Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América

Dirección General de Estudios de Posgrado
Facultad de Ciencias Biológicas
Unidad de Posgrado

Evaluación estacional de la calidad del agua del lago Titicaca (sector peruano) mediante índices bióticos usando fitoplancton como bioindicador (2016-2018, 2020-2021) y una aproximación a la caracterización de la diversidad mediante Metabarcoding de eDNA (2021)

TESIS

Para optar el Grado Académico de Doctora en
Ciencias Biológicas

AUTOR

Maribel BAYLÓN CORITOMA

ASESOR

Dr. Jorge Luis RAMIREZ MALAVER

Lima, Perú

2026



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Baylón, M. (2026). *Evaluación estacional de la calidad del agua del lago Titicaca (sector peruano) mediante índices bióticos usando fitoplancton como bioindicador (2016-2018, 2020-2021) y una aproximación a la caracterización de la diversidad mediante Metabarcoding de eDNA (2021)*. [Tesis de doctorado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Ciencias Biológicas, Unidad de Posgrado]. Repositorio institucional Cybertesis UNMSM.

Metadatos complementarios

Datos de autor	
Nombres y apellidos	Maribel Baylón Coritoma
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	40039759
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0001-7102-0680
Datos de asesor	
Nombres y apellidos	Jorge Luis Ramirez Malaver
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	43352480
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0001-8138-9203
Datos del jurado	
Presidente del jurado 1	
Nombres y apellidos	Haydee Montoya Terreros
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	07598606
Miembro del jurado 2	
Nombres y apellidos	Liliana Del Rosario Tapia Ugaz
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	33262515
Miembro del jurado 3	
Nombres y apellidos	Daniela Lidia Núñez Rodriguez
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	43316021
Datos de investigación	

Línea de investigación	B.01.10.01 Biodiversidad y Ecología de Ecosistemas Acuáticos
Grupo de investigación	Gi Ecosistemas Marinos Y Costeros
Agencia de financiamiento	PERÚ FONDECYT: Fondo Nacional de Desarrollo Científico, Tecnológico y de Innovación Tecnológica en Perú Proyecto FONDECYT "ADN ambiental metabarcoding: una poderosa herramienta para la evaluación y monitoreo de ecosistemas contaminados en Perú" financiado por FONDECYT (contrato Nº 022-2019-FONDECYT-BM-INC.INV). Proyecto FONDECYT "DNA metabarcoding e identificación morfológica de microalgas y cianobacterias: indicadores biológicos para evaluar la calidad del agua del lago Titicaca" financiado por FONDECYT (contrato Nº 1302020-FONDECYT).
Ubicación geográfica de la investigación	Perú, Puno, Lago Titicaca
Año o rango de años en que se realizó la investigación	**2016-2018** ,**2020-2021**
URL de disciplinas OCDE	https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#1.06.12

Exp. N.º 070-UPG-FCB-2025

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR AL GRADO ACADÉMICO DE DOCTORA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

Siendo las 13:00 horas del día 22 de setiembre de 2026, en el auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la UNMSM, el Jurado de Tesis conformado por:

Dra. Haydee Montoya Terreros	(Presidente)
Dra. Liliana Del Rosario Tapia Ugaz	(Miembro)
Dra. Daniela Lidia Núñez Rodriguez	(Miembro)
Dr. Jorge Luis Ramirez Malaver	(Asesor)

Se reunió para la sustentación oral y pública de la Tesis para optar al Grado Académico de Doctora en Ciencias Biológicas, que solicitara la señora Magister **MARIBEL BAYLÓN CORITOMA.**

Después de darse lectura al **Expediente N.º 070-UPG-FCB-2025,** en el que consta haberse cumplido con todas las disposiciones reglamentarias, los señores miembros del Jurado presenciaron la exposición de la Tesis Titulada:

"EVALUACIÓN ESTACIONAL DE LA CALIDAD DEL AGUA DEL LAGO TITICACA (SECTOR PERUANO) MEDIANTE ÍNDICES BIÓTICOS USANDO FITOPLANCTON COMO BIOINDICADOR (2016-2018, 2020-2021) Y UNA APROXIMACIÓN A LA CARACTERIZACIÓN DE LA DIVERSIDAD MEDIANTE METABARCODING DE eDNA (2021)", y formuladas las preguntas, éstas fueron absueltas por la graduando.

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
Universidad del Perú. Decana de América

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

UNIDAD DE POSGRADO

Acto seguido el Jurado procedió a la deliberación la que dio como resultado el calificativo de: .....Bueno..... con la nota de .....16 (Dieciséis).....

A continuación, la Presidente del Jurado de Tesis recomienda que la Facultad proponga que la Universidad le otorgue el grado académico de Doctora en Ciencias Biológicas, que solicitara la señora Magíster **MARIBEL BAYLÓN CORITOMA.**

Siendo las .15:18.. se levantó la sesión, recibiendo la graduando las felicitaciones de los señores miembros del Jurado y público asistente.

Se extiende la presente acta en Lima, el día 22 de setiembre del año 2026

.....

Dra. Haydee Montoya Terreros
Profesora Principal a T.C.
PRESIDENTE
hmontoyat@unmsm.edu.pe
RENACYT P0010659

.....

Dr. Jorge Luis Ramirez Malaver
Profesor Asociado a D.E..
ASESOR
jramirezma@unmsm.edu.pe
RENACYT P0010190

.....

Dra. Liliana Del Rosario Tapia Ugaz
Profesora Asociada a D.E.
MIEMBRO
ltapiau@unmsm.edu.pe
RENACYT P0003788

.....

