proceso las combinaciones que expliquen de mejor manera un modelo predeterminado (Sofge y Elliot, 1998).

En este caso se buscaran las combinaciones de variables que mejor evidencien la variación temporal de las lagunas a lo largo de los cuatro períodos de muestro. Se empezará con una población de tamaño preestablecido de 100 cromosomas formados por combinaciones aleatorias de los parámetros físico-químicos. Estos serán procesados a lo largo de 100 generaciones y se seleccionarán las variables que hayan sido expresadas con mayor frecuencia en los cromosomas resultantes.

Con las variables seleccionadas se realizó un análisis de clasificación k-vecinos más cercanos y un análisis Chi-cuadrado para determinar si existe una variación temporal significativa de estos parámetros.

1.4.2 Variables Biológicas

Composición de Especies y abundancia relativa

Con los resultados obtenidos se realizaron bases de datos explicativas para presentar la diversidad de fitoplancton encontrada de una manera general. También se confeccionó una tabla mostrando la abundancia relativa estimada de acuerdo a la abundancia relativa de cada morfotipo por período de muestreo.

$$\begin{aligned}
 + &= 0 - 0,016 \\
 ++ &= 0,016 - 0,033 \\
 +++ &= 0,033 - 0,049 \\
 ++++ &= 0,049 - 0,066 \\
 +++++ &= 0,066 - 0,082
 \end{aligned}$$

Riqueza, Equidad y Dominancia

Para poder comparar la riqueza de morfotipos entre muestras, es primero necesario igualar el esfuerzo de muestreo de todas estas, ya que en cada una se analizó un número

diferente de sub-unidades de muestreo (placas de microscopio). Por consiguiente se realizó un análisis de rarefacción, mediante el paquete estadístico EstimateS 9.1.0. Se graficó los resultados de este análisis junto con sus intervalos de confianza de 95% para determinar si existen fluctuaciones en la riqueza de morfotipos. De estos resultados se tomó también el valor de todas las muestras al nivel de la muestra con menor esfuerzo de muestreo (22 placas de microscopio) (Colwell *et al.*, 2012).

Se construyeron curvas de rango abundancia para cada laguna en el tiempo usando la abundancia relativa por laguna de los 15 morfotipos más abundantes en cada una de estas, los cuales representan entre el 65 y 85% de la abundancia total de cada muestra. Estas gráficas permiten visualizar los cambios de composición de fitoplancton más importantes a lo largo del tiempo. Adicionalmente se calculó el índice de diversidad de Shannon para corroborar la información de las curvas de rango abundancia.

Análisis de Correspondencia Canónica (ACC)

Se realizó un Análisis de Correspondencia Canónica (ACC) usando el paquete estadístico XLSTAT 2014, el cual se expresó mediante dos gráficos, uno mostrando los morfotipos de fitoplancton y otro las lagunas en cada período de muestreo. Se usó este análisis para buscar una relación entre estos factores y las variables físico-químicas. Para esto se realizó previamente una correlación de Pearson entre las variables físico-químicas. De las variables no correlacionadas entre sí ($p < 0,05$), se seleccionaron las que mejor describían la variación del fitoplancton para el análisis. Adicionalmente se descartaron los morfotipos que presentaron una frecuencia de 3 muestras o menos del total de la muestra ($f \leq 15\%$). Se seleccionaron los ejes que expliquen la mayor variación en los datos (León Lopez *et al.*, 2012).

CAPÍTULO 2

RESULTADOS

2.1 Variables físico-químicas

2.1.1 pH

Los valores de pH mostraron valores dentro de un rango de 6,70 a 7,78 a lo largo de los cuatro períodos de muestreo, indicando aguas de neutras a básicas. El promedio más bajo en la laguna Riñón Cocha durante el tercer mes (6,70) y el registro más alto fue para la laguna Toreadora (7,78) en el primer mes del estudio. Los niveles de pH presentaron poca variación en las lagunas Estrellas Cocha, Jigeno y Napalé, los cuales se mantuvieron constantes. Por otro lado, en las lagunas Riñón Cocha, Toreador y Toreadora hubo al menos un período en el cual se obtuvo una variación importante en los promedios de pH (Figura 3).

2.1.2 Conductividad

De las seis lagunas estudiadas, la laguna Toreadora registró los valores más altos de conductividad con un promedio de 44,5 μS durante el primer mes de estudio y alcanzado un valor de 77,76 μS en el último período de muestreo. Por otro lado, la laguna con los valores más bajos de conductividad fue Riñón Cocha que registró 11,94 μS en el segundo mes de estudio y el valor máximo fue de 25,10 μS en el tercer muestreo.

En las lagunas Riñón Cocha, Toreador y Toreadora se puede observar un patrón similar en la variación de conductividad a lo largo de los cuatro meses de estudio, presentando una disminución de la conductividad para el mes de diciembre, luego un incremento para el tercer mes de estudio que se mantiene hasta el cuarto período de estudio. Por otro lado, las lagunas Estrellas Cocha, Jigeno y Napalé reflejan un incremento de la conductividad hasta el tercer mes del estudio para luego presentar una ligera disminución al final del estudio (Figura 3).

2.1.3 Temperatura

Los valores promedio de temperatura se encontraron dentro de un rango de 9,19°C hasta los 16,16°C. La laguna Estrellas Cocha registró las temperaturas más elevadas durante el primer y segundo mes de estudio, mientras que la laguna Napalé llegó a presentar los valores más bajos de temperatura durante el tercer muestreo. En general se observa un patrón similar de variación de temperatura, con un incremento en el segundo muestreo, luego una disminución de la temperatura hacia el tercer mes que se mantuvo hasta el último período. Exceptuando a la laguna Toreadora que registró un promedio similar de 12°C durante todo el estudio.

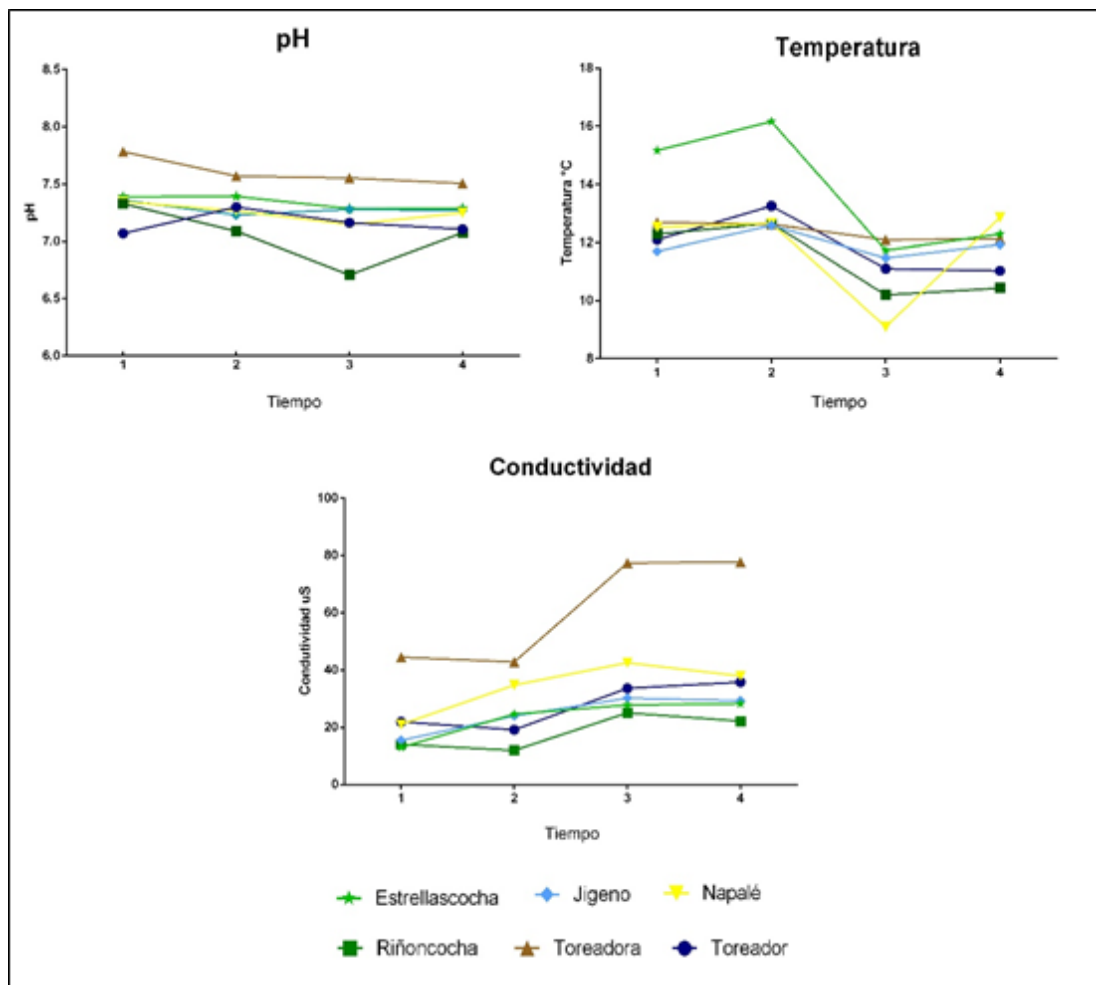


Figura 3. Variación de parámetros físico-químicos a lo largo de los cuatro períodos de muestreo.

Fuente: Autores

2.1.4 Oxígeno Disuelto

Las mediciones de oxígeno disuelto del primer y segundo muestreo no fueron correctas debido a que no se contaba con un equipo apropiado, por lo que sólo se consideraron los resultados obtenidos en el tercer y cuarto muestreo. Los niveles de oxígeno en estos dos meses se encontraron entre los valores promedios de 6,69 mg/l hasta los 7,40 mg/l, sin observar un patrón particular de fluctuación para cada laguna (Anexo 3).

2.1.5 Clorofilas *a*, *b* y *c*

Los valores promedio de clorofila *a* incrementaron durante el tercer y cuarto mes de estudio, registrando valores de 0,699 µg/l y 0,878 µg/l respectivamente. Los niveles más altos fueron para la laguna Toreador que alcanzó hasta 1,528 µg/l de clorofila *a* en el segundo período del estudio. Mientras que los niveles más bajos registrados se dieron en la laguna Toreadora, que obtuvo 0,315 µg/l durante el último mes (Figura 4).

En relación a los niveles de clorofila *b* durante el primer mes de estudio se obtuvieron niveles bajos de 0,025 µg/l, mientras que para el segundo período no existieron registros de clorofila *b*. En contraste, durante el tercero y cuarto mes se alcanzan los niveles más altos de clorofila *b* de 0,131 µg/l y 0,070 µg/l respectivamente (Figura 4). El mayor promedio se obtuvo en la laguna Toreador que alcanzó los 0,379 µg/l en el tercer muestreo, en tanto que en las lagunas Napalé, Jigeno y Estrellas Cocha se obtuvieron valores de cero en el cuarto mes.

En la Figura 4 se observa que la variación de la clorofila *c* entre el primer y el segundo muestreo fue mayor, alcanzando un promedio de 0,192 µg/l para el período dos, mientras que para el tercer y cuarto período existe una disminución en la concentración de clorofila de 0,143 µg/l a 0,097 µg/l respectivamente. Los valores más altos se registraron en la laguna Toreador que alcanzó los 0,530 µg/l en el tercer mes, mientras que los niveles más bajos se encuentran en la laguna Toreadora (Anexo 4).

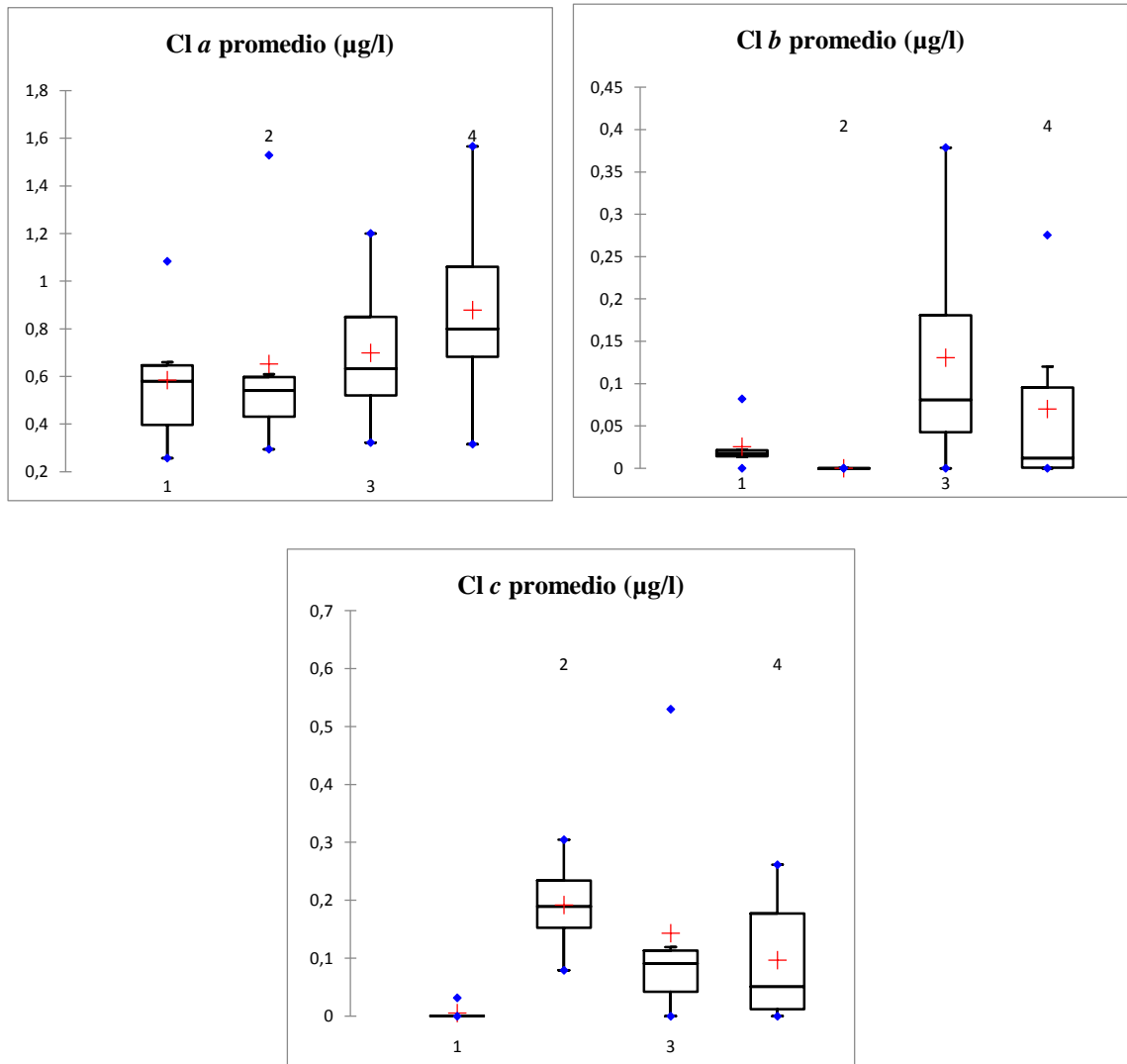


Figura 4. Promedio de clorofilas a, b y c de las seis lagunas durante los cuatro meses de estudio.

Fuente: Autores

2.1.6 Nutrientes

En la Tabla 3 se puede observar que las concentraciones de los aniones fluoruros, cloruros, nitratos y sulfatos se mantienen relativamente constantes a lo largo de los cuatro períodos de muestreo, mientras que la concentración de acetatos fluctúa evidentemente incrementándose de 1,003 ppm en el primer período a 1,861 ppm en el tercero, y bajando a 0,423 ppm en el período final.

Los valores promedios más altos registrados para acetatos corresponden a la laguna Toreadora durante el mes de diciembre (3,809 ppm) y a la laguna Toreador durante el mes de noviembre (3,644 ppm). En las lagunas Riñón Cocha, Napalé, Jigeno y

Estrellas Cocha incrementan los acetatos para el tercer mes del estudio alcanzando una concentración de casi el doble en comparación al primer y segundo mes de muestreo (Anexo 5).

En el caso de los fluoruros los niveles encontrados se encuentran dentro de un rango de 0,022 ppm hasta los 0,344 ppm, correspondiendo el valor más alto a la laguna Napalé durante el mes de diciembre, y el nivel más bajo a la laguna Toreador en el mismo mes. Por otro lado, los cloruros no presentan una alta variación a lo largo de los cuatro meses, encontrando los valores más altos en la laguna Toreadora (0,770 ppm) en el mes de Diciembre.

Los valores de nitratos encontrados son bajos, siendo 0,184 ppm el valor más alto registrado en la laguna Toreador durante el mes de noviembre, mientras que la laguna Napalé fue la única que presentó nitratos durante los cuatro meses del estudio a diferencia de las otras lagunas en las cuales al menos hubo un muestreo en el que no se detectó nitratos (Anexo 5).

Los niveles más altos de sulfatos se encontraron en la laguna Toreador y Napalé, en las cuales se alcanzan los 3,366 ppm y los 2,466 ppm respectivamente, durante el mes de Diciembre. En tanto en las otras lagunas los niveles de sulfatos no llegan a 1 ppm. En el caso de bromuros y fosfatos no fueron detectables a través del método de medición utilizado por lo que no se consideraron en este estudio (Anexo 6).

Tabla 3. Valores promedios de nutrientes en ppm en cada uno de los cuatro meses de muestreo considerando las seis lagunas

| | 1 | 2 | 3 | 4 |
|---------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|
| Fluoruros promedio (ppm) | 0,125 ± 0,002 (0,122 - 0,129) | 0,082 ± 0,129 (0,022 - 0,344) | 0,108 ± 0,003 (0,102 - 0,111) | 0,119 ± 0,003 (0,114 - 0,123) |
| Acetatos promedio (ppm) | 1,003 ± 1,31 (0,297 - 3,644) | 1,207 ± 1,382 (0,294 - 3,809) | 1,861 ± 0,782 (1,123 - 3,028) | 0,423 ± 0,614 (0,038 - 1,631) |
| Cloruros promedio (ppm) | 0,33 ± 0,171 (0,192 - 0,643) | 0,301 ± 0,236 (0,159 - 0,77) | 0,39 ± 0,088 (0,287 - 0,496) | 0,333 ± 0,104 (0,242 - 0,511) |
| Nitratos promedio (ppm) | 0,055 ± 0,068 (0 - 0,184) | 0,011 ± 0,017 (0 - 0,044) | 0,037 ± 0,058 (0 - 0,15) | 0,043 ± 0,026 (0,014 - 0,089) |
| Sulfatos promedio (ppm) | 1,505 ± 1,17 (0,175 - 3,186) | 1,604 ± 1,246 (0,199 - 3,366) | 1,507 ± 1,108 (0,207 - 2,888) | 1,341 ± 0,956 (0,241 - 2,481) |

Fuente: Autores

2.1.7 Variación temporal factores físico-químicos

En la Tabla 4 y Figura 5 se muestran los resultados del algoritmo de selección genética, indicando que los parámetros: Fluoruros y Nitratos, fueron los seleccionados para explicar la variación de las lagunas a lo largo de los cuatro períodos de muestreo.

Tabla 4. Resultados algoritmo de selección genética

| | Fluoruros | Nitratos |
|-------------------------|------------------|-----------------|
| Posición | 1 | 2 |
| NER CV | 0,7 | 0,9 |
| Frecuencia de selección | 96 | 57 |

Fuente: Autores

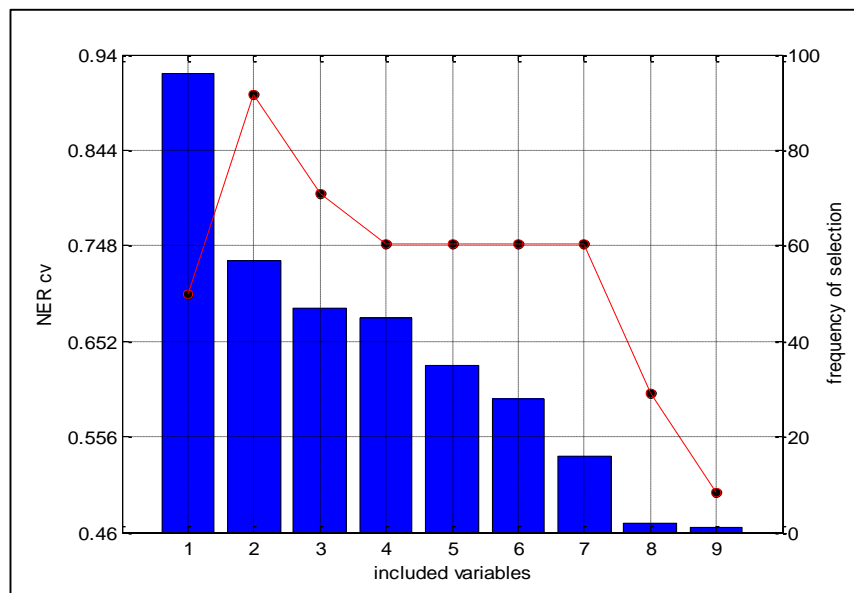


Figura 5. Resultados algoritmo de selección genética.

Fuente: Autores

La Tabla 5 muestra la matriz de confusión del análisis de clasificación k-vecinos más cercanos, en la que se determina el porcentaje de error negativo de clasificación (NER:Non Error Rate). Se observa que tanto en los meses 2 y 3 una muestra es clasificada erróneamente dentro del primer muestreo, mientras que en los meses 1 y 4 dos muestras de cada clase son clasificadas en el tercer muestreo, obteniendo un 75% de NER.

Se contrastaron las frecuencias de muestras iniciales de cada período con las frecuencias de clasificación estimadas mediante un análisis Chi cuadrado. El valor de Chi crítico al 0,05 de significancia y 15 grados de libertad fue $X^2_{(0,05 - 15)} = 24,996$,

mientras que el valor Chi cuadrado de la clasificación fue $X^2_R = 5,66$. Como $X^2_R < X^2_{(0,05 - 15)}$, se acepta que existen diferencias significativas a lo largo de los cuatro períodos de muestreo entre los valores de los parámetros físico-químicos seleccionados por el algoritmo de selección genética.

Tabla 5. Matriz de confusión k- vecinos más cercanos

| Período | No. Muestras | Períodos de Clasificación | | | | NER Clases |
|--------------|--------------|---------------------------|--------------------------|---|---|------------|
| | | 1 | 2 | 3 | 4 | |
| 1 | 6 | 4 | 1 | 1 | 0 | 66,67% |
| 2 | 6 | 1 | 5 | 0 | 0 | 83,33% |
| 3 | 6 | 1 | 0 | 5 | 0 | 83,33% |
| 4 | 6 | 0 | 0 | 2 | 4 | 66,67% |
| TOTAL | 24 | 6 | 6 | 8 | 4 | |
| | | | NER Clasificación | | | 75% |

Fuente: Autores

En la Figura 6 se puede observar que las lagunas en los períodos 2 y 4 presentan agrupaciones definidas, caracterizándose el período 2 por una menor concentración de nitratos y fluoruros, la cual se incrementa ligeramente para el período 4. Los períodos 1 y 3 se muestran más dispersos a lo largo de ambas variables denotando una mayor variación de la concentración de nitratos y fluoruros entre lagunas en estos períodos.

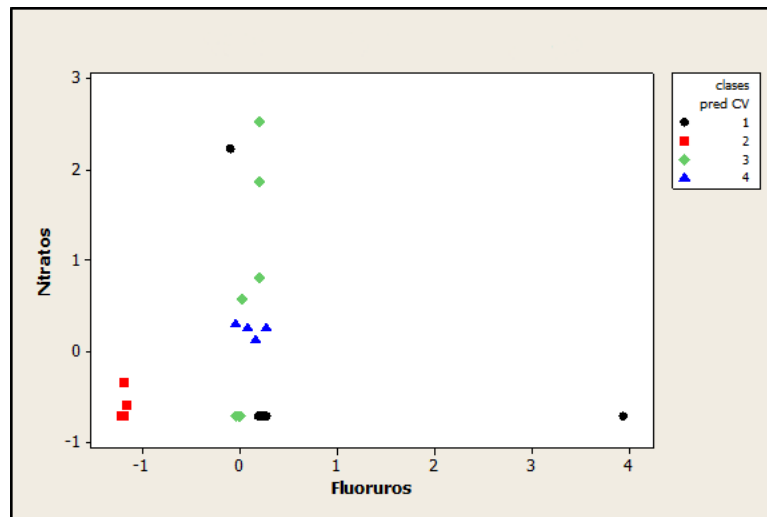


Figura 6. Gráfico de dispersión de las lagunas en los cuatro períodos de muestreo en relación a las variables nitratos y fluoruros.

Fuente: Autores

2.2 Variables biológicas

2.2.1 Composición de especies y abundancia relativa

En los cuatro meses de este estudio se registraron un total de 79.197 individuos de fitoplancton, pertenecientes a 230 morfotipos diferentes, los cuales se distribuyeron dentro de 113 géneros, 70 familias, 36 órdenes, 14 clases y 8 filos (Anexo 4). El grupo con mayor riqueza de morfotipos correspondió a la clase Conjugatophyceae, seguida de Chlorophyceae, Bacillariophyceae y Cyanophyceae, como se puede observar en la Tabla 6.

A su vez la clase Conjugatophyceae registró un número menor de géneros, que se distribuyeron en cinco familias: Desmidiaceae (40 morfotipos), Closteriaceae (5 morfotipos), Zygnemataceae (5 morfotipos), Mesotaeniaceae (3 morfotipos) y Gonatozygaceae (1 morfotipo). Esto contrasta con las clases Bacillariophyceae, Chlorophyceae y Cyanophyceae, que estuvieron mejor representadas a nivel de familia, siendo Naviculaceae (5 morfotipos), Gomphonemataceae (6 morfotipos), Hydrodictiaceae (10 morfotipos), Selenestraceae (7 morfotipos) y Oscillatoriaceae (7 morfotipos), las familias que registraron un mayor número de morfotipos.

Tabla 6. Número de géneros y morfotipos por cada clase de fitoplancton registrada

| Clase | No. Familias | No. Géneros | No. Morfotipos |
|----------------------------|--------------|-------------|----------------|
| Bacillariophyceae | 15 | 22 | 38 |
| Chlorophyceae | 15 | 25 | 50 |
| Chrysophyceae | 1 | 1 | 1 |
| Conjugatophyceae | 5 | 14 | 54 |
| Coccinodiscophyceae | 3 | 4 | 5 |
| Cryptophyceae | 2 | 2 | 2 |
| Cyanophyceae | 17 | 26 | 38 |
| Dinophyceae | 2 | 2 | 4 |
| Euglenophyceae | 2 | 3 | 7 |
| Fragilariophyceae | 2 | 5 | 11 |
| Klebsormidiophyceae | 1 | 1 | 2 |
| Trebouxiophyceae | 3 | 6 | 14 |
| Ulvophyceae | 1 | 1 | 3 |
| Xanthophyceae | 1 | 1 | 1 |

Fuente: Autores

Tabla 7. Abundancia estimada de morfotipos de fitoplancton en las seis lagunas estudiadas durante los cuatro meses de estudio 1= Noviembre, 2=Diciembre, 3=Marzo, 4=Abril. Estimaciones abundancia relativa: (+ = 0-0,016) (++ = 0,016 - 0,033) (+++ = 0,033 - 0,049) (++++ = 0,049 - 0,066) (+++++ = 0,066 - 0,082)

| Morfotipos | 1 | 2 | 3 | 4 | Morfotipos | 1 | 2 | 3 | 4 |
|-----------------------------|-------|------|------|-----|-----------------------------|------|------|------|------|
| Bacillariophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Achnantheidium sp.</i> | +++++ | +++ | +++ | +++ | <i>Gomphonema sp. 3</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Amphora sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Gyrosigma sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Amphora sp. 2</i> | -- | + | -- | -- | <i>Hantzschia sp. 1</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Cocconeis sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Navicula sp. 1</i> | ++++ | + | + | + |
| <i>Cocconeis sp. 2</i> | + | + | -- | + | <i>Navicula sp. 2</i> | ++++ | ++++ | ++++ | ++++ |
| <i>Cocconeis sp. 3</i> | -- | -- | + | -- | <i>Navicula sp. 3</i> | + | + | + | + |
| <i>Cymatopleura sp.</i> | -- | -- | + | -- | <i>Navicula sp. 4</i> | + | -- | -- | + |
| <i>Cymbella sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Neidium sp. 1</i> | -- | + | -- | + |
| <i>Cymbella sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Neidium sp. 2</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Denticula sp.</i> | + | +++ | +++ | ++ | <i>Nitzschia sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Diploneis sp.</i> | + | + | + | + | <i>Pinnularia sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Encyonema sp.</i> | + | + | + | + | <i>Pinnularia sp. 2</i> | + | + | + | + |
| <i>Epithemia sp.</i> | + | + | + | + | <i>Placoneis sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Eunotia sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Placoneis sp. 2</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Eunotia sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Rhopalodia sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Eunotia sp. 3</i> | -- | -- | -- | + | <i>Rhopalodia sp. 2</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Frustulia sp.</i> | + | ++ | + | + | <i>Stauroneis sp. 1</i> | -- | + | -- | -- |
| <i>Gomphonema sp. 1</i> | +++ | +++ | +++ | ++ | <i>Surirella sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Gomphonema sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Surirella sp. 2</i> | + | + | + | + |
| Chlorophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Ankistrodesmus sp. 1</i> | + | -- | + | -- | <i>Monoraphidium sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Ankistrodesmus sp. 2</i> | -- | + | + | + | <i>Monoraphidium sp. 2</i> | -- | + | -- | -- |
| <i>Ankistrodesmus sp. 3</i> | -- | + | + | -- | <i>Oedogonium sp. 1</i> | + | ++ | ++ | ++ |
| <i>Ankistrodesmus sp. 4</i> | -- | -- | + | + | <i>Oedogonium sp. 2</i> | + | + | + | + |
| <i>Asterococcus sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Pandorina sp.</i> | + | + | + | -- |
| <i>Asterococcus sp. 2</i> | -- | + | + | + | <i>Pediastrum sp. 1</i> | + | -- | + | + |
| <i>Asterococcus sp. 3</i> | -- | + | -- | -- | <i>Pediastrum sp. 2</i> | -- | + | + | -- |
| <i>Bulbochaete sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Pediastrum sp. 3</i> | -- | + | + | + |
| <i>Bulbochaete sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Pediastrum sp. 4</i> | -- | -- | + | -- |
| <i>Chlamydomonas sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Pediastrum sp. 5</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Chlamydomonas sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Pediastrum sp. 6</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Chlamydomonas sp. 3</i> | + | -- | -- | -- | <i>Pediastrum sp. 7</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Chlorococcum sp.</i> | + | + | + | + | <i>Planktosphaeria sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Coelastrum sp.</i> | -- | + | + | + | <i>Planktosphaeria sp.2</i> | + | + | + | + |
| <i>Crucigenia sp.</i> | + | ++ | + | + | <i>Quadrigula sp. 1</i> | -- | + | -- | + |
| <i>Cylindrocapsa sp.</i> | -- | -- | -- | + | <i>Scenedesmus sp. 1</i> | + | -- | -- | + |
| <i>Desmodesmus sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Scenedesmus sp. 2</i> | + | -- | -- | -- |
| <i>Desmodesmus sp. 2</i> | + | -- | + | + | <i>Schroederia sp.</i> | + | + | -- | -- |
| <i>Eudorina sp.</i> | + | + | + | + | <i>Sphaerocystis sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Gloeocystis sp.</i> | ++ | + | + | + | <i>Sphaerocystis sp. 2</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Gloeocystis sp. 2</i> | -- | + | -- | -- | <i>Tetraedron sp. 1</i> | + | -- | -- | -- |
| <i>Golenkinia sp.</i> | + | + | + | + | <i>Tetraedron sp. 2</i> | + | -- | -- | -- |
| <i>Microspora sp. 1</i> | -- | -- | -- | + | <i>Tetraedron sp. 3</i> | -- | + | -- | -- |
| <i>Microspora sp. 2</i> | -- | -- | + | -- | <i>Volvox sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Microspora sp. 3</i> | -- | -- | + | + | <i>Volvulina sp.</i> | -- | -- | -- | + |
| Chrysophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Dinobryon sp.</i> | ++++ | ++++ | ++++ | ++ | | | | | |
| Conjugatophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Closterium sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Euastrum sp. 3</i> | -- | -- | -- | + |