Dra. Daniela L. Núñez Rodriguez
Profesora Auxiliar a T.C.
MIEMBRO
dnunezr@unmsm.edu.pe
RENACYT P0051018

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
Universidad del Perú, Decana de América

Anexo 1

CERTIFICADO DE SIMILITUD

Yo, Jorge Luis Ramirez Malaver en mi condición de asesor acreditado mediante Dictamen de la UPG N.º 000167-2026-UPG-VDIP-FCB/UNMSM de la tesis, cuyo título es **"EVALUACIÓN ESTACIONAL DE LA CALIDAD DEL AGUA DEL LAGO TITICACA (SECTOR PERUANO) MEDIANTE ÍNDICES BIÓTICOS USANDO FITOPLANCTON COMO BIOINDICADOR (2016-2018, 2020-2021) Y UNA APROXIMACIÓN A LA CARACTERIZACIÓN DE LA DIVERSIDAD MEDIANTE METABARCODING DE eDNA (2021)",** presentado por la Magíster **MARIBEL BAYLÓN CORITOMA** para optar el grado académico de **Doctora en Ciencias Biológicas.**

CERTIFICO que se ha cumplido con lo establecido en la Directiva de Originalidad y de Similitud de Trabajos Académicos, de Investigación y Producción Intelectual. Según la revisión, análisis y evaluación mediante la plataforma PIDS, el documento evaluado cuenta con el **10%** de similitud, nivel PERMITIDO para continuar con los trámites correspondientes y para su **publicación en el repositorio institucional.**

Se emite el presente certificado en cumplimiento de lo establecido en las normas vigentes, como uno de los requisitos para la obtención del grado académico de Doctora en Ciencias Biológicas.

Lima, 29 de septiembre de 2026

UNMSM
Firmado digitalmente por RAMIREZ MALAVER Jorge Luis FAU 20148092282 soft
Motivo: Soy el autor del documento
Fecha: 30.09.2026 11:14:21 -05:00

Firma del Asesor

Nombres y Apellidos del asesor: **DR. JORGE LUIS RAMIREZ MALAVER**

DNI: **43352480**

* Según corresponda: bachiller, magíster, doctor; título profesional o título de segunda especialidad

La vigencia del presente certificado corresponde a un período de noventa (90) días desde la fecha de su emisión; siempre que no haya observaciones en el texto durante el proceso de revisión por el jurado informante o surja alguna contingencia.

Dedicatoria:

A mis queridos padres y hermana QEPD, viven por siempre en mi memoria y habitan en mis recuerdos.

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a mi asesor el Dr. Jorge Ramirez Malaver, por sus enseñanzas, sugerencias y correcciones durante la realización de la presente tesis.

A los miembros del Laboratorio de Sistemática Molecular y Filogeografía y Laboratorio de Genética y Genómica Evolutiva, por el apoyo logístico para la realización de las pruebas moleculares.

A los miembros del Proyecto “ADN ambiental metabarcoding: una poderosa herramienta para la evaluación y monitoreo de ecosistemas contaminados en Perú” financiado por FONDECYT (contrato Nº 022-2019-FONDECYT-BM-INC.INV) y dirigido por el Dr. Jorge Ramírez Malaver

A los miembros del Proyecto “DNA metabarcoding e identificación morfológica de microalgas y cianobacterias: indicadores biológicos para evaluar la calidad del agua del lago Titicaca” financiado por FONDECYT (contrato Nº 130-2020-FONDECYT).

Al Instituto del Mar del Perú (IMARPE-PUNO), por proporcionarme parte de los datos biológicos (2016 a 2018) para la realización de la presente tesis.

A los miembros del jurado por sus valiosas observaciones y sugerencias en el desarrollo de la tesis.

A mis queridas hijas, que son la fuente de mi esfuerzo y motivación de cada día.

A mi esposo, por su amistad, apoyo incondicional y consejo en la realización de todos mis objetivos.

CONTENIDO

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

ÍNDICE DE FIGURAS

ÍNDICE DE TABLAS

RESUMEN

ABSTRACT

Pág

1. INTRODUCCIÓN 19

2. ANTECEDENTES 22

2.1 Problemática ambiental del lago Titicaca 22

2.2 Diversidad de fitoplancton en ecosistemas peruanos 22

2.3 Enfoque molecular del eDNA en el monitoreo de ecosistemas acuáticos 23

2.4 Enfoques moleculares en el estudio de fitoplancton 23

2.5. Uso de diatomeas como bioindicadores 25

2.6 Caracterización de cianobacterias 25

2.8 Síntesis final 27

3. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS 28

3.2. Objetivos 28

3.2.1 Objetivo General: *28*

3.2.2. Objetivos específicos: *28*

4. MATERIALES Y METODOS 29

4.1. Área de estudio 29

4.1.1. Ubicación geográfica *29*

4.1.2. Diseño de muestreo espacial *29*

4.1.3. Diseño temporal *34*

4.2. Metodología de muestreo 34
4.3. Procesamiento de muestras para la caracterización de la diversidad del fitoplancton 36
4.4. Procesamiento de datos para la estimación de índices bióticos 44
4.4.1. Índices de diversidad y calidad biológica *44*
4.5 Procesamiento de muestras fisicoquímicas y de nutrientes y análisis estadístico inferencial (bivariado y multivariado) 48
4.5.1. Mediciones in situ de parámetros fisicoquímicos 48
4.5.2. Análisis de nutrientes en laboratorio 48
4.5.3. Análisis exploratorio 49
4.5.4. Correlación de Spearman (ρ) 50
4.5.4. Análisis multivariados 50
5. RESULTADOS 51
5.1. Caracterización de la diversidad del fitoplancton 51
5.1.6. Comparación morfológica vs. molecular (2021) 59
5.1.6.1 Caracterización morfológica del fitoplancton: abundancia relativa (2021) 59
a). Abundancia relativa del fitoplancton-CLASE 59
b). Abundancia relativa del fitoplancton-ORDEN 62
c). Abundancia relativa del fitoplancton-GENERO/ESPECIE 64
5.1.6.2. Caracterización molecular del fitoplancton-2021 65
a). Resultados de secuenciación y calidad 65
b). Obtención de ASV 69
c). Abundancia relativa del fitoplancton: método molecular 71
d). Comparación metodológica microscópica vs. molecular 78
5.2. Índices de diversidad y calidad biológica 84
5.2.1. Índices de diversidad alfa 84
5.2.2. Índices de calidad biológica específicos 87
5.3.1. Variabilidad espacial de parámetros ambientales 93
5.3.2. Variabilidad temporal y estacional 98
5.3.3. Concentración de nutrientes (PO_4^{3-}, NO_2^-) 101
5.3.4. Correlaciones ambiente-comunidad. 102

5.3.5 Prueba de normalidad (Shapiro–Wilk) *102*
5.3.6. Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) *103*
5.3.7. Análisis de correlación de Spearman *104*
5.3.8 Análisis Multivariados *113*
6. DISCUSIÓN DE RESULTADOS 121
6.1. Caracterización de fitoplancton: composición y abundancia del fitoplancton 121
6.1.1. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2016 ..... *121*
6.1.2. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2017 ..... *122*
6.1.3. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2018 ..... *123*
6.1.4. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2020-2021 ..... *123*
6.1.5. Comparación metodológica microscópica vs. molecular *125*
6.2. Índices de diversidad y calidad biológica 130
6.2.1. Índices de diversidad alfa *130*
6.2.2. Índices de calidad biológica específicos *132*
6.3. Caracterización fisicoquímica y de nutrientes y análisis estadístico inferencial (bivariado y multivariado). 135
6.3.2. Análisis estadístico inferencial (bivariado y multivariado). 139
6.3.2.1. Prueba de normalidad (Shapiro–Wilk) *139*
6.3.2.2. Interpretación del análisis de la correlación de Spearman *140*
6.3.2.3. Interpretación ecológica de los patrones de ordenación (PCA y dbRDA) *141*
7. CONCLUSIONES 145
8. RECOMENDACIONES 147
8.1. Recomendaciones de gestión ambiental orientadas a la conservación y el manejo sostenible del ecosistema 147
8.2. Recomendaciones en Investigación básica orientadas a la conservación y el manejo sostenible del ecosistema 148
9. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS 149
10. ANEXOS 167
10. Protocolo de extracción de ADN a partir de muestras de agua para el análisis molecular de la comunidad fitoplanctónica. 167
10.1. Diversidad específica según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en las estaciones de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2018). 169

10.2. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca (2016). 170

10.3. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca (2017). 172

10.4. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca (2018). 173

10.5. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca en noviembre 2020, abril y septiembre 2021. 174

10.6. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2016). 175

10.7. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2017). 179

10.8. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2018). 181

10.9. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2020). 185

10.10. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2021) 186

10.11. Matriz de presencia-ausencia de la comunidad fitoplanctónica registrada en el Lago Titicaca (2020). 188

10.16-A. Abundancia relativa (%) de las variantes de secuencia de amplicones (ASV) por clase taxonómica en los sitios de muestreo del lago Titicaca (setiembre de 2021). 194

10.16.B. Abundancia relativa (%) de las variantes de secuencia de amplicones (ASV) por orden taxonómico en los sitios de muestreo del lago Titicaca (setiembre de 2021) 195

10.17. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2016). 195

10.18. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2017). 196

10.20. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2020). 196

10.21. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época seca (2016). 197

10.22. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época seca (2017). 197

10.23. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época seca (2018). 198

10.24. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2021). 198

10.25. Valores de referencia del Índice Diatómico General (IDG). (*Ulnaria: nombre actual) 200

10.26. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2016.....201

10.27. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2016.....201

10.28. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada húmeda de 2016.....201

10.29. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2016.....202

10.30 Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada seca de 2016.....202

10.31. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada seca de 2016.....203

10.32. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2017.....203

10.33. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2017.....203

10.34. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada húmeda de 2017. 204

10.35. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2017. 204

10.36. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para las estaciones E5–E9 durante la temporada seca de 2017. 204

10.37. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada seca de 2017. 204

10.38. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2018. 205

10.39. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2018. 205

..... 205

10.40. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada húmeda de 2018. 205

..... 205

10.41. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2018. 206

10.42. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada seca de 2018. 206

10.43. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada seca de 2018. 207

10.44. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2020. 207

10.45. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2020. 207

10.46. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E16–E18 durante la temporada húmeda de 2020. 208

10.47. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E19–E21 durante la temporada húmeda de 2020. 208

10.48. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2021. 208

10.49. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E7 y E9 durante la temporada seca de 2021.....209

10.50. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E16–E18 durante la temporada seca de 2021. 209

10.51. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E19–E21 durante la temporada seca de 2021. 209

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Mapa de ubicación de los sitios de muestreo en 5 perfiles del Lago Titicaca-Perú. Leyenda: Perfil I: Chimu-Parina, Perfil II:Capachica-Moho, Perfil III: Puerto Acosta-Villa Socca, Perfil IV: July., Perfil V: Yunguyo. Color amarillo: sitios de muestreo de IMARPE; color verde: sitios de muestreo de proyectos FONDECYT: color azul: sitios de muestreo en común. 32

Figura 2 A. Registro de datos fisicoquímicos B. Colecta de muestras de agua con botella Niskin. C. Filtración de muestras de agua para análisis molecular. 36

Figura 3 Análisis cuantitativo de fitoplancton aplicando la metodología de Utermöhl usando un microscopio invertido. 38

Figura 4 Etapas de la Extracción de DNA usando el kit MN NucleoMag DNA/RNA Water kit for water. 39