| | | | | | | | | | |
|----------------------------|------|----|----|------|------------------------------|----|----|-----|-----|
| <i>Closterium sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Euastrum sp. 4</i> | + | + | + | + |
| <i>Closterium sp. 3</i> | -- | -- | + | + | <i>Gonatozygon sp.</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Closterium sp. 4</i> | -- | -- | -- | + | <i>Hyalotheca sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Closterium sp. 5</i> | -- | -- | -- | + | <i>Micrasterias sp. 1</i> | + | + | -- | -- |
| <i>Cosmarium sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Micrasterias sp. 2</i> | + | + | -- | -- |
| <i>Cosmarium sp. 10</i> | + | + | -- | + | <i>Mougeotia sp. 1</i> | + | ++ | ++ | ++ |
| <i>Cosmarium sp. 11</i> | + | + | + | + | <i>Mougeotia sp. 2</i> | + | -- | -- | + |
| <i>Cosmarium sp. 12</i> | -- | + | + | -- | <i>Netrium sp. 1</i> | -- | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 13</i> | -- | + | -- | -- | <i>Netrium sp. 2</i> | -- | + | + | -- |
| <i>Cosmarium sp. 14</i> | + | + | + | + | <i>Pleurotaenium sp. 1</i> | -- | -- | + | -- |
| <i>Cosmarium sp. 15</i> | -- | + | -- | -- | <i>Spirogyra sp.</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Cosmarium sp. 16</i> | -- | + | -- | -- | <i>Spirotaenia sp.</i> | + | + | + | -- |
| <i>Cosmarium sp. 17</i> | -- | + | + | + | <i>Staurastrum arctiscon</i> | + | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 18</i> | -- | + | + | -- | <i>Staurastrum sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 19</i> | -- | -- | + | -- | <i>Staurastrum sp. 2</i> | + | + | -- | -- |
| <i>Cosmarium sp. 2</i> | + | + | + | -- | <i>Staurastrum sp. 3</i> | -- | + | -- | -- |
| <i>Cosmarium sp. 20</i> | -- | -- | -- | + | <i>Staurastrum sp. 4</i> | + | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 3</i> | + | + | + | + | <i>Staurastrum sp. 5</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Cosmarium sp. 4</i> | + | + | + | + | <i>Staurastrum sp. 6</i> | -- | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 5</i> | + | + | + | + | <i>Staurodesmus sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 6</i> | + | + | -- | + | <i>Staurodesmus sp. 2</i> | + | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 7</i> | + | + | + | + | <i>Staurodesmus sp. 3</i> | + | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 8</i> | + | -- | + | + | <i>Staurodesmus sp. 4</i> | -- | + | + | + |
| <i>Cosmarium sp. 9</i> | + | + | + | + | <i>Staurodesmus sp. 5</i> | -- | -- | + | -- |
| <i>Euastrum sp. 1</i> | + | + | -- | -- | <i>Zygnema sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Euastrum sp. 2</i> | -- | + | + | -- | <i>Zygnema sp. 2</i> | + | -- | + | + |
| Coccinodiscophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Aulacoseira sp.</i> | ++ | + | + | ++ | <i>Melosira sp.</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Cyclotella sp. 1</i> | ++ | + | + | +++ | <i>Stephanodiscus sp.</i> | + | + | -- | + |
| <i>Cyclotella sp. 2</i> | + | + | + | + | | | | | |
| Cryptophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Chroomonas sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Cryptomonas sp. 1</i> | + | + | +++ | ++ |
| Cyanophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Anabaena sp.</i> | + | + | + | + | <i>Microcystis sp.</i> | + | + | -- | + |
| <i>Aphanocapsa sp.</i> | + | + | + | + | <i>Nostoc sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Aphanocapsa sp. 2</i> | -- | -- | -- | + | <i>Nostoc sp. 2</i> | + | + | + | + |
| <i>Aphanothece sp. 1</i> | ++++ | ++ | ++ | ++ | <i>Nostoc sp. 3</i> | -- | + | + | + |
| <i>Aphanothece sp. 2</i> | ++ | ++ | + | ++++ | <i>Oscillatoria sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Calothrix sp. 1</i> | + | ++ | ++ | + | <i>Oscillatoria sp. 2</i> | + | + | + | -- |
| <i>Calothrix sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Oscillatoria sp. 3</i> | -- | + | + | -- |
| <i>Calothrix sp. 3</i> | -- | + | -- | -- | <i>Oscillatoria sp. 4</i> | -- | + | + | + |
| <i>Chroococcus sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Phormidium sp.</i> | -- | + | + | + |
| <i>Chroococcus sp. 2</i> | -- | -- | + | -- | <i>Plectonema sp.</i> | + | -- | -- | -- |
| <i>Coelosphaerium sp.</i> | -- | -- | + | -- | <i>Pseudanabaena sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Epigloeosphaera sp.</i> | + | + | + | + | <i>Rhabdoderma sp.</i> | -- | + | -- | -- |
| <i>Gloeocapsa sp. 1</i> | -- | -- | + | + | <i>Rivularia sp.</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Gloeocapsa sp. 2</i> | -- | -- | + | + | <i>Scytonema sp.</i> | -- | + | + | + |
| <i>Gloeothece sp.</i> | -- | + | + | + | <i>Spirulina sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Gomphosphaeria sp.</i> | -- | + | + | + | <i>Stigonema sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Leptolyngbya sp.</i> | ++ | ++ | + | ++ | <i>Stigonema sp. 2</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Lyngbya sp.</i> | + | ++ | ++ | + | <i>Synechococcus sp.</i> | ++ | + | + | + |
| <i>Merismopedia sp.</i> | + | + | + | + | <i>Tolypothrix sp.</i> | -- | + | + | + |
| Dinophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Gymnodinium sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Peridinium sp. 1</i> | + | ++ | ++ | +++ |
| <i>Gymnodinium sp. 2</i> | -- | -- | + | + | <i>Peridinium sp. 2</i> | -- | + | + | + |
| Euglenophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Euglena sp. 1</i> | + | -- | + | + | <i>Trachelomona sp. 1</i> | -- | + | + | + |
| <i>Euglena sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Trachelomona sp. 2</i> | -- | -- | -- | + |

| | | | | | | | | | |
|------------------------------|-----|----|-----|------|------------------------------|------|------|-----|-----|
| <i>Euglena sp. 3</i> | -- | -- | + | -- | <i>Trachelomona sp. 3</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Phacus sp. 1</i> | -- | + | -- | -- | | | | | |
| Fragilariophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Ceratoneis sp.</i> | + | + | -- | + | <i>Fragilaria sp. 1</i> | + | + | + | + |
| <i>Diatoma sp. 1</i> | +++ | ++ | ++ | + | <i>Fragilaria sp. 2</i> | + | + | + | + |
| <i>Diatoma sp. 2</i> | + | + | ++ | + | <i>Synedra sp.</i> | + | + | + | + |
| <i>Diatoma sp. 3</i> | + | + | ++ | + | <i>Tabellaria sp. 1</i> | ++++ | ++++ | +++ | +++ |
| <i>Diatoma sp. 4</i> | -- | + | + | + | <i>Tabellaria sp. 2</i> | ++ | +++ | ++ | + |
| <i>Diatoma sp. 5</i> | -- | -- | -- | + | | | | | |
| Klebsormidiophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Elakatothrix sp. 1</i> | + | + | ++ | +++ | <i>Elakatothrix sp. 2</i> | -- | -- | + | + |
| Trebouxiophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Botryococcus sp. 1</i> | ++ | ++ | +++ | ++++ | <i>Dictyosphaerium sp. 5</i> | -- | -- | -- | + |
| <i>Chodatella sp.</i> | -- | -- | + | + | <i>Nephrocytium sp. 1</i> | -- | + | + | + |
| <i>Crucigeniella sp.</i> | -- | -- | -- | + | <i>Nephrocytium sp. 2</i> | -- | + | + | + |
| <i>Dictyosphaerium sp. 1</i> | + | + | + | +++ | <i>Nephrocytium sp. 3</i> | -- | -- | + | -- |
| <i>Dictyosphaerium sp. 2</i> | + | + | + | + | <i>Oocystis sp. 1</i> | ++ | + | + | + |
| <i>Dictyosphaerium sp. 3</i> | -- | -- | + | + | <i>Oocystis sp. 2</i> | + | + | + | + |
| <i>Dictyosphaerium sp. 4</i> | -- | + | -- | + | <i>Oocystis sp. 3</i> | -- | + | -- | -- |
| Ulvophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Ulothrix sp. 1</i> | + | + | + | + | <i>Ulothrix sp. 3</i> | -- | -- | + | + |
| <i>Ulothrix sp. 2</i> | + | + | -- | -- | | | | | |
| Xanthophyceae | | | | | | | | | |
| <i>Characiopsis sp.</i> | + | -- | + | + | | | | | |

Fuente: Autores

En la Tabla 7 se puede observar la lista completa de morfotipos con su abundancia relativa a lo largo de los cuatro períodos de estudio en las seis lagunas estudiadas. Dentro de la clase Bacillariophyceae, se puede destacar a *Navicula sp. 2*, *Achnantheidium sp.*, *Denticula sp.*, y *Frustulia sp.*, las cuales se encuentran presentes a lo largo de los cuatro meses de estudio con abundancias relativas altas. En el caso de la clase Chlorophyceae existe una abundancia relativa baja en la mayoría de morfotipos, siendo *Oedogonium sp. 1*, la que presenta una abundancia mayor.

La clase Crysophyceae se encuentra representada por un solo género *Dinobryon sp.* que se registra a lo largo de los cuatro meses de estudios con una disminución de su abundancia hacia el cuarto mes, particularmente dentro de la laguna Toreador. Por otro lado, la clase Conjugatophyceae presenta una mayor diversificación de los géneros *Cosmarium sp.*, *Staurastrum sp.*, *Closterium sp.* y *Staurodesmus sp.*, sin embargo no tienen una abundancia representativa, siendo *Mougeotia sp. 1*, el morfotipo de mayor abundancia.

Dentro de las clases Coscinodiscophyceae, Cryptophyceae, y Cyanophyceae, los géneros *Aulacoseira sp.*, *Cyclotella sp. 1*, *Cryptomona sp.*, *Aphanothece sp. 1* y *Aphanothece sp. 2* son los que representan la mayor parte de la abundancia dentro de

cada clase mencionada. En el caso de las clases Euglenophyceae, Ulvophyceae y Xantophyceae se registraron morfotipos con abundancias bajas y con registros únicos.

Finalmente las clase Dinophyceae se encuentra representada por el género *Peridinium sp.* que se registra a lo largo de los cuatro meses, sobretudo en la laguna Jigeno. La clase Fragilariophyceae presenta dos morfotipos importantes que se llegaron a observar en todas las lagunas y en todos los muestreos, *Tabellaria sp. 1* y *Tabellaria sp. 2*, al igual que el género *Diatoma sp.* El género *Botryococcus sp.* fue el que representó de una mejor manera a la clase Trebouxiophyceae, presentando una abundancia relativa que incrementó a los largo de los muestreos.

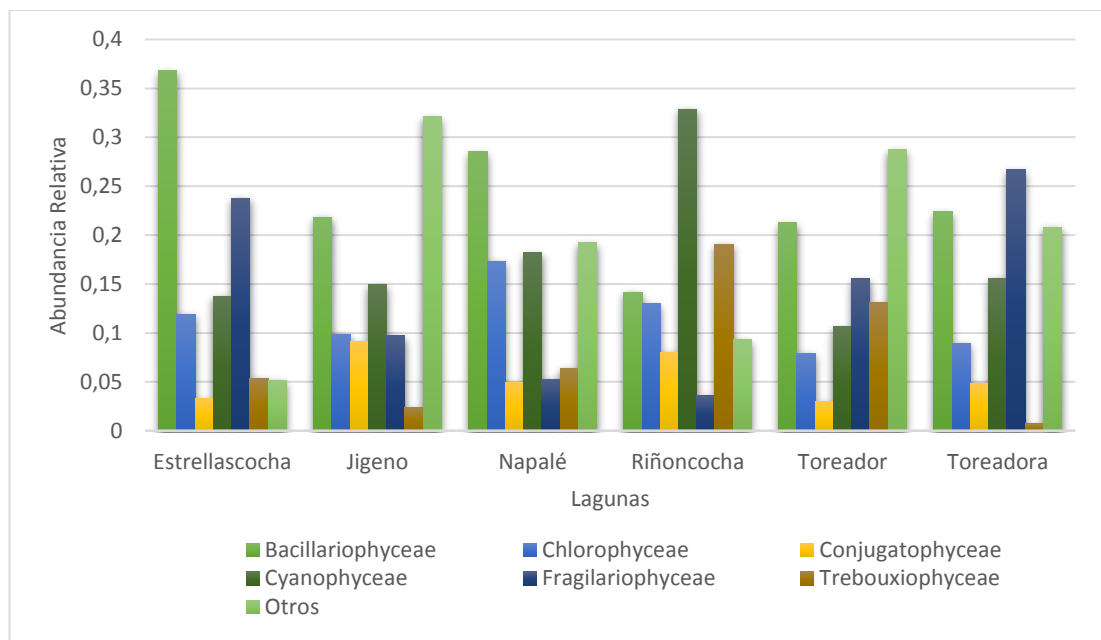


Figura 7. Abundancia relativa total de las principales clases de fitoplancton por cada laguna estudiada.

Fuente: Autores

En la Figura 7 se puede observar la abundancia relativa total por cada laguna, estableciendo las clases de fitoplancton representativas de los diferentes lugares de estudio, es así que la clase Bacillariophyceae se encuentra presente en todas las lagunas con una abundancia relativa alta, excepto en la laguna Riñoncocha donde las clases Cyanophyceae y Trebouxiophyceae son las más representativas, y la laguna Toreadora en la que incrementa la clase Fragilariophyceae.

También se puede establecer casos especiales donde otros grupos son más abundantes, como la laguna Jigeno y la laguna Toreador, en las cuales la clase Dinophyceae con el género *Peridinium* y la clase Chrysophyceae con el género *Dinobryon*, son las más abundantes de cada laguna respectivamente.

Hay que mencionar a las lagunas Jigeno y Napalé que presentan una abundancia mayor de las clases Conjugatophyceae y Chlorophyceae, las cuales se observan con una abundancia baja en el resto de las lagunas, como el caso de las lagunas Toreadora y Toreador.

2.2.2 Riqueza, equidad y dominancia de fitoplancton

En la Figura 8 se demuestra que a lo largo de los cuatro períodos de estudio existen diferencias importantes en la riqueza de especies de acuerdo a los límites de confianza de cada curva. En todas las lagunas se presentan al menos dos curvas de rarefacción de períodos de muestreo que no solapan sus límites, indicando al menos una fluctuación temporal significativa en la riqueza de especies de cada laguna.

El valor puntual de riqueza estimada de las seis lagunas durante cada período de muestreo se tomó para todas las muestras al nivel de la que presentaba el menor esfuerzo de muestreo, para que estas sean comparables. A partir de esto se establecieron los patrones de fluctuación de la riqueza estimada en cada laguna (Figura 9), es así que en la laguna Estrellas Cocha existe un incremento de la riqueza en el segundo muestreo, luego disminuye su riqueza y vuelve a subir hacia el cuarto período. Este mismo patrón se observa en la laguna Riñón Cocha, lo cual se puede corroborar en las curvas de rarefacción de ambas lagunas (Figura 8).

Otro patrón de fluctuación se presenta en las lagunas Toreador y Jigeno, en las cuales la riqueza tiende a incrementar a lo largo de los tres primeros muestreos y posteriormente desciende. Por otro lado, la laguna Napalé tiene un aumento continuo de la riqueza a lo largo del tiempo, lo que contrasta con la laguna Toreadora cuya riqueza disminuye hacia el segundo muestreo, luego alcanza la máxima riqueza estimada (113 morfotipos) en el tercer período y finalmente su riqueza disminuye evidentemente hacia el último mes del estudio.

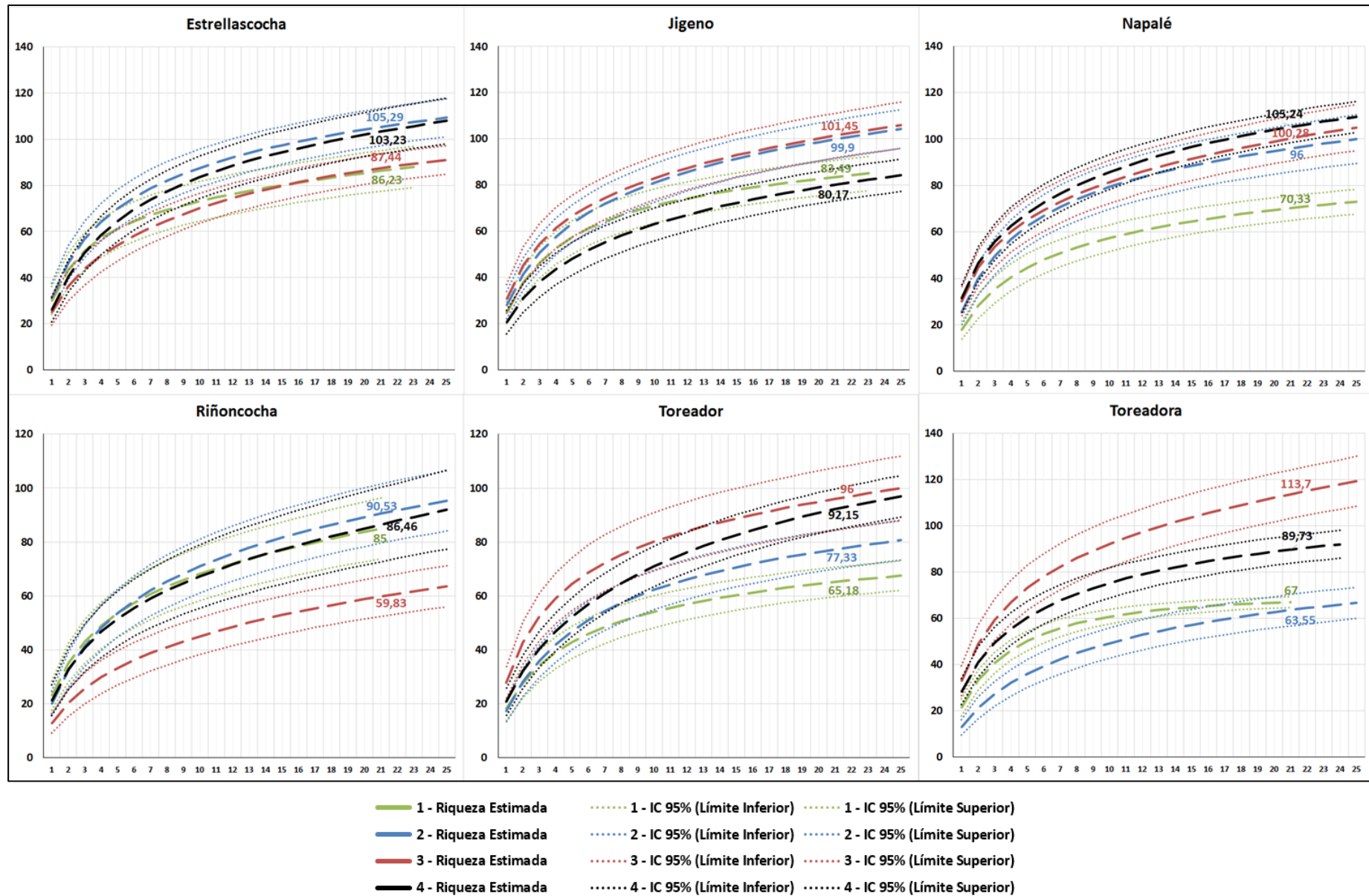


Figura 8. Curvas de rarefacción de cada laguna a lo largo de los cuatro períodos de muestreo. **Fuente:** Autores

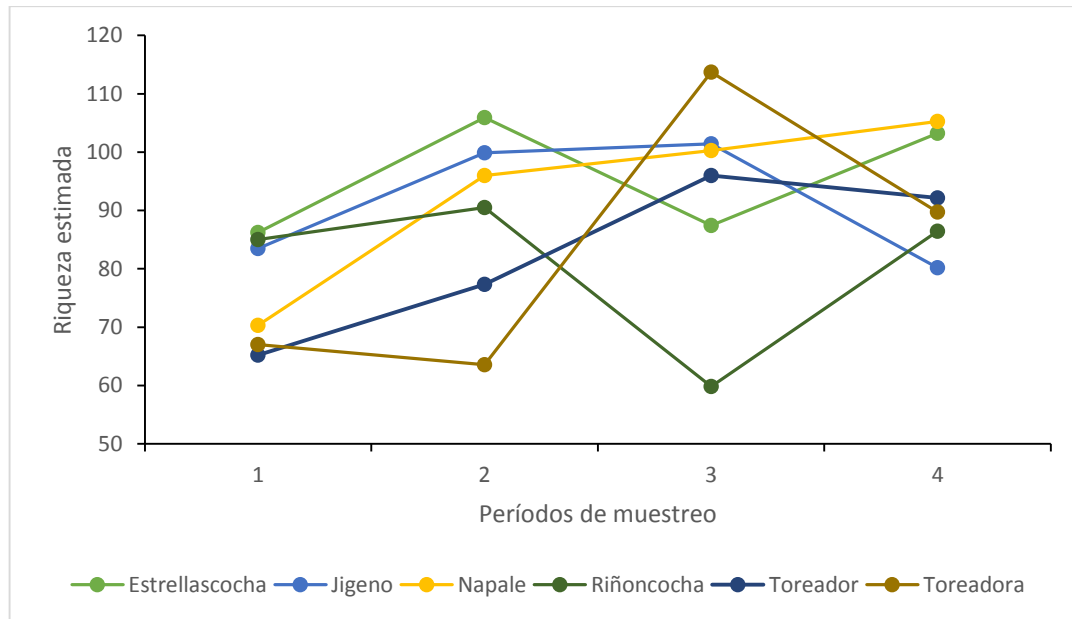


Figura 9. Riqueza estimada de cada laguna durante los cuatro períodos de muestreo.
Fuente: Autores

En la Figura 10 se puede establecer los cambios en la abundancia relativa a lo largo de los cuatro períodos de muestreo en las seis lagunas estudiadas, para el cual se utilizaron los 15 morfotipos con abundancia más alta en cada sitio. A continuación estos valores se contrastan con el índice de Shannon para un mejor entendimiento de las tendencias en cada laguna:

Estrellas Cocha: se observa una distribución equitativa de los morfotipos durante el primer muestreo, luego existe un incremento en la abundancia de *Tabellaria sp. 1*, que pasa a ser el morfotipo dominante durante los siguientes tres muestreos, con un aumento ligero de la equidad durante el último período (Figura 10). Esto coincide con los valores bajos del índice de Shannon 3,366 y 3,253 en el segundo y tercer período (Figura 11). Hay que destacar la presencia de *Volvox sp.* que se registró a lo largo de todo el estudio, encontrándose dentro de los cinco morfotipos más abundantes de esta laguna.

Jigeno: durante el primer y segundo muestreo se observa una mayor equitatividad (índice de Shannon = 3,713 y 3,463 respectivamente) (Figura 10) en la distribución de morfotipos, luego para el período tercero y cuarto existe un aumento de *Peridinium sp. 1*, que coincide con un valor más bajo del índice de Shannon que llega a 2,995. Una de las especies representativas de esta laguna fue *Staurastrum arcticon*, que se encontró en otros sitios pero presentó mayor abundancia en Jigeno.

Napalé: en esta laguna se observa una distribución equitativa de los diferentes morfotipos a lo largo de los cuatro muestreos (Figura 10), incluso alcanzando un valor del índice de Shannon de 3,745 en el cuarto muestreo. Durante el segundo y tercer mes de muestreo se pueden distinguir el incremento en la abundancia de dos morfotipos, que corresponden a *Crucigenia sp.* y *Dinobryon sp.*, que corresponde con valores bajos del índice de Shannon (Figura 11). A diferencia de lo que se ha visto en otras lagunas, en Napalé no se registró una especie que haya presentado dominancia a lo largo de los períodos de muestreo, sino un recambio constante de las especies más abundantes en esta laguna.

Riñón Cocha: el morfotipo *Botryococcus sp.* es el más representativo de esta laguna, presentando una alta abundancia a lo largo de los tres primeros muestreos (Figura 10), lo que coincide con los patrones encontrados en el índice de Shannon que alcanza los valores más bajos de 2,822 y 2,810 en el tercer y cuarto muestreo (Figura 11). En el caso del cuarto mes del estudio *Botryococcus sp.* sigue presentando una alta abundancia, pero pasa al segundo lugar y es reemplazado por *Aphanothece sp. 2.*, llegando a tener una abundancia mayor en comparación a los meses anteriores.

Toreadora: esta laguna presenta una mayor abundancia de diatomeas, como es el caso de *Diatoma sp. 1* que alcanza el valor más alto durante el segundo muestreo, lo que coincide con una disminución en el índice de Shannon (3,429). En el caso del primer y tercer mes se determina una distribución más equitativas de las especies, pero siempre siendo más abundantes las Bacillariophyceae. Durante el cuarto mes existe un cambio en la composición de especies, con un aumento de *Cyclotella sp. 1* y una disminución de *Diatoma sp. 1*, la cual pasa a ser la octava especie más abundante.

Toreador: la especie más representativa y común de esta laguna fue *Dinobryon sp.* que se registró durante todos los muestreos, alcanzando los valores más altos de abundancia durante los tres primeros meses del estudio, con excepción del último período en el que ésta especie es reemplazada por *Dictyosphaerium sp. 1*. Estos resultados se ven reflejados en el índice de Shannon que disminuye al segundo y cuarto muestreo (3,05 y 3,17 respectivamente

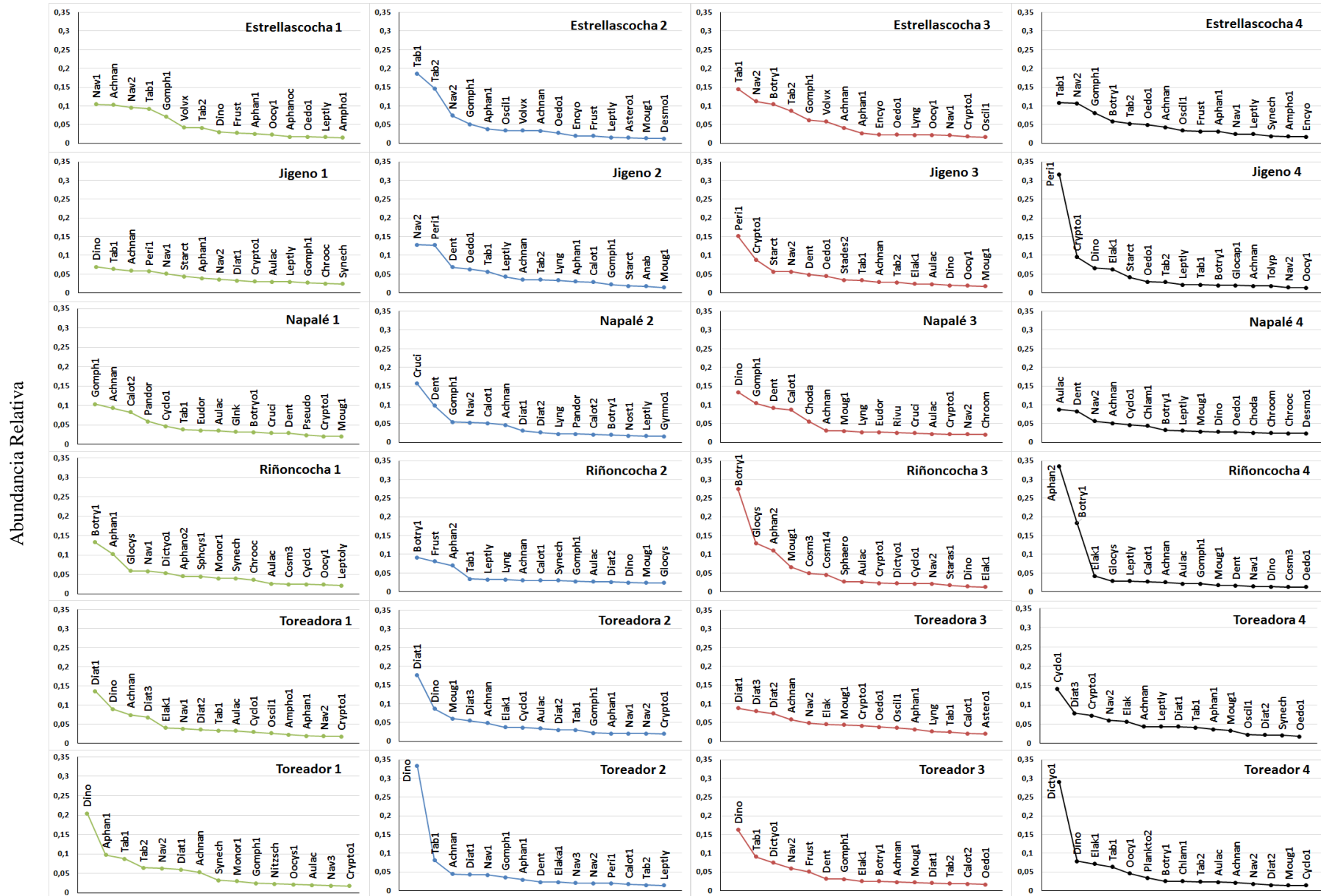


Figura 10. Curvas de rango abundancia de cada laguna por los cuatro períodos de muestreo. Abreviaciones: Anexo 7. **Fuente:** Autores

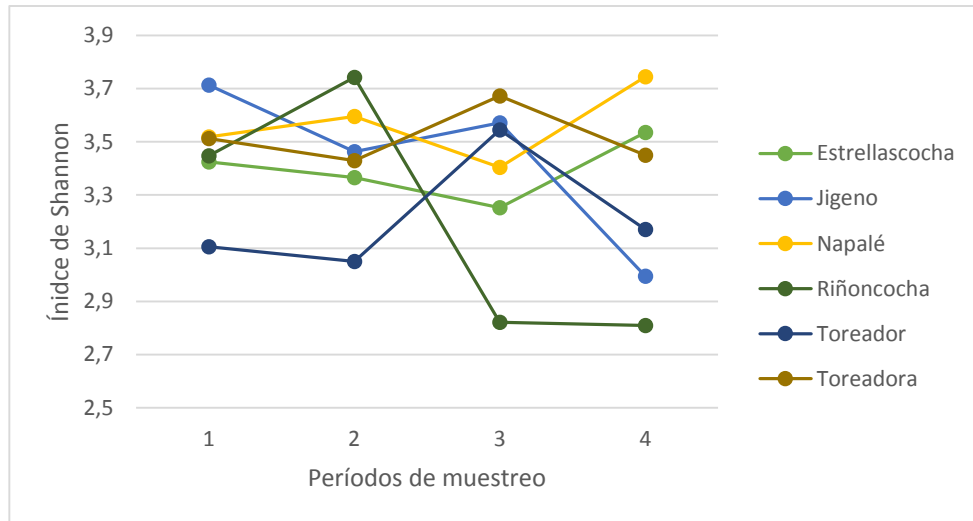


Figura 11. Índice de Shannon para cada laguna a lo largo de los cuatro períodos de muestreo.

Fuente: Autores

2.2.3 Análisis de Correspondencia Canónica (ACC)

Los resultados del análisis de Pearson muestran una correlación significativa en los valores resaltados (Tabla 8). De estas se seleccionaron las variables no interrelacionadas: temperatura, conductividad, fluoruros, acetatos y sulfatos.

Tabla 8. Correlación de Pearson de factores físico-químicos (Los valores en negrita son diferentes de 0 con un nivel de significación alfa=0,05)

| Variables | Conductividad | Temperatura | pH | O ₂ Disuelto | Fluoruros | Acetatos | Nitratos | Cloruros | Sulfatos |
|-------------------------|---------------|---------------|--------------|-------------------------|-----------|--------------|--------------|--------------|----------|
| Conductividad | 1 | -0,184 | 0,436 | 0,516 | 0,126 | 0,051 | 0,015 | 0,318 | -0,044 |
| Temperatura | -0,184 | 1 | 0,467 | -0,465 | -0,181 | -0,272 | -0,161 | -0,284 | -0,313 |
| pH | 0,436 | 0,467 | 1 | -0,129 | -0,002 | -0,181 | -0,380 | 0,049 | -0,375 |
| O ₂ Disuelto | 0,516 | -0,465 | -0,129 | 1 | 0,143 | -0,039 | -0,096 | 0,092 | -0,182 |
| Fluoruros | 0,126 | -0,181 | -0,002 | 0,143 | 1 | -0,123 | 0,237 | -0,016 | 0,172 |
| Acetatos | 0,051 | -0,272 | -0,181 | -0,039 | -0,123 | 1 | 0,536 | 0,862 | 0,229 |
| Nitratos | 0,015 | -0,161 | -0,380 | -0,096 | 0,237 | 0,536 | 1 | 0,561 | 0,224 |
| Cloruros | 0,318 | -0,284 | 0,049 | 0,092 | -0,016 | 0,862 | 0,561 | 1 | 0,185 |
| Sulfatos | -0,044 | -0,313 | -0,375 | -0,182 | 0,172 | 0,229 | 0,224 | 0,185 | 1 |

Fuente: Autores

El ACC arrojó cuatro ejes basados en las cinco variables seleccionadas, los cuales explicaban la variación de la comunidad en un 34,52%, 24,06%, 18,62% y 15,58% respectivamente, por lo que se seleccionaron el primer y segundo eje que acumulan un porcentaje de varianza del 58,59%. En la Tabla 9 se muestra las relaciones de las variables con los ejes seleccionados.

Tabla 9. Relación de variables físico químicas con los ejes de ACC

| | Eje 1 | Eje 2 | Eje 3 | Eje 4 |
|---------------------------|--------------|--------------|--------------|--------------|
| Conductividad (µs) | 0,5722 | 0,5691 | 0,6743 | 0,0881 |
| Temperatura (°C) | 0,7089 | 0,4245 | -0,6217 | -0,0683 |
| Fluoruros | 0,0613 | 0,1112 | -0,3108 | -0,9268 |
| Acetatos | 0,3315 | 0,0929 | -0,6131 | 0,3074 |
| Sulfatos | -0,4471 | 0,8559 | -0,2719 | 0,2033 |

Fuente: Autores

En la Figura 12 se pueden apreciar los resultados del ACC por lagunas en cada período de muestreo, en el cual se distingue una mayor agrupación de las muestras correspondientes a los cuatro períodos de muestreo de una misma laguna.

Un caso en particular es la laguna Napalé, de la cual las muestras de cada período presentan una mayor distancia entre sí, determinando que en ésta laguna haya una mayor variación de la comunidad fitoplanctónica y los parámetros físico-químicos seleccionados a lo largo del tiempo. Se puede observar una agrupación de Napalé en los meses 2 y 4 con alta conductividad y concentraciones de acetatos; y otra agrupación de Napalé en los meses 1 y 3 que corresponde a altos niveles de sulfatos y fluoruros.

En el cuadrante inferior derecho se puede observar una clara agrupación de la laguna Estrellascocha en los cuatro períodos de muestreo, presentando valores altos de temperatura y a su vez bajas concentraciones de sulfatos y cloruros. Otro grupo se encuentra en el cuadrante superior derecho conformado por la laguna Toreadora durante los cuatro meses de estudio, que corresponde a altos niveles de conductividad y de acetatos.

Las lagunas Jigeno y Riñoncocha se encuentran agrupadas en el cuadrante inferior izquierdo, con valores bajos de temperatura y poca concentración de sulfatos, fluoruros, acetatos y conductividad. Por otro lado se puede observar en la laguna Toreador altas concentraciones de sulfatos y cloruros, a lo largo de los cuatro períodos de muestreo.

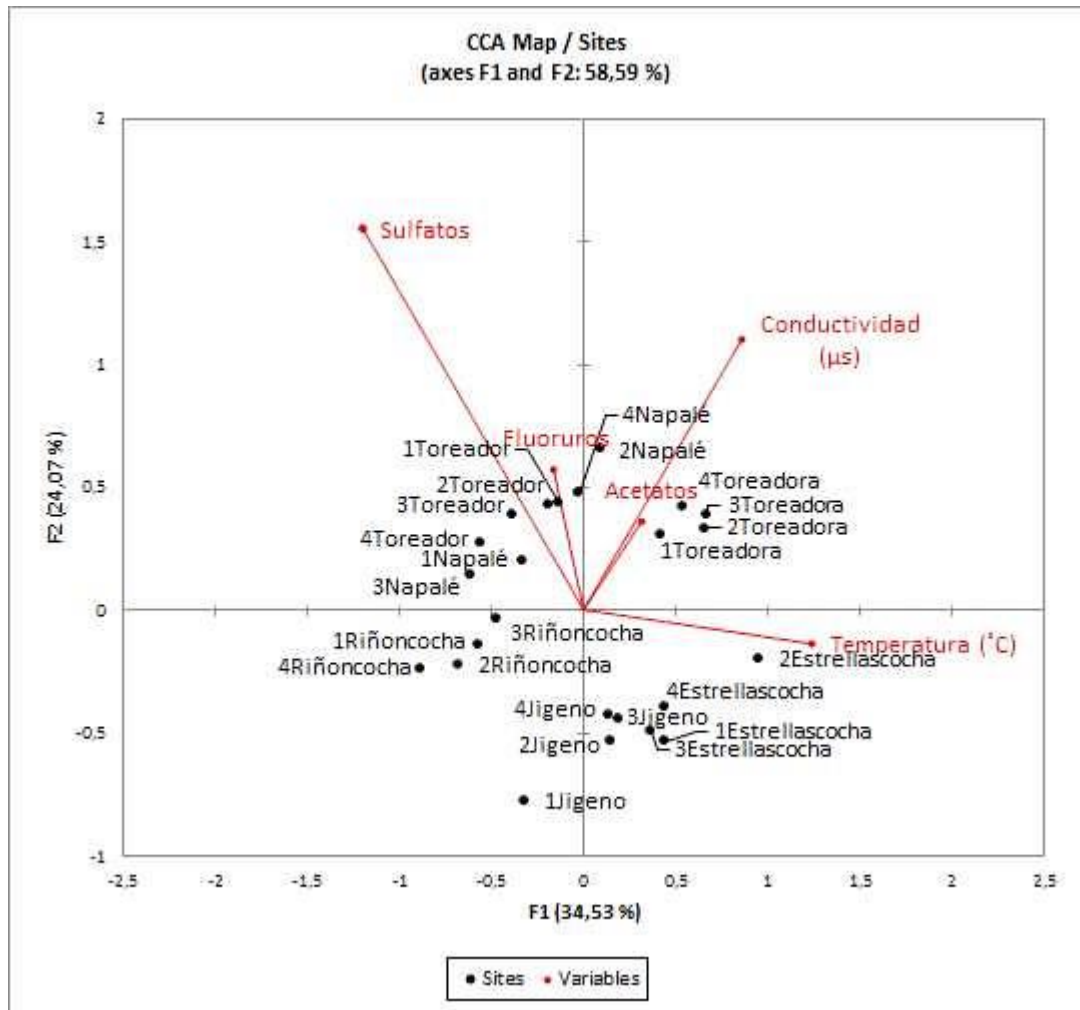


Figura 12. Distribución de las seis lagunas por período de estudio dentro de los ejes 1 y 2 del análisis de correspondencia canónica.