Figura 5. Microfotografías de las microalgas más frecuentes identificadas con la técnica de microscopia óptica en el Lago Titicaca. A. Fragilaria crotonensis, B. Oocystis borgei, C. Mougeotia sp. D. Pseudopediastrum boryanum, E. Anabaena sphaerica y F. Ceratium hirundinella. 52

Figura 6. Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2016. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores. 54

Figura 7 Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2017. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores. 55

Figura 8 Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2018. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores. 57

Figura 9 Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2020 y 2021. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores. 59

Figura 10. Abundancia relativa (%) del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de clase para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada Húmeda (TH) y Temporada Seca (TS) de 2021. 61

Figura 11. Abundancia relativa (%) del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de orden para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada Húmeda (TH) y Temporada Seca (TS) de 2021. 63

Figura 12. Abundancia relativa (%) del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de genero/especie para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada Húmeda (TH) y Temporada Seca (TS) de 2021. 65

Figura 13. Perfiles de calidad de las lecturas Forward 66

Figura 14. Perfiles de calidad de las lecturas Reverse 67

Figura 15. Perfiles de calidad de las lecturas Forward filtradas. 68

Figura 16. Perfiles de calidad de las lecturas Reverse Filtradas 69

Figura 17. Histograma de la “distribución de las longitudes de secuencias” y Histograma de la “distribución de las longitudes de secuencias fusionadas” 70

Figura 18. Abundancia relativa (%) de genes recuperados de RNAr 23S a nivel de clase por sitios de muestreo del Lago Titicaca, temporada húmeda (TH) y temporada seca (TS) 2021. 72
Figura 19. Abundancia relativa (%) del porcentaje de genes recuperados de RNAr 23S del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de orden para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada húmeda (TH) y temporada seca (TS) 2021. 75
Figura 20. Abundancia relativa (%) del porcentaje de genes recuperados de RNAr 23S del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de género para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada húmeda (TH) y temporada seca (TS) 2021. 77
Figura 21. Diagramas de Venn que indican el número de órdenes y géneros que resultaron de la microscopía (circulo verde) y metabarcoding (circulo azul). El área de intersección indica el número de órdenes o géneros comunes obtenidos mediante microscopía y metabarcoding. El tamaño de los círculos es proporcional al número de géneros u órdenes. 83
Figura 22. Índices de diversidad de Shannon-Wiener (H') en época húmeda por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores mayores que 3 bits.ind-1 indican agua limpia; 1-3 indican contaminación moderada y valores inferiores a 1 se caracterizan por estar fuertemente contaminadas Wilhm & Dorris (1968). 84
Figura 23. Índices de diversidad de Margalef (DMg) en época húmeda por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores DMg > 5= indican alta diversidad, 2 < DMg < 5 = mediana biodiversidad, DMg < 2= baja biodiversidad (Margalef 1955). 85
Figura 24. Índices de diversidad de Shannon-Wiener (H') en época seca por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores mayores que 3 bits.ind^{-1} indican agua limpia; 1-3 indican contaminación moderada y valores inferiores a 1 se caracterizan por estar fuertemente contaminadas Wilhm & Dorris (1968)..... 86
Figura 25. Índices de diversidad de Margalef (DMg) en época seca por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores DMg > 5= indican alta diversidad, 2 < DMg < 5 = mediana biodiversidad, DMg < 2= baja biodiversidad (Margalef 1955)..... 87
Figura 26. Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General en el Lago Titicaca-Año 2016..... 89
Figura 27. Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en el Lago Titicaca-Año 2017..... 90
Figura 28. Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en el lago Titicaca- Año 2018. 91

Figura 29. Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en el Lago Titicaca-Año 2020-2021. 92

Figura 30. Variabilidad temporal de los valores de los parámetros fisicoquímicos (TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno CE: conductividad eléctrica) para los 21 sitios de muestreo a lo largo del Lago Titicaca. Años 2016, 2017, 2018, 2020 y 2021 de la temporada húmeda. En el eje x = sitios de muestreo. (temporada húmeda: noviembre, diciembre-abril). 100

Figura 31. Variabilidad temporal de los parámetros fisicoquímicos (CE: conductividad eléctrica; TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno) para los 21 sitios de muestreo a lo largo del Lago Titicaca. Años 2016, 2017, 2018, 2020 y 2021 de la temporada seca. En el eje x = sitios de muestreo. (Temporada seca: mayo a noviembre)..... 101

Figura 32. Variabilidad temporal de la concentración de nutrientes (PO_4^{3-}: fosfato, NO_2^-: nitrito). Años 2016, 2017, 2018. 102

Figura 33 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2016. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 105

Figura 34 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p ≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2017. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 106

Figura 35 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2018. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 107

Figura 36 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2020. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 108

Figura 37 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda del 2021. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 109
Figura 38 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2016. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 110
Figura 39 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2017. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 111
Figura 40 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2018. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 112
Figura 41. Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2021. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1) Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa. 113
Figura 42. Análisis de Componentes Principales para las variables fisicoquímicas durante la temporada húmeda en los perfiles del Lago Titicaca. CE: conductividad eléctrica; TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno. 114
Figura 43. Análisis de Componentes Principales para las variables fisicoquímicas durante la temporada seca en los perfiles del Lago Titicaca. CE: conductividad eléctrica; TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno. 115
Figura 44. Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) mediante dbRDA (2016). Las muestras estan diferenciadas

por mes: marzo (triángulos azules), junio (triángulos rojos), septiembre (cuadrados verdes) y diciembre (rombos magenta). 116
Figura 45. Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) mediante dbRDA (2017). Las muestras están diferenciadas por mes: marzo (triángulos azules), junio (triángulos rojos), septiembre (cuadrados verdes) y diciembre (rombos magenta). 117
Figura 46. Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) y nutrientes ($NO2^-$ y PO_4^{3-}) mediante dbRDA (2018). Las muestras están diferenciadas por mes: marzo (triángulos azules), junio (triángulos rojos), septiembre (cuadrados verdes) y diciembre (rombos magenta). 119
Figura 47. Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) mediante dbRDA (2020 y 2021). Las muestras están agrupadas por mes: noviembre (triángulos azules), abril (triángulos rojos) y septiembre (cuadrados verdes). 120