Fuente: Autores

En la Figura 13 se observan los resultados del ACC por morfotipos, pudiendo distinguir ciertas agrupaciones de los morfotipos alrededor de los vectores que representan las cinco variables seleccionadas (conductividad, temperatura, fluoruros, acetatos y sulfatos). En el centro hay una agrupación de puntos, la cual muestra a los morfotipos que se encontraron en las condiciones menos extremas de las variables representadas, dentro de este grupo se encuentran algunas especies importantes como *Cosmarium sp. 1*, *Aphanothece sp. 1*, *Cymbella sp. 2*, *Cryptomonas sp. 1*, *Tabellaria sp. 1*, *Achnanthisdium sp.*, *Gomphonema sp. 1*, *Oscillatoria sp. 1*, *Navicula sp. 2*.

En la parte superior del eje 2 encontramos un grupo que se presentó en condiciones de altos fluoruros, acetatos, sulfatos y conductividad, representado por *Nephrocitium sp.*

2, *Crucigenia sp.* y *Pediastrum sp.* 3. Siguiendo la figura en sentido horario se muestra un grupo encontrado en altas condiciones de conductividad, este grupo está formado por: *Cocconeis sp.* 1, *Diatoma sp.* 3, *Diatoma sp.* 4 y *Rhopalodia sp.* 2. En el cuadrante inferior derecho se ubica un grupo de morfotipos presentes en altas temperaturas, así como menores niveles de aniones, entre estos están: *Volvox sp.*, *Tabellaria sp.* 2, *Netrium sp.* 1, *Euastrum sp.* 4 y cuatro morfotipos del género *Cosmarium*.

En la parte inferior del eje 2 se muestra un grupo de morfotipos encontrados en bajas concentraciones de aniones y baja conductividad, encontrando morfotipos como: *Peridinium sp.* 1, *Staurastrum artison*, *Staurastrum sp.* 4, *Desmodesmus sp.* 2, *Nostoc sp.* 2. Finalmente, entre los dos cuadrantes izquierdos se observa una agrupación de morfotipos encontrados en aguas más frías, como: *Merismopedia sp.*, *Aphanothece sp.* 2, *Dictyosphaerium sp.* 1, *Staurodesmus sp.* 1, *Cosmarium sp.* 14.

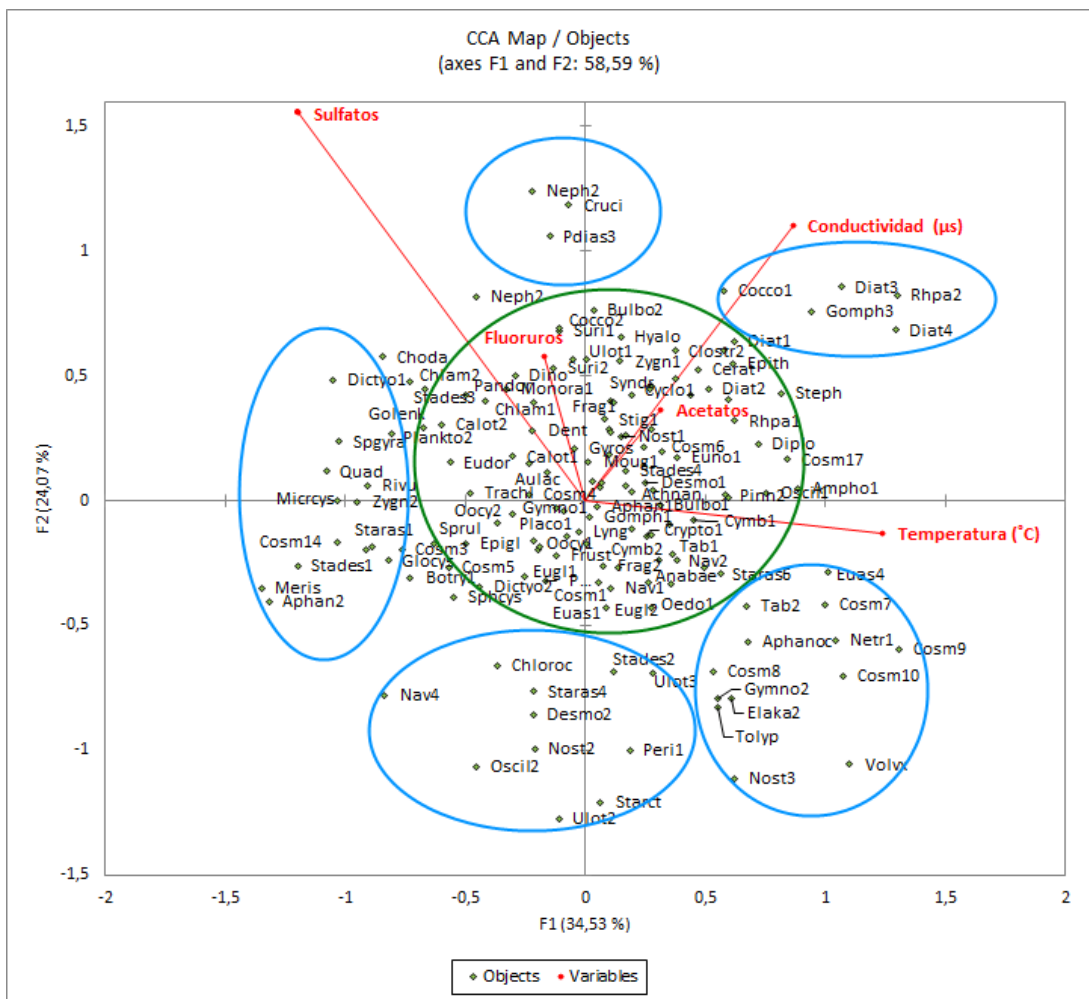


Figura 13. Distribución de morfotipos dentro de los ejes 1 y 2 del análisis de correspondencia canónica. Abreviaciones en Anexo 7.

Fuente: Autores

CAPÍTULO 3

DISCUSIONES

Variables Físico-Químicas

Las variaciones más importantes en pH, conductividad, oxígeno disuelto y temperatura de las seis lagunas se observaron entre el segundo y tercer mes de este estudio, estos cambios podrían atribuirse al clima, puesto que los dos primeros meses del estudio (noviembre y diciembre) se realizaron en un período de sequías y los dos últimos meses (marzo y abril) correspondieron a una época lluviosa. De acuerdo a estudios limnológicos realizados dentro del Parque Nacional Cajas, entre agosto y enero existe una disminución del caudal con un promedio de 90 l/s, mientras que entre marzo y julio se alcanza un caudal máximo de 128 l/s (ETAPA-EP, 2000). Por lo tanto, la precipitación pudo haber sido uno de los factores que determinó estas fluctuaciones ya lleva gran cantidad de sal atmosférica a las aguas de ríos y lagunas (Wetzel, 2001).

El pH registrado en las seis lagunas presentó valores indicadores de aguas neutras a alcalinas, estos resultados coinciden con otros estudios realizados en lagos altoandinos de Colombia (Barbosa, 2009; Hernández-Altilano *et al.*, 2012; Pinilla, 2006), en los cuales se establece valores bajos de alcalinidad para las zonas del neotrópico. Por otro lado, la baja conductividad registrada en las seis lagunas durante los meses de Noviembre y Diciembre es similar a lagos de altura en Colombia, Venezuela y Bolivia, en los cuales estas características son típicas y van a depender de las características geoquímicas de la región (Bashan y Donato, 2001). El ligero incremento en la conductividad en Marzo y Abril es probable que se relacione con el aumento de precipitaciones que genera un mayor lavado de nutrientes desde las cuencas hacia las lagunas (Adam *et al.*, 2000).

Los valores de oxígeno disuelto registrados durante los meses de Noviembre y Diciembre son similares a los establecidos por estudios anteriores dentro del Parque Nacional Cajas (ETAPA-EP, 2000), en los cuales el epilimnion ubicado en los 10 primeros metros agua, presenta concentraciones de oxígeno disuelto superiores a los 6

mg/l a lo largo de todo el año. Este patrón estaría relacionado con los procesos de mezcla y estratificación que ocurren en lagos andinos.

Las fluctuaciones en temperatura se relacionarían con el paso de un período seco a uno lluvioso, pero también podrían verse influenciadas por las características que distinguen a cada laguna como el origen, tamaño, ubicación geográfica, geología de la cuenca y procesos regionales (Barbosa, 2009; Bashan y Donato, 2001). Esto explicaría las altas temperaturas registradas en la laguna Estrellasocha que se relacionarían con su aparente menor profundidad, pertenencia a otra cuenca hidrográfica o un menor índice de desarrollo de costa.

Las concentraciones registradas de nutrientes fueron bajas, lo cual caracteriza a lagos altoandinos que presentan una baja mineralización (Hernández-Altilano *et al.*, 2012). A pesar de esto la presencia de acetatos fue alta en comparación a otros aniones, esto puede deberse a un proceso de sedimentación de material fitoplanctónico, que incrementa la entrada de materia orgánica en las lagunas aumentando la concentración de acetatos (Silke y Conrad, 1995). Por otro lado, de acuerdo a Esteves (1998) la baja carga de nitratos podría estar relacionada con un mayor consumo por parte del fitoplancton, lo que a su vez generaría lentitud en los procesos de nitrificación y aumento en la cantidad de materia orgánica. La presencia de cloruros y sulfatos estaría vinculada a la geomorfología de las zonas del estudio, los cuales serían aportados por sus rocas y sedimentos naturales (Defegu *et al.*, 2014; Salazar *et al.*, 2011)

Variables Biológicas

La gran diversidad de morfotipos de fitoplancton encontrados en este estudio, frente a los bajos niveles de nutrientes presentes en estas lagunas, hace referencia a la paradoja del plancton (Hutchinson, 1961), la que plantea que la exclusión competitiva en estos ambientes con pocos recursos deberían generar sistemas de baja diversidad, lo que no se cumple en el caso del plancton. Existen varias explicaciones para este fenómeno como características del ciclo de vida de las especies o el aprovechamiento de nutrientes presentes en otros organismos, pero la más apropiada para este estudio sería la variación temporal rápida de las condiciones ambientales. Para que se dé la exclusión competitiva las condiciones físicas deben ser uniformes durante un período suficiente de tiempo ya que es un proceso relativamente lento. A lo largo de este

estudio las condiciones climáticas fueron muy variables lo que explicaría la alta diversidad de fitoplancton.

Las fluctuaciones en la comunidad fitoplanctónica entre los meses de Diciembre a Marzo podrían deberse a factores como cambios temporales en la precipitación, carga de nutrientes o temperatura. La precipitación ejercería varios efectos en la laguna y los organismos fitoplanctónicos, como por ejemplo; la lluvia puede remezclar la columna de agua distribuyendo de manera más uniforme los nutrientes en la misma y aumentando la eficiencia fotosintética de las algas; también, la precipitación ejerce un efecto de lavado por la entrada y salida de agua, el cual exporta de la laguna los materiales disueltos en la columna de agua, entre ellos gran cantidad de nutrientes y organismos (Barbosa, 2009; Lemly y Dimmick, 1982). Es posible que este efecto de lavado represente un evento de perturbación y sucesión para el fitoplancton, lo que explicaría los cambios en la comunidad.

Los cambios en la riqueza de especies no muestran un patrón definido en todas las lagunas a lo largo del tiempo. Esto podría deberse a los cambios específicos que sufre la comunidad de fitoplancton en cada laguna. Tal es el caso de Riñón Cocha el cual presenta una disminución de su riqueza para el tercer período de muestreo, pero si se observa la curva de rango-abundancia correspondiente (Figura 9) en este mes hubo un incremento de *Botryococcus sp. 1*, que competiría con otras especies y desplazándolas reflejándose este fenómeno en una baja de riqueza morfológica. Por otro lado, Toreadora también en el mes de marzo muestra un aumento en su riqueza y una mayor equidad en su composición morfológica, lo que significaría que la comunidad empieza a estabilizarse después de un evento de perturbación. Esto contrasta con lo establecido por Melack (1979) quien registró patrones temporales similares para lagunas que se encuentran en una misma zona.

Las lagunas Toreadora y Estrellascocha presentaron una mayor abundancia relativa de Bacillariophyceae, estos resultados se han registrado en otros cuerpos de agua de altura como la laguna Aguas Tibias (Salazar *et al.*, 2011) y el lago Chungará (Dorador *et al.*, 2003), los cuales se caracterizan por períodos de sucesión en los cuales dominan las diatomeas, que fue lo que se observó en estas dos lagunas durante los cuatro meses del estudio. Este grupo de organismos presenta preferencias y tolerancias ecológicas distintivas, pudiendo presentar una alta sensibilidad a la calidad de agua pero a su vez

una baja sensibilidad a los cambios en parámetros físicos del ambiente (Bellinger y Sigee, 2010), esto explicaría la dominancia de diatomeas en Toreadora donde se registró los valores más altos de conductividad y pH.

Los valores de clorofila *a*, *b* y *c* registrados durante los cuatro meses son similares a los obtenidos en otros estudios en lagos tropicales de altura, como el caso del lago Titicaca en Bolivia que reporta un valor promedio de 2,6 µg/l de clorofila *a* (Vincent *et al.*, 1985), el lago Chungará en el norte de Chile que registró valores que oscilaron entre 0,45 a 2,90 µg/l (Mühlhauser *et al.*, 1995) o los lagos Tota y Fúquene en los andes de Colombia con valores de 0,88 µg/l y 1,64 µg/l, respectivamente (Hernández-Atilano *et al.*, 2012). De acuerdo a Wetzel (2001), en base a los valores de clorofila *a*, las seis lagunas estudiadas se clasificarían como sistemas oligotróficos (0.3-3 µg/l).

Las lagunas Toreador y Jigeno presentan un ligero incremento en la concentración de clorofila para el segundo y cuarto mes respectivamente. En el caso de Toreador el incremento de clorofila *a* y *b* está relacionado con el aumento de *Dinobryon sp.* durante los meses de Diciembre y Marzo. De acuerdo a Moore (1979) esta especie tiene preferencia por bajos niveles de fósforo y nitrógeno, lo cual se observa en el segundo y tercer mes del estudio. La laguna Jigeno presenta una mayor concentración de clorofila entre los meses de Marzo y Abril cuando aumenta la abundancia de *Peridinium sp. 1*, según Bicudo y Oda (2006), este género de dinoflagelados se desarrolla en mayor número durante eventos de stress del cuerpo de agua como pueden ser bajas en la carga de nutrientes de agua o precipitaciones, esto corroboraría las fluctuaciones del morfotipo *Peridinium sp. 1* en Jigeno que se dieron en la época de mayor pluviosidad.

El ACC muestra que los factores físico-químicos: sulfatos, temperatura y conductividad, fueron los que determinaron una mayor variación morfofotópica de las especies registradas. Esto concuerda con el estudio de Mora-Navarro *et al.* (2004) en el cual los sulfatos fueron la variable que explicó de mejor manera la variación en la comunidad fitoplanctónica, se argumenta que la deficiencia de este compuesto puede reducir el crecimiento y la eficiencia fotosintética de las algas. Debido a que el azufre es un macro nutriente importante para las funciones estructurales y enzimáticas de estos organismos.

Las agrupaciones de morfotipos que incluyen a *Peridinium sp. 1*, *Volvox sp.*, *Tabellaria sp. 1* y *Staurastrum arctiscon* son las que estarían más relacionadas con bajos niveles de sulfatos. Esto corroboraría el caso de *Peridinium sp. 1* que se ve favorecido en bajas concentraciones de nutrientes (Bicudo y Oda, 2006). Cabe recalcar que estos grupos no están solo relacionados con niveles bajos de sulfatos sino de los tres aniones representados en el ACC, lo que podría significar que estos son los morfotipos más relacionados con los eventos de lavado que exportaron nutrientes del sistema y por ende con los comienzos de la sucesión fitoplanctónica.

La temperatura está altamente relacionada con la irradiación solar y por ende con los procesos fotosintéticos y el crecimiento algal. Además ambos factores han sido discutidos como determinantes en la ocurrencia estacional de algas (Lund, 1965) y las bajas temperaturas ralentizan el procesamiento de nutrientes (Barbosa, 2009). En el ACC se muestra un grupo de morfotipos relacionados con más altas temperaturas, entre ellos *Volvox sp.*, *Tabellaria sp. 2*, y varios morfotipos del género *Cosmarium*. Por ejemplo, *Volvox sp.* fue registrado solo en la laguna Estrellas Cocha, la cual presentaba mayor temperatura que el resto de lagunas estudiadas, esto concuerda con los resultados del estudio de Herbert *et al.* (1981) en el cual dos especies del género *Volvox* presentaron mayor crecimiento a temperaturas altas (20°C) y detuvieron su desarrollo a temperaturas bajas (5°C).