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Ubicación geográfica y caracterización ambiental de los sitios de muestreo por perfiles del Lago Titicaca..... 333
Tabla 2. Tipo de identificacion de fitoplancton por perfiles y por años de muestreo (morfològico, mol: molecular). 355
Tabla 3. Primer Forward y Reverse del gen 23S rRNA..... 7840
Tabla 4. Interpretación del rango de valores del Índice de Shannon-Wiener. 45
Tabla 5. Interpretación del rango de valores del Índice de Margalef. 45
Tabla 6. Rango de valores del Índice Diatómico General (IDG)..... 46
Tabla 7. Índices de Nygaard para el fitoplancton. 47
Tabla 8. Parámetros evaluados del Lago Titicaca por perfiles y por años de muestreo..... 49
Tabla 9. Cantidad de lecturas y secuencias únicas por cada sitio de muestreo..... 70
Tabla 10. Estimaciones de la prueba de chi-cuadrado que comparan las proporciones de filos de microalgas y cianobacterias detectados mediante técnicas moleculares (mol) y microscopía (mic) durante la temporada húmeda (TH) y la temporada seca (TS) de 2021. Se realizaron análisis para cada uno de los cuatro perfiles de estudio, Perfil I (Chimu-Parina): Bahía Mayor de Puno, Perfil II (Capachica-Moho): Lago Mayor Norte, Perfil IV (Juli): Lago Mayor Sur, Perfil V (Yunguyo): Lago Menor 78

Tabla 11. Porcentaje de concordancia taxonómica a nivel de CLASE y ORDEN e Índice de Jaccard-TH 2021 80
Tabla 12. Porcentaje de concordancia taxonómica a nivel de CLASE y ORDEN e Índice de Jaccard-TS 2021 81
Tabla 13. Índice Diatómico General (IDG) por sitios de muestreo del Lago Titicaca en la época húmeda y seca de los años 2016 a 2018, 2020 y 2021 (1< IDG<2 = Contaminación muy fuerte; 2< IDG<3 =Desaparición de especies sensibles. Contaminación fuerte. 3< IDG<3.5 = Contaminación media, 3.5< IDG<4.0 = Contaminación moderada,4.0< IDG<4.5 = Calidad normal. Contaminación débil, 4.5< IDG = Calidad biológica optima)..... 88
Tabla 14. Índice de Nygaard en la época húmeda y seca de los años 2016 a 2018, 2020 y 2021 en el Lago Titicaca..... 93
Tabla 15. Significado del Índice de Nygaard en la época húmeda y seca de los años 2016 a 2018, 2020 y 2021 en el Lago Titicaca. Índice compuesto: entre 1 y 2.5 es mesotrófico y si supera los 2.5 es eutrófico. (> nutri. =altos nutrientes, meso. = mesotrófico, eutro. =eutrófico) 93
Tabla 16. Medidas de tendencia central y dispersión (Media: $\bar{X}$; Mediana: Md; desviación estándar: SD; Rango:R) de los parámetros fisicoquímicos (TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno CE: conductividad eléctrica) durante la época húmeda para los sitios de muestreo E01 a E21..... 94
Tabla 17. Medidas de tendencia central y dispersión (Media: $\bar{X}$; Mediana: Md; desviación estándar: SD; Rango:R) de los parámetros fisicoquímicos (TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno CE: conductividad eléctrica) durante la época seca para los sitios de muestreo E01 a E15 (promedios) y E16 a E21..... 96
Tabla 18. Nutrientes del Lago Titicaca. 2016-2018. (Color rojo: valores que superan los ECA).. 98
Tabla 19. Resumen de la prueba de normalidad (Shapiro-Wilk) para los datos de fitoplancton (sitios y mes de muestreo) para los años 2016-2018, 2020 y 2021..... 1023
Tabla 20. Resumen de la prueba de normalidad (Test Levene) para los datos de fitoplancton (sitios y meses de muestreo) para los años 2016-2018, 2020 y 2021..... 1023

Resumen

El lago Titicaca es un ecosistema acuático de alta relevancia socioeconómica y ecológica que ha experimentado un deterioro progresivo de su calidad ambiental debido a presiones antrópicas. En este contexto, el fitoplancton actúa como un bioindicador sensible, capaz de reflejar variaciones espaciales y temporales en el estado trófico del sistema. El objetivo del estudio fue evaluar la calidad del agua del lago Titicaca mediante índices bióticos basados en fitoplancton, así como caracterizar la diversidad fitoplanctónica utilizando enfoques morfológicos y moleculares (metabarcoding de eDNA). Se establecieron 21 sitios de muestreo distribuidos en cinco perfiles, con monitoreo en épocas seca y húmeda, registrándose parámetros fisicoquímicos y nutrientes. La caracterización del fitoplancton se realizó mediante microscopía óptica invertida, que permite la identificación taxonómica directa y cuantificación de la abundancia, y secuenciación masiva del gen 23S rRNA (metabarcoding de eDNA), que facilita la detección de una mayor diversidad taxonómica, incluyendo organismos no observables mediante métodos tradicionales. Se identificaron mediante microscopia 132 taxa distribuidos en seis divisiones algales. Se detectaron 26 géneros con la técnica de metabarcoding. El índice de Shannon-Wiener osciló entre 1.49 y 3.06 bits·ind^{-1}, el índice de diversidad de Margalef entre 1.3 y 4.6, y el índice de Nygaard indicó condiciones mesotróficas a eutróficas. La diversidad fitoplanctónica evidenció heterogeneidad espacial y temporal asociada al gradiente de impacto antrópico y a la variabilidad hidrológica. Las zonas litorales, especialmente la Bahía de Puno, presentaron mayores abundancias y dominancia de clorofitas oportunistas, mientras que los sectores profundos mostraron mayor diversidad con predominio de diatomeas y carofitas. Los índices bióticos señalaron contaminación moderada y disponibilidad intermedia a alta de nutrientes, evidenciando condiciones mesotróficas a eutróficas. La conductividad eléctrica y el fósforo total fueron elevados en zonas costeras, reflejando presiones persistentes. Correlaciones de Spearman y análisis multivariados indicaron que variables como conductividad, pH, temperatura, oxígeno disuelto y nutrientes se asocian con la variabilidad de la diversidad fitoplanctónica. La comparación metodológica demostró que la microscopía y el eDNA son enfoques complementarios, siendo su integración una estrategia robusta para el monitoreo ecológico del lago.