Se ha reportado que frente a altos valores de conductividad pueden disminuir las poblaciones algales (Ehrenhaus y Vigna, 2006). El grupo de morfotipos que se muestra relacionado a un mayor nivel de conductividad en el ACC correspondería a especies más resistentes a este factor. Por ejemplo, se muestran varios morfotipos del género *Diatoma* que fueron muy abundantes principalmente en la laguna Toreadora, la cual registró los valores más altos de conductividad de las lagunas estudiadas. Esto coincide con el estudio de Negro y Hoyos (2005) quienes registraron una especie del género *Diatoma* (*Diatoma tenuis*) en alta relación con los valores altos del gradiente de contenido mineral y conductividad.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- Se concluye que las seis lagunas estudiadas presentaron variaciones significativas tanto en los factores físico-químicos como en sus comunidades fitoplanctónicas a lo largo de los cuatro períodos de muestreo. Los factores físico-químicos que mejor explicaron la variación temporal de las lagunas fueron los fluoruros y nitratos.
- Las comunidades fitoplanctónicas también presentaron variaciones en su composición manifestadas en cambios de riquezas y abundancia. Sin embargo, las seis lagunas no mostraron un patrón similar de fluctuación, sino más bien cada laguna tiene su propio patrón particular, esto podría deberse a las características puntuales de cada laguna como es el caso de las características físico-químicas, las cuales estarían influenciando de distinta forma al fitoplancton.
- Se recomienda continuar con monitoreos de estas lagunas que permitan determinar las variaciones temporales a largo plazo, es imperativo también realizar estudios a fondo a nivel de una sola laguna, ya que estas presentan patrones de variación muy complejos, que deben ser estudiados con más detalle. También se debe trabajar en mejorar el nivel de identificación taxonómica y se puede realizar estudios exclusivos de ciertos grupos (Desmidiaceae, Bacillariophyceae, Chlorophyceae) para poder registrar con mayor fidelidad su dinámica.

BIBLIOGRAFÍA

- ADAM, M., Collwel, M., y Brant, C. (2000). Interpreting Your Lake's Water Quality Data. Recuperado el 23 de Julio del 2015 de: [http://health.lakecountyl.gov/Service%20Documents/interp\[1\].pdf](http://health.lakecountyl.gov/Service%20Documents/interp[1].pdf)
- ALVARADO, Z., Amateco, R., Borja, M., Valdez, S., y Valero, G. (2009). Composición del fitoplancton del Lago de Catemaco, Veracruz, México. *Metodología Científica*, 1-15.
- BARBOSA, G. (2009). *Variación temporal del fitoplancton en la laguna Sabanas del páramo de Belmira. Antioquia, Colombia*. (Tesis Licenciatura), Universidad Industrial de Santander, Colombia.
- BASHAN, L., y Donato, J. (2001). Desmid microalgae from lakes in the Andean Alpine paramos ecosystem of Colombia (South America). *Bashan Foundation*, 1-7.
- BELLINGER, E., y Sigeo, D. (2010). *Freshwater algae: Identification and use as bioindicators*: Wiley-Blackwell.
- BICUDO, C., y Oda, A. (2006). Ecology of *Peridinium gatunense* and *Peridinium umbonatum* (Dinophyceae) in a shallow, tropical, oligotrophic reservoir (IAG Pond), São Paulo, southeast Brazil. *Acta Limnológica Brasil*, 18(2), 165-180.
- BUYTAERT, W. (2004). *The properties of the soils of the south Ecuadorian páramo and the impact of land use changes on their hydrology*. (Tesis de doctorado), Universidad Católica de Lovaina, Bélgica.
- CASALLAS, J., y Gunkel, G. (2001). Algunos aspectos limnológicos de un lago altoandino: el lago San Pablo, Ecuador. *Limnetica*, 20(2), 215-232.
- COLWELL, R., Chao, A., Gotelli, N., Shang-Yi, L., Chazdon, R., y Longino, J. (2012). Model and estimators linking individual-based and sample-based rarefaction, extrapolation and comparison of assemblages. *Journal of Plant Ecology*, 5(1), 3-21.

- DEFEGU, F., Herzig, A., Jirsa, F., y Schagerl, M. (2014). First limnological records of highly threatened tropical high-mountain crater lakes in Ethiopia. *Tropical Conservation Science*, 7(3), 365-381.
- DORADOR, C., Pardo, R., y Vila, I. (2003). Variaciones temporales de parámetros físicos, químicos y biológicos de una laguna de altura: el caso del lago Chungará. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76, 15-22.
- EHRENHAUS, C., y Vigna, M. S. (2006). Changes in the phytoplankton of lake Planetario after a restoration process. *Darwiniana*, 44(2), 319-328.
- ESTEVEZ, F. d. A. (1998). *Fundamentos de Limnología*. Río de Janeiro, Brasil: Interciencia Limitada.
- ETAPA-EP. (2000). El ambiente natural del área del Parque Nacional Cajas. *Plan de Manejo integral del Parque Nacional Cajas*, 55-67.
- FONTÚRBEL, F., Molina, C., y Richard, E. (2006). Evaluación rápida de la diversidad de fitoplancton en aguas eutrófica del lago Titikaka (Bolivia) y su uso como indicador del grado de contaminación. *Ciencia Abierta Internacional*, 29, 1-6.
- GALLO, N., y Apolo, B. (2012). *Fundamentos de Ficología*. Quito: Gráficas Ortega.
- GARCÍA, C., Román, C., Vanegas, J., y Arcilla, D. (2007). Análisis Físico-químico y Biológico comparado en dos quebradas de alta montaña neotropical. *Revista de Investigaciones Universidad de Quindío*, 17, 57-80.
- GOMIS, C., Sanz, M. J., Alcober, J., y Martínez, J. (1987). Fitoplancton y nutrientes en el C.N de El Campello (Alicante) *Limnetica*, 3 (2), 273-280.
- GONZÁLEZ, E., Ortaz, M., Peñaherrera, C., y Matos, M. (2004). Fitoplancton de un embalse tropical hipereutrófico (Pao-Cachinche, Venezuela): Abundancia, biomasa y producción primaria. *Interciencia*, 29 (10), 548-555.
- GUZMÁN, P. (2005). *Análisis de la dinámica lluvia escorrentía en microcuencas de páramo*. (Tesis de Maestría), PROMAS-Universidad de Cuenca, Ecuador.

- HERBERT, W., Huchberber, R., y Roberts, K. (1981). Temperature dependence of growth and phosphorus uptake in two species of *Volvox* (Volvocales, Chlorophyta). *Journal of Phycology*, 17, 323 - 329.
- HERNÁNDEZ-ATILANO, E., Aguirre- Ramírez, N., Palacio-Baena, J., Ramírez- Restrepo, J., Duque-Escobar, S., Guisande-González, C., Aranguren, N., y Mogollón, M. (2012). Rasgos morfológicos del fitoplancton en seis sistemas leníticos de las regiones amazónica, andina y caribe de Colombia *Actualidad Biológica*, 34(96), 67-83.
- HERRERA, J., y Quijía, C. (2007). *Diversidad de microalgas y cianobacterias de la laguna de Yambo-Cotopaxi- Ecuador*. (Tesis de Licenciatura), Universidad de las Fuerzas Armadas-ESPE, Ecuador.
- HUTCHINSON, G. E. (1961). The Paradox of the Plankton. *The American Naturalist*, 95(882), 137-145.
- JEFFREY, S. W., y Humphrey, G. F. (1975). New spectrophotometric equations for determining chlorophylls a, b, c1 and c2 in higher plants, algae and natural phytoplankton. *Biochem. Physiol. Pflanzen (BPP)*, 167, 191-194.
- LEMLY, D., y Dimmick, J. (1982). Phytoplankton communities in the littoral zone of lakes: observations on structure and dynamics in Oligotrophic and Eutrophic systems. *Oecología*, 54(3), 359-369.
- LEÓN LOPEZ, N., Rivera, C., Zapata, A., Jimenez, J., Villamil, W., Arenas, G., Rincón, C., y Sánchez, T. (2012). Factors controlling phytoplankton in tropical high-mountain drinking-water reservoirs. *Limnetica*, 31 (2), 305-322.
- LUND, J. (1965). The ecology of the freshwater phytoplankton. *Biol. Rev.*, 231-293.
- MARIANO-ASTOCONDOR, M. (2001). Composición y estructura de la comunidad fitoplanctónica en la laguna Tranca Grande (Junín, Perú). *Revista peruana biología*, 8, 1-5.
- MELACK, J. (1979). Temporal Variability of Phytoplankton in Tropical Lakes. *Oecología*, 44, 1-7.

- MICHELUTTI, N., Wolfe, A., Corke, C., Hobbs, W., Vuille, M., y Smol, J. (2015). Climate Change Forces New Ecological States in Tropical Andean Lakes. *PLOS one*, 10 (2), 1-10.
- MONTOYA, Y., y Aguirre, N. (2010). Dinámica de la producción primaria fitoplanctónica en un lago tropical (ciénaga Escobillitas) a lo largo del pulso de inundación. *Revista Facultad de Ingeniería Universidad de Antioquia*, 55, 76-89.
- MOORE, J. (1979). Seasonal succession of phytoplankton in a large subarctic river. *Hydrobiologia*, 67, 107-112.
- MORA-NAVARRO, M. d. R., Vásquez-García, A., y Vargas-Sarmiento, Y. L. (2004). Ordenación de comunidades de fitoplancton en el lago de Chapala, Jalisco-Michoacán, México. *Hidrobiológica*, 14(2), 91-103.
- MORALES, E., Luna, V., Navarro, L., Santana, V., Gordillo, A., y Arévalo, A. (2013). Diversidad de microalgas y cianobacterias en muestras provenientes de diferentes provincias del Ecuador, destinadas a una colección de cultivos. *Revista Ecuatoriana de Medicina y Ciencias Biológicas*, 129-149.
- MÜHLHAUSER, H., Hrepic, N., Mladinic, P., Montecino, V., y Cabrera, S. (1995). Water quality and limnological features of a high altitude Andean lake, Chungani, in northern Chile *Revista Chilena de Historia Natural*, 68, 341-349.
- NAVARRETE, E. (2003). Huellas de un "Frío Pasado" Patrimonio Geológico del Parque nacional "El Cajas". En M. y. Carrion (Ed.), *El patrimonio geomorfológico en el contexto de la ordenación territorial* (Vol. 12, pp. 181-197). Ecuador: Imprenta Mistral.
- NEGRO, A. I., y Hoyos, C. (2005). Relationships between diatoms and the environment in Spanish reservoirs. *Limnetica*, 24(1-2), 133-144.
- OLIVA, M., Rodríguez, A., Lugo, A., y Sánchez, M. d. R. (2008). Composición y dinámica del fitoplancton en un lago urbano hipertrófico. *Hidrobiológica*, 18 (1), 1-13.

- PAESKY, L. (2013). Métodos de cuantificación del Fitoplancton, Ventajas y Desventajas. Recuperado el 30 de Julio del 2015, de: http://www.cofes.org.ar/descargas/relas/2_jornada/5_Aguas_CORDOBESAS_Corrientes_2013.pdf
- PINILLA, G. (2006). Evaluación de la eficiencia fotosintética del fitoplancton en un lago amazónico (Lago Boa) y en un lago andino (Lago Guatavita). *Acta Amazónica*, 36 (2), 221-228.
- QUIROZ, H., Mora, L., Molina, I., y García, J. (2004). Variación de los organismos fitoplanctónicos y la calidad de agua en el lago de Chapala, Jalisco, México. *Acta Universitaria*, 14 (1), 47-58.
- REYNOLDS, C. (2006). *Ecology of Phytoplankton*. Cambridge: Ecology, Biodiversity and Conservation.
- RIVERA ROSSI, J. (2007). Parque Nacional Cajas. In E. F. D. Net (Ed.), *Guía del Patrimonio de Áreas Naturales Protegidas del Ecuador* (pp. 177-184). Quito, Ecuador: ECOLAP, MAE.
- SALAZAR, M., Naundorf-Sanz, G., y Medina, M. (2011). Composición, dinámica y abundancia de la comunidad fitoplanctónica de una laguna con aguas de origen volcánico. *Revista Luna Azul*, 46-60.
- SÁNCHEZ CASTILLO, P. M., Cruz Pizarro, R., y Carrillo, P. (1989). Caracterización del fitoplancton de las lagunas de alta montaña de Sierra Nevada (Granda, España) en relación con las características físico-químicas del medio. *Limneta*, 5, 37-50.
- SEELIGMANN, C., Tracanna, B., Martínez, S., y Isasmendi, S. (2001). Algas fitoplanctónicas en la evaluación de la calidad de agua de sistemas lóticos en el noroeste argentino. *Limnetica*, 20(1), 123-133.
- SIERRA, R. (1996). *Propuesta Preliminar de un Sistema de Clasificación de Vegetación para el Ecuador continental*. Quito, Ecuador: Proyecto INEFAN/GEF-BIRF y EcoCiencia.

- SILKE, S., y Conrad, R. (1995). Effect of algal deposition on acetate and methane concentrations in the profundal sediment of a deep lake (Lake Constance). *FEMS Microbiology Ecology*, 16, 251-260.
- SOFGE, D., y Elliot, D. (1998). Improved Neural Modeling of Real-World Systems Using Genetic Algorithm Based Variable Selection. *Proceedings Conference on Neural Networks & Brain*, 1-4.
- STREBLE, H., y Krauter, D. (1987). *Atlas de los microorganismos de agua dulce*. Barcelona, España: Ediciones Omega.
- UMAÑA-VILLALOBOS, G. (2010). Temporal variation of phytoplankton in a small tropical crater lake, Costa Rica. *Revista Biología Tropical Vol*, 58 (4), 1405-1419.
- VICENTE, E., De Hoyos, C., Sánchez, P., y Cambra, J. (2005). Metodología para el establecimiento del Estado Ecológico según la Directiva del Marco del Agua. En C. H. d. Ebro (Ed.), *Protocolos de muestreo y análisis para fitoplancton* (pp. 1-36). Valencia.
- VILA, I., y Muhlhauser, H. (1987). Dinámica de lagos de altura, perspectivas de investigación. *Archivos de Biología Y Medicina Experimentales*, 20, 95-103.
- VILLAFANE, V., y Reid, F. (1995). Métodos de Microscopia para la cuantificación de fitoplancton. In K. Alveal, E. Ferrario, C. Oliveira, & E. Sar (Eds.), *Manual de Métodos Ficológicos* (pp. 169-185). Concepción: Universidad de Concepción.
- VINCENT, W. F., Vincent, C. L., Downes, M. T., y Richerson, P. J. (1985). Nitrate cycling in Lake Titicaca (Peru-Bolivia): the effects of high-altitude and tropicality. *Freshwater Biology*, 15(1), 31-42.
- WETZEL, R. G. (2001). *Limnology: Lake and river ecosystems Third Edition*. Estados Unidos: ELSEVIER Academic Press.

WURSTBAUGH, W., Vincent, W., Vincent, C., Carney, H., Richerson, P., Lazzaro, J., y Alfaro, R. (1985). Nutrientes y su limitación del crecimiento de fitoplancton. *Nutrientes y fitoplancton*, 161-175.

ZAIXSO, H. (2002). *Manual de campo para el muestreo de la columna de agua*. Patagonia, Argentina: Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco.

ZALOCAR, Y., Asselborn, V., y Casco, S. (1998). Variaciones espaciales y temporales del fitoplancton en un lago subtropical de Argentina. *Revista Brasileña de Biología*, 58, 359-382.