Palabras clave: fitoplancton, metabarcoding, bioindicadores, calidad ambiental, Lago Titicaca.

Summary

Lake Titicaca is an aquatic ecosystem of high socioeconomic and ecological importance that has undergone a progressive deterioration in environmental quality due to anthropogenic pressures. In this context, phytoplankton serves as a sensitive bioindicator capable of reflecting spatial and temporal variations in the trophic status of the system. The aim of this study was to assess the water quality of Lake Titicaca using phytoplankton-based biotic indices and to characterize phytoplankton diversity through both morphological and molecular approaches (eDNA metabarcoding). A total of 21 sampling sites were established across five transects and monitored during the dry and wet seasons, while physicochemical parameters and nutrient concentrations were recorded. Phytoplankton characterization was conducted using inverted light microscopy, which enables direct taxonomic identification and abundance quantification, and high-throughput sequencing of the 23S rRNA gene (eDNA metabarcoding), which facilitates the detection of greater taxonomic diversity, including organisms not observable through traditional methods. Microscopy identified 132 taxa distributed among six algal divisions, whereas metabarcoding detected 26 genera. The Shannon–Wiener diversity index ranged from 1.49 to 3.06 bits·ind^{-1}, the Margalef diversity index from 1.3 to 4.6, and the Nygaard index indicated mesotrophic to eutrophic conditions. Phytoplankton diversity exhibited spatial and temporal heterogeneity associated with gradients of anthropogenic impact and hydrological variability. Littoral zones, particularly Puno Bay, showed higher abundances and dominance of opportunistic chlorophytes, whereas deeper sectors displayed greater diversity with a predominance of diatoms and charophytes. Biotic indices indicated moderate pollution and intermediate to high nutrient availability, reflecting mesotrophic to eutrophic conditions. Electrical conductivity and total phosphorus concentrations were elevated in coastal areas, indicating persistent environmental pressures. Spearman correlations and multivariate analyses revealed that variables such as conductivity, pH, temperature, dissolved oxygen, and nutrient concentrations were associated with variations in phytoplankton diversity. Methodological comparison demonstrated that microscopy and eDNA metabarcoding are complementary approaches, and their integration constitutes a robust strategy for the ecological monitoring of Lake Titicaca.

Keywords: phytoplankton, metabarcoding, bioindicators, environmental quality, Lake Titicaca

1. INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas acuáticos dulceacuícolas, particularmente los lagos de alta montaña constituyen reservorios estratégicos de agua dulce y centros de biodiversidad únicos que enfrentan crecientes presiones antropogénicas a nivel global. Estos sistemas lacustres son especialmente vulnerables debido a su ubicación geográfica, condiciones climáticas extremas y, frecuentemente, su carácter endorreico, lo que intensifica los efectos de la contaminación y limita su capacidad de autodepuración (Catalan *et al*., 2006).

El lago Titicaca, ubicado en el altiplano andino entre Perú y Bolivia, representa el cuerpo de agua dulce navegable más alto del mundo (3,812 m s.n.m.) y el más extenso de América del Sur, con una superficie de 8,562 km² (Dejoux & Iltis, 1991) y con una disponibilidad hídrica de 9,877 hm³ de aguas superficiales.Este ecosistema milenario alberga una extraordinaria diversidad biológica, incluyendo numerosas especies endémicas de peces, aves e invertebrados acuáticos, muchas de las cuales se encuentran en estado vulnerable de conservación (Northcote, 1981). En reconocimiento a su valor ecológico excepcional, el lago fue designado en 1997 como Humedal de Importancia Internacional bajo la Convención de Ramsar (Secretaría de la Convención de Ramsar, 2006).

En las últimas décadas, el lago Titicaca ha experimentado un deterioro progresivo de su calidad ambiental debido al incremento de actividades antropogénicas en su cuenca. Los principales factores de degradación incluyen: (i) descargas de aguas residuales urbanas sin tratamiento adecuado, (ii) escorrentía agrícola con altas concentraciones de nutrientes, (iii) contaminación minera proveniente de tributarios como los ríos Ramis, Suches y Coata, y (iv) introducción de especies invasoras (Lazzaro *et al*., 2016). Como consecuencia, se han intensificado procesos de eutrofización cultural en zonas litorales, particularmente en bahías semicerradas como la Bahía Interior de Puno, donde se han registrado concentraciones de coliformes totales y termotolerantes (Beltrán Farfán et al., 2015) que superan ampliamente los Estándares de Calidad Ambiental (ECA) establecidos por el Ministerio del Ambiente del Perú (D.S. N° 004-2017-MINAM). Asimismo, se ha documentado la presencia de especies fitoplanctónicas potencialmente tóxicas como *Limnoraphis robusta* y dinoflagelados invasores como *Ceratium hirundinella* (Montoya *et al*., 2014; Komárková *et al*., 2015).