ANEXOS

Anexo 1. Ilustraciones de las seis lagunas consideradas para el estudio



Laguna Estrellas Cocha



Laguna Jigeno



Laguna Napalé



Laguna Riñón Cocha



Laguna Toreador



Laguna Toreadora

Anexo 2. Metodología para el muestreo de fitoplancton sub-superficial



Lanzamiento red de arrastre para toma de muestras de fitoplancton



Toma de muestras y almacenamiento para su conservación



Medición de parámetros químicos

Anexo 3. Resultados de factores físico-químicos para las seis lagunas durante los cuatro períodos de estudio (promedio, desviación estándar, valor máximo y mínimo)

| | Temperatura (°C) | pH | Conductividad (uS) | O2 Disuelto (mg/l) |
|-----------------|-----------------------------|-------------------------------|---------------------------------|-------------------------------|
| 1Toreadora | 12,7 ± 0,4 (12,3 - 13) | 7,78 ± 0,046 (7,54 - 7,95) | 44,5 ± 0,21 (44 - 44,9) | --- |
| 1Toreador | 12,1 ± 0,1 (12 - 12,2) | 7,07 ± 0,065 (6,82 - 7,33) | 21,9 ± 0,173 (21,6 - 22,4) | --- |
| 1Riñoncocha | 12,3 ± 0,4 (11,9 - 12,7) | 7,33 ± 0,001 (7,3 - 7,36) | 14 ± 0,527 (13,53 - 14,89) | --- |
| 1Napale | 12,5 ± 0,2 (12,4 - 12,7) | 7,34 ± 0,001 (7,32 - 7,39) | 21 ± 0,25 (20,5 - 21,5) | --- |
| 1Jigeno | 11,7 ± 0,2 (11,5 - 11,8) | 7,36 ± 0 (7,34 - 7,38) | 15,4 ± 0,281 (14,91 - 15,94) | --- |
| 1Estrellascocha | 15,2 ± 1,5 (14 - 16,9) | 7,39 ± 0,011 (7,33 - 7,51) | 13 ± 0,116 (12,65 - 13,3) | --- |
| 2Toreadora | 12,6 ± 0,4 (12,2 - 12,9) | 7,57 ± 0,044 (7,35 - 7,77) | 42,8 ± 13,813 (38,6 - 45,4) | --- |
| 2Toreador | 13,3 ± 0,4 (12,9 - 13,7) | 7,3 ± 0,002 (7,25 - 7,34) | 19,1 ± 0,477 (18,42 - 19,76) | --- |
| 2Riñoncocha | 12,7 ± 0,4 (12,4 - 13,1) | 7,09 ± 0 (7,08 - 7,1) | 11,9 ± 0,061 (11,72 - 12,21) | --- |
| 2Napalé | 12,7 ± 0,2 (12,4 - 12,8) | 7,26 ± 0,004 (7,2 - 7,32) | 34,7 ± 4,443 (33,5 - 37,2) | --- |
| 2Jigeno | 12,6 ± 0,4 (12,2 - 12,9) | 7,23 ± 0,005 (7,16 - 7,3) | 24 ± 0,76 (23 - 24,6) | --- |
| 2Estrellascocha | 16,2 ± 1,4 (15,1 - 17,7) | 7,39 ± 0,014 (7,31 - 7,53) | 24,6 ± 9,743 (22 - 28,1) | --- |
| 3Toreadora | 12,1 ± 0,7 (11,4 - 12,8) | 7,55 ± 0,007 (7,46 - 7,61) | 77,4 ± 11,59 (74,1 - 80,9) | 6,88 ± 0,004 (6,83 - 6,95) |
| 3Toreador | 11,1 ± 0,6 (10,5 - 11,6) | 7,16 ± 0,003 (7,12 - 7,22) | 33,6 ± 6,643 (30,9 - 36) | 6,81 ± 0,02 (6,7 - 6,97) |
| 3Riñoncocha | 10,2 ± 0,4 (9,9 - 10,6) | 6,70 ± 0,299 (6,08 - 7,09) | 25,1 ± 16,27 (21,4 - 29,4) | 6,94 ± 0,001 (6,92 - 6,97) |
| 3Napalé | 9,1 ± 0,5 (8,6 - 9,6) | 7,14 ± 0,127 (6,74 - 7,4) | 42,5 ± 8,363 (39,3 - 44,8) | 7,22 ± 0,004 (7,18 - 7,29) |
| 3Jigeno | 11,5 ± 0,2 (11,3 - 11,6) | 7,28 ± 0,003 (7,23 - 7,34) | 30,2 ± 3,053 (28,3 - 31,7) | 6,85 ± 0,001 (6,82 - 6,88) |
| 3Estrellascocha | 11,7 ± 0,7 (11,2 - 12,5) | 7,28 ± 0,009 (7,21 - 7,39) | 27,8 ± 7,203 (24,8 - 29,9) | 6,99 ± 0,005 (6,95 - 7,08) |
| 4Toreadora | 12,1 ± 1,1 (11 - 13,2) | 7,50 ± 0,007 (7,41 - 7,56) | 77,7 ± 0,413 (77,3 - 78,5) | 7,217 ± 0,286 (6,75 - 7,8) |
| 4Toreador | 11 ± 0,2 (10,8 - 11,2) | 7,10 ± 0,017 (6,98 - 7,24) | 35,8 ± 9,31 (32,3 - 37,9) | 6,69 ± 0,007 (6,6 - 6,77) |
| 4Riñoncocha | 10,4 ± 0,1 (10,4 - 10,5) | 7,07 ± 0,001 (7,04 - 7,11) | 22,2 ± 1,93 (21,3 - 23,8) | 6,87 ± 0,002 (6,83 - 6,91) |
| 4Napalé | 12,9 ± 0,8 (12,2 - 13,7) | 7,25 ± 0,009 (7,19 - 7,36) | 37,9 ± 6,763 (35,4 - 40,6) | 6,98 ± 0,042 (6,84 - 7,22) |
| 4Jigeno | 11,9 ± 0,2 (11,8 - 12,2) | 7,27 ± 0,009 (7,16 - 7,34) | 29,3 ± 2,813 (28,3 - 31,3) | 6,98 ± 0,01 (6,89 - 7,09) |
| 4Estrellascocha | 12,3 ± 0,5 (11,8 - 12,8) | 7,29 ± 0,009 (7,18 - 7,35) | 28,2 ± 5,163 (26,2 - 30,7) | 7,40 ± 0,042 (7,17 - 7,55) |

Anexo 4. Valores de clorofila a, b y c obtenidos para las seis lagunas con su promedio, desviación estándar, valor máximo y mínimo

| | Clorofila a (ug/l) | Clorofila b (ug/l) | Clorofila c (ug/l) |
|------------------------|----------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|
| 1Toreadora | 0,344 ± 0,007 (0,253 - 0,415) | --- | --- |
| 1Toreador | 1,084 ± 0,141 (0,739 - 1,485) | 0,022 ± 0,001 (0 - 0,054) | 0,043 ± 0,006 (0 - 0,13) |
| 1Riñoncocha | 0,257 ± 0,012 (0,135 - 0,341) | 0,02 ± 0,001 (0 - 0,061) | --- |
| 1Napale | 0,66 ± 0,013 (0,569 - 0,79) | 0,082 ± 0,002 (0,031 - 0,119) | --- |
| 1Jigeno | 0,552 ± 0,079 (0,229 - 0,739) | 0,014 ± 0,001 (0 - 0,041) | --- |
| 1Estrellascocha | 0,608 ± 0,008 (0,509 - 0,688) | 0,015 ± 0,001 (0 - 0,045) | 0,032 ± 0,001 (0 - 0,056) |
| 2Toreadora | 0,609 ± 0,057 (0,417 - 0,876) | --- | 0,201 ± 0,006 (0,111 - 0,254) |
| 2Toreador | 1,528 ± 0,285 (0,947 - 1,997) | --- | 0,304 ± 0,028 (0,112 - 0,426) |
| 2Riñoncocha | 0,52 ± 0,049 (0,299 - 0,742) | --- | 0,079 ± 0,005 (0,025 - 0,161) |
| 2Napalé | 0,293 ± 0 (0,283 - 0,299) | --- | 0,245 ± 0,002 (0,195 - 0,271) |
| 2Jigeno | 0,402 ± 0,014 (0,283 - 0,52) | --- | 0,178 ± 0 (0,161 - 0,195) |
| 2Estrellascocha | 0,56 ± 0,084 (0,283 - 0,861) | --- | 0,144 ± 0,016 (0 - 0,237) |
| 3Toreadora | 0,322 ± 0,045 (0,119 - 0,542) | --- | --- |
| 3Toreador | 1,201 ± 0,175 (0,807 - 1,639) | 0,379 ± 0,028 (0,184 - 0,485) | 0,53 ± 0,182 (0,113 - 0,966) |
| 3Riñoncocha | 0,504 ± 0,083 (0,221 - 0,797) | 0,11 ± 0,017 (0 - 0,255) | 0,119 ± 0,012 (0 - 0,222) |
| 3Napalé | 0,699 ± 0,167 (0,229 - 0,968) | 0,051 ± 0,005 (0 - 0,13) | 0,096 ± 0,018 (0 - 0,251) |
| 3Jigeno | 0,901 ± 0,003 (0,849 - 0,952) | 0,204 ± 0,01 (0,092 - 0,287) | 0,086 ± 0,022 (0 - 0,258) |
| 3Estrellascocha | 0,569 ± 0,094 (0,34 - 0,916) | 0,04 ± 0,002 (0 - 0,085) | 0,027 ± 0,002 (0 - 0,082) |
| 4Toreadora | 0,315 ± 0,058 (0,036 - 0,459) | 0,12 ± 0,02 (0 - 0,275) | --- |
| 4Toreador | 1,139 ± 0,544 (0,442 - 1,912) | 0,275 ± 0,009 (0,177 - 0,364) | 0,009 ± 0 (0 - 0,026) |
| 4Riñoncocha | 0,777 ± 0,034 (0,567 - 0,909) | 0,022 ± 0,001 (0 - 0,065) | 0,21 ± 0,083 (0 - 0,538) |
| 4Napalé | 0,823 ± 0,108 (0,576 - 1,196) | 0,003 ± 0 (0 - 0,008) | 0,081 ± 0 (0,069 - 0,087) |
| 4Jigeno | 1,566 ± 0,053 (1,382 - 1,824) | --- | 0,262 ± 0,052 (0 - 0,413) |
| 4Estrellascocha | 0,65 ± 0,163 (0,288 - 1,086) | --- | 0,021 ± 0 (0 - 0,043) |

Anexo 5. Valores promediados, desviación estándar, valor mínimo y valor máximo de nutrientes para cada laguna en los cuatro meses de muestreo.

| Lagunas/ Muestreo | Fluoruros (ppm) | Acetatos (ppm) | Cloruros (ppm) | Nitratos (ppm) | Sulfatos (ppm) |
|------------------------|---------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|
| 1Toreadora | 0,127 ± 0,001 (0,125 -0,128) | 0,869 ± 0,974 (0,297 -1,994) | 0,408 ± 0,238 (0,268 -0,683) | 0,045 ± 0,079 (0 -0,136) | 0,045 ± 0,079 (0 -0,136) |
| 2Toreadora | 0,057 ± 0,058 (0,022 -0,124) | 3,809 ± 3,344 (1,186 -7,574) | 0,770 ± 0,571 (0,367 -1,423) | 0,008 ± 0,010 (0 -0,019) | 0,045 ± 0,079 (0 -0,136) |
| 3Toreadora | 0,111 ± 0,001 (0,110 -0,112) | 1,216 ± 0,189 (1,077 -1,431) | 0,431 ± 0,054 (0,371 -0,475) | --- | 0,045 ± 0,079 (0 -0,136) |
| 4Toreadora | 0,123 ± 0,004 (0,118 -0,127) | 0,339 ± 0,107 (0,217 -0,417) | 0,379 ± 0,033 (0,341 -0,401) | 0,042 ± 0,037 (0 -0,067) | 1,055 ± 0,021 (1,043 -1,079) |
| 1Toreador | 0,124 ± 0,001 (0,123 -0,125) | 3,644 ± 2,194 (1,112 -5,006) | 0,643 ± 0,514 (0,268 -1,233) | 0,184 ± 0,116 (0,108 -0,317) | 3,186 ± 0,071 (3,104 -3,233) |
| 2Toreador | 0,024 ± 0,002 (0,021 -0,026) | 1,742 ± 1,742 (0,495 -3,733) | 0,306 ± 0,155 (0,367 -0,483) | 0,014 ± 0,013 (0 -0,026) | 3,366 ± 0,127 (3,245 -3,498) |
| 3Toreador | 0,107 ± 0,002 (0,105 -0,109) | 1,123 ± 0,203 (0,893 -1,277) | 0,337 ± 0,048 (0,371 -0,281) | --- | 2,888 ± 0,068 (2,814 -2,949) |
| 4 Toreador | 0,122 ± 0,013 (0,107 -0,129) | 0,038 ± 0,057 (0 -0,104) | 0,247 ± 0,004 (0,224 -0,251) | 0,026 ± 0,022 (0 -0,039) | 2,481 ± 0,145 (2,331 -2,624) |
| 1Riñoncocha | 0,122 ± 0,001 (0,121 -0,124) | 0,392 ± 0,234 (0,189 -0,648) | 0,238 ± 0,067 (0,175 -0,308) | --- | 1,835 ± 0,016 (1,822 -1,853) |
| 2Riñoncocha | 0,022 ± 0,001 (0,100 -0,103) | 0,294 ± 0,190 (0,078 -0,438) | 0,159 ± 0,030 (0,126 -0,184) | --- | 1,981 ± 0,027 (1,954 -2,008) |
| 3Riñoncocha | 0,102 ± 0,002 (0,100 -0,103) | 3,028 ± 0,630 (2,398 -3,658) | 0,496 ± 0,069 (0,448 -0,575) | 0,150 ± 0,066 (0,108 -0,226) | 2,006 ± 0,077 (1,917 -2,051) |
| 4Riñoncocha | 0,116 ± 0,014 (0,107 -0,132) | 0,067 ± 0,096 (0 -0,177) | 0,242 ± 0,054 (0,188 -0,296) | 0,014 ± 0,024 (0 -0,041) | 1,704 ± 0,044 (1,667 -1,753) |
| 1Napalé | 0,129 ± 0,001 (0,128 -0,129) | 0,467 ± 0,508 (0,153 -1,052) | 0,277 ± 0,092 (0,214 -0,383) | 0,035 ± 0,060 (0 -0,105) | 2,290 ± 0,041 (2,245 -2,327) |
| 2Napalé | 0,344 ± 0,315 (0,008 -0,632) | 0,562 ± 0,581 (0,164 -1,229) | 0,230 ± 0,090 (0,169 -0,333) | 0,044 ± 0,075 (0 -0,131) | 2,466 ± 0,094 (2,374 -2,561) |
| 3Napalé | 0,110 ± 0,002 (0,109 -0,111) | 2,429 ± 0,935 (1,369 -3,136) | 0,473 ± 0,136 (0,324 -0,591) | 0,048 ± 0,047 (0 -0,095) | 2,399 ± 0,226 (2,211 -2,649) |
| 4Napalé | 0,120 ± 0,004 (0,115 -0,124) | 0,046 ± 0,079 (0 -0,137) | 0,264 ± 0,010 (0,255 -0,275) | 0,035 ± 0,008 (0,029 -0,044) | 2,241 ± 0,161 (2,064 -2,378) |
| 1Jigeno | 0,125 ± 0,001 (0,124 -0,125) | 0,297 ± 0,220 (0,153 -0,551) | 0,192 ± 0,038 (0,167 -0,235) | --- | 0,298 ± 0,035 (0,258 -0,324) |
| 2Jigeno | 0,023 ± 0,002 (0,021 -0,024) | 0,452 ± 0,216 (0,236 -0,668) | 0,164 ± 0,021 (0,143 -0,184) | --- | 0,294 ± 0,010 (0,284 -0,304) |
| 3Jigeno | 0,109 ± 0,003 (0,106 -0,111) | 1,267 ± 0,523 (0,663 -1,584) | 0,287 ± 0,077 (0,220 -0,371) | --- | 0,317 ± 0,006 (0,311 -0,323) |
| 4Jigeno | 0,114 ± 0,013 (0,107 -0,129) | 0,417 ± 0,386 (0,090 -0,844) | 0,356 ± 0,130 (0,249 -0,501) | 0,049 ± 0,019 (0,038 -0,071) | 0,321 ± 0,031 (0,299 -0,356) |
| 1Estrellascocha | 0,124 ± 0,001 (0,123 -0,125) | 0,350 ± 0,229 (0,104 -0,557) | 0,221 ± 0,068 (0,144 -0,269) | 0,068 ± 0,059 (0 -0,105) | 0,175 ± 0,023 (0,156 -0,201) |
| 2Estrellascocha | 0,023 ± 0,001 (0,021 -0,024) | 0,385 ± 0,030 (0,351 -0,409) | 0,178 ± 0,008 (0,171 -0,187) | --- | 0,199 ± 0,016 (0,181 -0,211) |
| 3Estrellascocha | 0,106 ± 0,002 (0,105 -0,108) | 2,101 ± 0,613 (1,646 -2,798) | 0,316 ± 0,007 (0,311 -0,323) | 0,024 ± 0,041 (0 -0,072) | 0,207 ± 0,055 (0,156 -0,265) |
| 4Estrellascocha | 0,117 ± 0,009 (0,110 -0,127) | 1,631 ± 2,478 (0 -4,482) | 0,511 ± 0,499 (0,153 -1,081) | 0,089 ± 0,124 (0 -0,230) | 0,241 ± 0,090 (0,181 -0,344) |

Anexo 6. Límites de detección para los aniones considerados en este estudio

| Aniones | Límites de detección (ppm) |
|-----------|----------------------------|
| Fluoruros | 0,026051424 |
| Acetatos | 0,034850307 |
| Cloruros | 0,012991923 |
| Nitritos | 0,055187082 |
| Bromuros | 0,010347447 |
| Nitratos | 0,021912424 |
| Fosfatos | 0,073374141 |
| Sulfatos | 0,012982114 |