Este escenario evidencia una problemática ambiental compleja: el deterioro de la calidad del agua no solo compromete los servicios ecosistémicos del lago, sino que también

podría estar modificando la estructura y funcionamiento de sus comunidades biológicas. Sin embargo, aún no se comprende con suficiente precisión cómo las variaciones en los parámetros fisicoquímicos del agua se relacionan con la diversidad y composición específica de las comunidades fitoplanctónicas en el lago Titicaca. Si bien los monitoreos tradicionales aportan información relevante, la integración entre calidad del agua y estructura comunitaria fitoplanctónica continúa siendo un vacío de conocimiento en este ecosistema de alta montaña.

La evaluación de la calidad del agua mediante parámetros fisicoquímicos proporciona una visión puntual del estado del ecosistema. En contraste, los organismos bioindicadores permiten integrar los efectos acumulativos de múltiples factores ambientales a lo largo del tiempo, ofreciendo una evaluación más holística y ecológicamente relevante (Barbour *et al*., 1999). En este contexto, las comunidades fitoplanctónicas, conformadas por microalgas eucariotas y cianobacterias procariotas, han demostrado ser particularmente efectivas como bioindicadores debido a su alta sensibilidad a cambios ambientales, sus ciclos de vida cortos, su posición basal en las redes tróficas acuáticas y las relaciones bien documentadas entre especies específicas y condiciones ambientales (Reynolds, 2006; Bellinger & Sigee, 2010). Además, constituyen la base de las redes tróficas lacustres y representan una fuente alimenticia fundamental para el zooplancton (Mariano-Astocondor, 2001).

La composición, abundancia y dinámica de estas comunidades se correlacionan estrechamente con variables ambientales, lo que permite evaluar alteraciones ecológicas y monitorear la salud del ecosistema acuático (Paul *et al*., 2016; Lemley *et al*., 2016; Hemraj *et al*., 2017). Tradicionalmente, la identificación y cuantificación del fitoplancton se ha basado en técnicas de microscopía óptica y criterios morfológicos taxonómicos. Sin embargo, este enfoque presenta limitaciones significativas, especialmente para la identificación de especies crípticas, formas vegetativas de difícil determinación taxonómica y microalgas nanoplanctónicas (Baylón & Ramírez, 2025). En este sentido, surge una segunda problemática vinculada a la capacidad metodológica de caracterizar adecuadamente la biodiversidad fitoplanctónica del lago.

El estudio de las microalgas puede abordarse mediante dos enfoques complementarios: la caracterización morfológica y la caracterización molecular. El enfoque morfológico se basa en la observación microscópica de estructuras celulares específicas, utilizando técnicas taxonómicas tradicionales. En cambio, la caracterización molecular, a través del método de metabarcoding de ADN ambiental (eDNA), permite identificar las

especies presentes en muestras ambientales mediante el análisis de secuencias de genes marcadores (códigos de barras genéticos), lo que mejora la resolución taxonómica y permite detectar especies cripticas o de difícil identificación morfológica (Abad *et al*., 2016). El desarrollo de técnicas moleculares, particularmente el metabarcoding de eDNA basado en secuenciación de alto rendimiento (HTS), ha revolucionado el estudio de la diversidad microbiana acuática. Esta aproximación permite la detección e identificación de especies mediante el análisis de secuencias de genes marcadores (principalmente ARNr 18S para eucariotas y ARNr 16S para procariotas), incrementando significativamente la resolución taxonómica y la detección de diversidad críptica (Zimmermann *et al*., 2015; Thomsen & Willerslev, 2015).

En este contexto, el presente estudio se orienta por las siguientes preguntas de investigación: ¿Existen diferencias significativas en la composición y diversidad del fitoplancton del lago Titicaca entre épocas hidrológicas y entre zonas con distinto grado de impacto antropogénico, y cuáles son los factores ambientales que explican dichas variaciones? y ¿El metabarcoding de eDNA permite detectar taxones fitoplanctónicos no registrados mediante microscopía, ampliando así el conocimiento de la diversidad taxonómica del fitoplancton en el lago Titicaca?

La conversión de los datos de diversidad y abundancia de especies en indicadores cuantitativos de calidad ambiental requiere la aplicación de índices biológicos específicos. Entre los más utilizados se encuentran los índices de Shannon-Wiener (Shannon & Weaver, 1949), Simpson (Simpson, 1949) y Margalef (Margalef, 1951), que permiten estimar la riqueza y equitatividad de las comunidades. Asimismo, el Índice Diatómico Genérico (IDG) ha sido desarrollado para evaluar el estado trófico de los cuerpos de agua a partir de la composición de diatomeas (Rumeau & Coste, 1988). Estos enfoques de biomonitoreo facilitan la cuantificación de la respuesta de las comunidades biológicas frente a gradientes ambientales y constituyen herramientas fundamentales para evaluar el estado ecológico de los ecosistemas acuáticos.

En este contexto, el principal desafío radica en monitorear la salud ambiental del lago Titicaca, región Puno, Perú. Por ello, la presente investigación tiene como objetivo evaluar la calidad del agua del lago Titicaca (sector peruano) mediante índices bióticos basados en

fitoplancton, así como caracterizar la diversidad fitoplanctónica utilizando enfoques morfológicos y moleculares (metabarcoding de eDNA)

2. ANTECEDENTES

El lago Titicaca constituye un ecosistema complejo de gran importancia estratégica para la conservación, ya que alberga la mayor concentración de ecosistemas, especies y recursos genéticos del altiplano. En reconocimiento a su valor ecológico, fue designado en 1997 como Humedal de Importancia Internacional (sitio Ramsar).