Anexo 7. Listado taxonómico de morfotipos encontrados en las seis lagunas estudiadas con sus respectivas abreviaciones

| Phylum | Clase | Orden | Familia | Morfotipo | Abreviación | | |
|-----------------|-------------------|-------------------------|------------------------|-------------------------|--------------------------|-----------------------|-------|
| Bacillariophyta | Bacillariophyceae | Bacillariales | Bacillariaceae | <i>Denticula sp.</i> | Dent | | |
| | | | | <i>Hantzschia sp. 1</i> | Hantz | | |
| | | | | <i>Nitzschia sp.</i> | Nitzsch | | |
| | | Cocconeidales | Achnanthidiaceae | Cocconeidaceae | <i>Achnanthidium sp.</i> | Achnan | |
| | | | | | <i>Cocconeis sp. 1</i> | Cocco1 | |
| | | | <i>Cocconeis sp. 2</i> | | Cocco2 | | |
| | | | <i>Cocconeis sp. 3</i> | | Cocco2 | | |
| | | | Cymbellales | | Cymbellaceae | <i>Cymbella sp. 1</i> | Cymb1 |
| | | | | | | <i>Cymbella sp. 2</i> | Cymb2 |
| | | Gomphonemataceae | | <i>Encyonema sp.</i> | Encyo | | |
| | | | | <i>Gomphonema sp. 1</i> | Gomph1 | | |
| | | | | <i>Gomphonema sp. 2</i> | Gomph2 | | |
| | | | | <i>Gomphonema sp. 3</i> | Gomph3 | | |
| | | | | <i>Placoneis sp. 1</i> | Placo1 | | |
| | | | | <i>Placoneis sp. 2</i> | Placo2 | | |
| | | Eunotiales | Eunoticeae | <i>Eunotia sp. 1</i> | Euno1 | | |
| | | | | <i>Eunotia sp. 2</i> | Euno2 | | |
| | | | | <i>Eunotia sp. 3</i> | Euno3 | | |
| | | Naviculales | Amphipleuraceae | <i>Frustulia sp.</i> | Frust | | |
| | | | Diploneidaceae | <i>Diploneis sp.</i> | Diplo | | |
| | | | Naviculaceae | <i>Gyrosigma sp.</i> | Gyros | | |
| | | | | <i>Navicula sp. 1</i> | Nav1 | | |
| | | | | <i>Navicula sp. 2</i> | Nav2 | | |
| | | | | <i>Navicula sp. 3</i> | Nav3 | | |
| | | | | <i>Navicula sp. 4</i> | Nav4 | | |
| | | | Neidiaceae | <i>Neidium sp. 1</i> | Neid1 | | |
| | | | | <i>Neidium sp. 2</i> | Neid2 | | |
| | | | Pinnulariaceae | <i>Pinnularia sp. 1</i> | Pinn1 | | |
| | | | | <i>Pinnularia sp. 2</i> | Pinn2 | | |
| | | | Stauroneidaceae | <i>Stauroneis sp. 1</i> | Staur1 | | |
| Rhopalodiales | Rhopalodiaceae | <i>Epithemia sp.</i> | Epith | | | | |
| | | <i>Rhopalodia sp. 1</i> | Rhpa1 | | | | |
| | | <i>Rhopalodia sp. 2</i> | Rhpa2 | | | | |

| | | | | | |
|--------------------------|-------------------|-------------------------|-----------------|-----------------------------|------------------------|
| | | Suriellales | Suriellaceae | <i>Cymatopleura sp.</i> | Cymat |
| | | | | <i>Surirella sp. 1</i> | Suri1 |
| | | | | <i>Surirella sp. 2</i> | Suri2 |
| | | Thalassiophysales | Catenulaceae | <i>Amphora sp. 1</i> | Ampho1 |
| | | | | <i>Amphora sp. 2</i> | Ampho2 |
| | | Coscinodiscophyceae | Aulacoseirales | Aulacoseiraceae | <i>Aulacoseira sp.</i> |
| | Melosirales | | Melosiraceae | <i>Melosira sp.</i> | Melosi |
| | Thalassiosirales | | Stephanodisceae | <i>Cyclotella sp. 1</i> | Cyclo1 |
| | | | | <i>Cyclotella sp. 2</i> | Cyclo2 |
| | | | | <i>Stephanodiscus sp.</i> | Steph |
| | Fragilariophyceae | | Fragilariales | Fragilariaceae | <i>Ceratoneis sp.</i> |
| | | <i>Fragilaria sp. 1</i> | | | Frag1 |
| | | <i>Fragilaria sp. 2</i> | | | Frag2 |
| | | <i>Synedra sp.</i> | | | Syndr |
| | | Tabellariales | Tabellariaceae | <i>Diatoma sp. 1</i> | Diat1 |
| | | | | <i>Diatoma sp. 2</i> | Diat2 |
| | | | | <i>Diatoma sp. 3</i> | Diat3 |
| | | | | <i>Diatoma sp. 4</i> | Diat4 |
| | | | | <i>Diatoma sp. 5</i> | Diat5 |
| <i>Tabellaria sp. 1</i> | | | | Tab1 | |
| <i>Tabellaria sp. 2</i> | Tab2 | | | | |
| Charophyta | Conjugatophyceae | Desmidiiales | Closteriaceae | <i>Closterium sp. 1</i> | Clostr1 |
| | | | | <i>Closterium sp. 2</i> | Clostr2 |
| | | | | <i>Closterium sp. 3</i> | Clostr3 |
| | | | | <i>Closterium sp. 4</i> | Clostr4 |
| | | | | <i>Closterium sp. 5</i> | Clostr5 |
| | | | Desmidiaceae | <i>Cosmarium sp. 1</i> | Cosm1 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 2</i> | Cosm2 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 3</i> | Cosm3 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 4</i> | Cosm4 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 5</i> | Cosm5 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 6</i> | Cosm6 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 7</i> | Cosm7 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 8</i> | Cosm8 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 9</i> | Cosm9 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 10</i> | Cosm10 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 11</i> | Cosm11 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 12</i> | Cosm12 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 13</i> | Cosm13 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 14</i> | Cosm14 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 15</i> | Cosm15 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 16</i> | Cosm16 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 17</i> | Cosm17 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 18</i> | Cosm18 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 19</i> | Cosm19 |
| | | | | <i>Cosmarium sp. 20</i> | Cosm20 |
| | | | | <i>Euastrum sp. 1</i> | Euas1 |
| | | | | <i>Euastrum sp. 2</i> | Euas2 |
| | | | | <i>Euastrum sp. 3</i> | Euas3 |
| | | | | <i>Euastrum sp. 4</i> | Euas4 |
| | | | | <i>Hyalotheca sp. 1</i> | Hyalo |
| | | | | <i>Micrasterias sp. 1</i> | Micras1 |
| | | | | <i>Micrasterias sp. 2</i> | Micras2 |
| | | | | <i>Pleurotaenium sp. 1</i> | Pleuro1 |
| | | | | <i>Staurastrum arcticon</i> | Starct |
| | | | | <i>Staurastrum sp. 1</i> | Staras1 |
| | | | | <i>Staurastrum sp. 2</i> | Staras2 |
| <i>Staurastrum sp. 3</i> | Staras3 | | | | |
| <i>Staurastrum sp. 4</i> | Staras4 | | | | |
| <i>Staurastrum sp. 5</i> | Staras5 | | | | |
| <i>Staurastrum sp. 6</i> | Staras6 | | | | |

| | | | | | |
|------------------------|-----------------|--------------------------|-----------------------------|----------------------------|---------|
| | | | | <i>Staurodesmus sp. 1</i> | Stades1 |
| | | | | <i>Staurodesmus sp. 2</i> | Stades2 |
| | | | | <i>Staurodesmus sp. 3</i> | Stades3 |
| | | | | <i>Staurodesmus sp. 4</i> | Stades4 |
| | | | | <i>Staurodesmus sp. 5</i> | Stades5 |
| | | Gonatozygaceae | <i>Gonatozygon sp.</i> | Gonazy | |
| | | Zygnematales | Mesotaeniaceae | <i>Netrium sp. 1</i> | Netr1 |
| | | | | <i>Netrium sp. 2</i> | Netr2 |
| | | | | <i>Spirotaenia sp.</i> | Spirot |
| | | | Zygnemataceae | <i>Mougeotia sp. 1</i> | Moug1 |
| <i>Mougeotia sp. 2</i> | Moug2 | | | | |
| <i>Spirogyra sp.</i> | Spirog | | | | |
| <i>Zygnema sp. 1</i> | Zygn1 | | | | |
| <i>Zygnema sp. 2</i> | Zygn2 | | | | |
| Klebsormidiophyceae | Klebsormidiales | Elakatothricaceae | <i>Elakatothrix sp. 1</i> | Elaka1 | |
| | | | <i>Elakatothrix sp. 2</i> | Elaka2 | |
| Chlorophyta | Chlorophyceae | Chlamydomonadales | Chlamydomonadaceae | <i>Chlamydomonas sp. 1</i> | Chlam1 |
| | | | | <i>Chlamydomonas sp. 2</i> | Chlam2 |
| | | | | <i>Chlamydomonas sp. 3</i> | Chlam3 |
| | | | Chlorococcaceae | <i>Chlorococcum sp.</i> | Chloroc |
| | | | Cylindrocapsaceae | <i>Cylindrocapsa sp.</i> | Cylcap |
| | | | Palmellopsidaceae | <i>Asterococcus sp. 1</i> | Astero1 |
| | | | | <i>Asterococcus sp. 2</i> | Astero2 |
| | | | | <i>Asterococcus sp. 3</i> | Astero3 |
| | | | Sphaerocystidaceae | <i>Sphaerocystis sp.</i> | Sphcys1 |
| | | | | <i>Sphaerocystis sp. 2</i> | Sphcys2 |
| | | | Volvocaceae | <i>Eudorina sp.</i> | Eudor |
| | | | | <i>Pandorina sp.</i> | Pandor |
| | | <i>Volvox sp.</i> | | Volvx | |
| | | <i>Volvulina sp.</i> | | Volvu | |
| | | Oedogoniales | Oedogoniaceae | <i>Bulbochaete sp. 1</i> | Bulbo1 |
| | | | | <i>Bulbochaete sp. 2</i> | Bulbo2 |
| | | | | <i>Oedogonium sp. 1</i> | Oedo1 |
| | | | | <i>Oedogonium sp. 2</i> | Oedo2 |
| | | Sphaeropleales | Hydrodictyceae | <i>Pediastrum sp. 1</i> | Pdias1 |
| | | | | <i>Pediastrum sp. 2</i> | Pdias2 |
| | | | | <i>Pediastrum sp. 3</i> | Pdias3 |
| | | | | <i>Pediastrum sp. 4</i> | Pdias4 |
| | | | | <i>Pediastrum sp. 5</i> | Pdias5 |
| | | | | <i>Pediastrum sp. 6</i> | Pdias6 |
| | | | | <i>Pediastrum sp. 7</i> | Pdias7 |
| | | | | <i>Tetraedron sp. 1</i> | Tetra1 |
| | | | | <i>Tetraedron sp. 2</i> | Tetra2 |
| | | | | <i>Tetraedron sp. 3</i> | Tetra2 |
| | | | Microsporaceae | <i>Microspora sp. 1</i> | Micros1 |
| | | | | <i>Microspora sp. 2</i> | Micros2 |
| | | | | <i>Microspora sp. 3</i> | Micros2 |
| | | | Neochloridaceae | <i>Golenkinia sp.</i> | Golenk |
| | | | Radiococcaceae | <i>Gloeocystis sp.</i> | Glocys1 |
| | | | | <i>Gloeocystis sp. 2</i> | Glocys2 |
| | | | Scenedesmaceae | <i>Coelastrum sp.</i> | Coels |
| | | | | <i>Crucigenia sp.</i> | Cruci |
| | | | | <i>Desmodesmus sp. 1</i> | Desmo1 |
| | | | | <i>Desmodesmus sp. 2</i> | Desmo2 |
| | | <i>Scenedesmus sp. 1</i> | | Scene1 | |
| | | <i>Scenedesmus sp. 2</i> | Scene2 | | |
| | | Schizochlamydeaceae | <i>Planktosphaeria sp.1</i> | Plankto1 | |
| | | | <i>Planktosphaeria sp.2</i> | Plankto2 | |
| | | Schroederiaceae | <i>Schroederia sp.</i> | Schroe | |
| | | Selenastraceae | <i>Ankistrodesmus sp. 1</i> | Ankis1 | |
| | | | <i>Ankistrodesmus sp. 2</i> | Ankis2 | |

| | | | | | | |
|-------------------------|-------------------------|----------------------------|--------------------------|-----------------------------|------------------------------|---------------------|
| | | | | <i>Ankistrodesmus sp. 3</i> | Ankis3 | |
| | | | | <i>Ankistrodesmus sp. 4</i> | Ankis4 | |
| | | | | <i>Monoraphidium sp. 1</i> | Monor1 | |
| | | | | <i>Monoraphidium sp. 2</i> | Monor2 | |
| | | | | <i>Quadrigula sp. 1</i> | Quadri1 | |
| | Trebouxiophyceae | Chlorellales | Chlorellaceae | | <i>Dictyosphaerium sp. 1</i> | Dictyo1 |
| | | | | | <i>Dictyosphaerium sp. 2</i> | Dictyo2 |
| | | | | | <i>Dictyosphaerium sp. 3</i> | Dictyo3 |
| | | | | | <i>Dictyosphaerium sp. 4</i> | Dictyo4 |
| | | | | | <i>Dictyosphaerium sp. 5</i> | Dictyo5 |
| | | | Oocystaceae | | <i>Chodatella sp.</i> | Choda |
| | | | | | <i>Crucigeniella sp.</i> | Crucig |
| | | | | | <i>Nephrocytium sp. 1</i> | Neph1 |
| | | | | | <i>Nephrocytium sp. 2</i> | Neph2 |
| | | | | | <i>Nephrocytium sp. 3</i> | Neph3 |
| | | <i>Oocystis sp. 1</i> | Oocy1 | | | |
| | | <i>Oocystis sp. 2</i> | Oocy2 | | | |
| | | <i>Oocystis sp. 3</i> | Oocy3 | | | |
| | Trebouxiales | Botryococcaceae | | <i>Botryococcus sp. 1</i> | Botry1 | |
| Ulvophyceae | Ulotrichales | Ulotrichaceae | | <i>Ulothrix sp. 1</i> | Ulot1 | |
| | | | | <i>Ulothrix sp. 2</i> | Ulot2 | |
| | | | | <i>Ulothrix sp. 3</i> | Ulot3 | |
| Cryptophyta | Cryptophyceae | Pyrenomonadales | Chroomonadaceae | <i>Chroomonas sp. 1</i> | Chroom1 | |
| | | Cryptomonadales | Cryptomonadaceae | <i>Cryptomona sp. 1</i> | Crypto1 | |
| Cyanobacteria | Cyanophyceae | Chroococcales | Aphanothecaceae | | <i>Aphanothece sp. 1</i> | Aphan1 |
| | | | | | <i>Aphanothece sp. 2</i> | Aphan2 |
| | | | | | <i>Gloeothece sp.</i> | Glothe |
| | | | Chroococcaceae | | <i>Chroococcus sp. 1</i> | Chrooc1 |
| | | | | | <i>Chroococcus sp. 2</i> | Chrooc2 |
| | | | Gomphosphaeriaceae | | <i>Gomphosphaeria sp.</i> | Gomphos |
| | | | Microcystaceae | | <i>Microcystis sp.</i> | Micrcys |
| | | | | | <i>Gloeocapsa sp. 1</i> | Glocap1 |
| | | | | | <i>Gloeocapsa sp. 2</i> | Glocap2 |
| | | | Nostocales | Nostocaceae | | <i>Anabaena sp.</i> |
| | | <i>Nostoc sp. 1</i> | | | | Nost1 |
| | | <i>Nostoc sp. 2</i> | | | | Nost2 |
| | | | | | <i>Nostoc sp. 3</i> | Nost3 |
| | | Rivulariaceae | | | <i>Calothrix sp. 1</i> | Calot1 |
| | | | | | <i>Calothrix sp. 2</i> | Calot2 |
| | | | | | <i>Calothrix sp. 3</i> | Calot3 |
| | | | | | <i>Rivularia sp.</i> | Rivu |
| | | Scytonemataceae | | | <i>Scytonema sp.</i> | Scyto |
| | | Stigonemataceae | | | <i>Stigonema sp. 1</i> | Stigo1 |
| | | | <i>Stigonema sp. 2</i> | | Stigo2 | |
| | | Tolypothrichaceae | | <i>Tolypothrix sp.</i> | Tolyp | |
| | | Oscillatoriales | Oscillatoriaceae | | <i>Lyngbya sp.</i> | Lyng |
| | | | | | <i>Oscillatoria sp. 1</i> | Oscil1 |
| | | | | | <i>Oscillatoria sp. 2</i> | Oscil2 |
| | | | | | <i>Oscillatoria sp. 3</i> | Oscil3 |
| | | | | | <i>Oscillatoria sp. 4</i> | Oscil4 |
| | | | | | <i>Phormidium sp.</i> | Phorm |
| | | | | | <i>Plectonema sp.</i> | Plecto |
| | | Spirulinales | Spirulinaceae | | <i>Spirulina sp.</i> | Spiru |
| | | Synechococcales | Coelosphaeriaceae | | <i>Coelosphaerium sp.</i> | Coelos |
| <i>Leptolyngbyaceae</i> | <i>Leptolyngbya sp.</i> | | | | Leptly | |
| Merismopediaceae | | | <i>Aphanocapsa sp.</i> | Aphanoc1 | | |
| | | | <i>Aphanocapsa sp. 2</i> | Aphanoc2 | | |
| | | | <i>Merismopedia sp.</i> | Meris | | |
| Pseudanabaenaceae | | | <i>Pseudanabaena sp.</i> | Pseudo | | |
| Synechococcaceae | | <i>Epigloeosphaera sp.</i> | Epiglo | | | |
| | | <i>Rhabdoderma sp.</i> | Rhabd | | | |

| | | | | | |
|------------|----------------|----------------|---------------------------|---------------------------|--------|
| | | | | <i>Synechococcus sp.</i> | Synech |
| Dinophyta | Dinophyceae | Gymnodiniales | Gymnodiniaceae | <i>Gymnodinium sp. 1</i> | Gymno1 |
| | | | | <i>Gymnodinium sp. 2</i> | Gymno2 |
| | | Peridinales | Peridiniaceae | <i>Peridinium sp. 1</i> | Peri1 |
| | | | | <i>Peridinium sp. 2</i> | Peri2 |
| Euglenozoa | Euglenophyceae | Euglenales | Euglenaceae | <i>Euglena sp. 1</i> | Eugl1 |
| | | | | <i>Euglena sp. 2</i> | Eugl2 |
| | | | | <i>Euglena sp. 3</i> | Eugl3 |
| | | | | <i>Trachelomona sp. 1</i> | Trach1 |
| | | | | <i>Trachelomona sp. 2</i> | Trach2 |
| | | | <i>Trachelomona sp. 3</i> | Trach3 | |
| | | | Phacaceae | <i>Phacus sp. 1</i> | Phac1 |
| Ochrophyta | Xanthophyceae | Mischococcales | Characiopsidaceae | <i>Characiopsis sp.</i> | Chara |
| | Chrysophyceae | Chromulinales | Dinobryaceae | <i>Dinobryon sp.</i> | Dino |

Anexo 8. Catálogo fotográfico de fitoplancton litoral en seis lagunas del Parque Nacional Cajas, Cuenca-Ecuador.