2.1 Problemática ambiental del lago Titicaca

En los últimos años, se han registrado procesos de eutrofización en distintas zonas del lago, acompañados de desequilibrios ecológicos como la pérdida de especies nativas, alteraciones en las características químicas del agua y la aparición de especies invasoras (Pierre *et al*., 2016). En este contexto, Iquise (2017) analizó la calidad del agua en el lago Titicaca, encontrando diferencias marcadas entre la Bahía Exterior (Chimu) y la Bahía Interior de Puno. Esta última presentó signos de eutrofización, baja calidad del agua según parámetros fisicoquímicos, escasa riqueza de especies y dominancia de ciertos grupos de zooplancton. Asimismo, se ha reportado la presencia de especies de fitoplancton previamente no registradas en el lago, algunas consideradas tóxicas o potencialmente formadoras de floraciones algales nocivas, como *Limnoraphis robusta* (Montoya *et al*., 2014), e incluso la presencia del dinoflagelado invasor *Ceratium hirundinella* (Komárková *et al*., 2015; Mendoza *et al*., 2022).

2.2 Diversidad de fitoplancton en ecosistemas peruanos

Estudios sobre la riqueza específica del fitoplancton en el sector Puno de la Reserva Nacional del Titicaca registraron la presencia de los phyla Bacillariophyta, Charophyta, Chlorophyta, Cyanobacteria, Euglenophyta, Ochrophyta y Miozoa, abarcando 12 clases, 29 órdenes, 38 familias, 55 géneros y 88 especies. Entre ellas, *Paradoxia* sp. y *Plagiotropis lepidoptera* fueron reportadas por primera vez a nivel nacional (Romero, 2018).

En otros ecosistemas acuáticos peruanos, Molina *et al*., (2018) evaluaron la diversidad de microalgas en tres sectores del río Ocoña (Arequipa), encontrando que la diversidad estuvo representada por cuatro divisiones: Bacillariophyta, Chlorophyta, Cyanophyta y Charophyta,

con un total de 44 géneros y 64 especies. López *et al*. (2017) describieron cuatro especies de dinoflagelados de la familia Peridinaceae: *Peridiniopsis elpatiewskyi* y *P. cunningtonii* para la represa Poechos en el norte de Perú, y *Peridinium gatunense* y *Parvodinium umbonatum* para la represa Tahuín en el suroeste de Ecuador.

Nuevos registros para la flora peruana incluyen a *Peridiniopsis borgei* reportada por primera vez en la laguna Encantada (Ascencio *et al*., 2020) y la cianobacteria bentónica *Lemmermanniella uliginosa* en el humedal de Caucato-Ica (Mendoza, 2022).

2.3 Enfoque molecular del eDNA en el monitoreo de ecosistemas acuáticos

La ciencia emergente del eDNA constituye un enfoque molecular innovador que se basa en la recolección y análisis del material genético liberado por los organismos en sus hábitats naturales. Este método ha ganado amplia aceptación entre los investigadores por su facilidad de aplicación, confiabilidad en la evaluación filogenética y costo relativamente bajo para el análisis de las comunidades biológicas que sustentan los ecosistemas (Yang *et al*., 2018).

El eDNA comprende dos aproximaciones principales: el código de barras de DNA ambiental (environmental DNA barcoding) y el metabarcoding de DNA ambiental (environmental DNA metabarcoding), que permiten, respectivamente, la detección de especies específicas y la identificación simultánea de múltiples taxones presentes en una muestra (Valentini *et al*., 2016).

2.4 Enfoques moleculares en el estudio de fitoplancton

Las limitaciones inherentes a las técnicas tradicionales de microscopía han dificultado significativamente la evaluación de la biodiversidad en la mayoría de los grupos de microalgas (Hugerth & Andersson, 2017). En este contexto, las herramientas moleculares se han consolidado como una alternativa robusta para el posicionamiento taxonómico de cepas microalgales (Corrales *et al*., 2017). Salmaso (2020) investigó la biodiversidad del

microplancton eucariota en el lago Garda (Italia), revelando una comunidad altamente diversa e identificando numerosos taxones no detectados previamente mediante microscopía óptica.

Las cianobacterias constituyen un grupo diverso de procariotas fotoautótrofos que realizan fotosíntesis oxigénica, similar a la de las algas eucariotas y las plantas (Singh *et al*., 2017). Habitan una amplia variedad de entornos y exhiben notable variabilidad morfológica, presentándose como formas unicelulares, filamentosas o coloniales. Tradicionalmente, su identificación taxonómica se ha basado en características morfológicas; sin embargo, este enfoque puede ser impreciso debido a su alta plasticidad fenotípica (Lee *et al*., 2014).

Diversos estudios han aplicado enfoques moleculares al análisis de cianobacterias. Brabakos *et al*. (2016) investigaron cepas de manantiales termales en Grecia mediante análisis de secuencias del gen ARNr 16S, identificando representantes de los géneros *Synechococcus sp.* y *Phormidium* sp. Similarmente, Pham *et al*. (2017) aislaron 13 cepas de *Nostoc* sp. provenientes de arrozales en Vietnam. Los resultados revelaron una alta diversidad entre las cepas aisladas, que correspondían a siete morfotipos y cinco genotipos distintos, con valores de similitud entre 94.97% y 99.78% en las secuencias del gen 16S rRNA en comparación con las registradas en GenBank. Además, se observó una buena concordancia entre la caracterización molecular basada en el gen 16S rRNA y las características morfológicas de las cianobacterias.

Shiels *et al*. (2019) identificaron 25 cianobacterias marinas basándose en caracterización morfológica y molecular. Mediante secuenciación del gen ARNr 16S lograron diferenciar "Oscillatoria sp." morfológicamente indistinguibles, reclasificándolas como *Kamptonema okenii* y *Tychonema decoloratum*.

Tapolczai *et al*. (2019) desarrollaron cuatro índices de evaluación combinando metabarcoding de DNA con HTS: basado en morfoespecies, unidades taxonómicas operativas (OTU), unidades sintéticas de identificación (ISU), y variantes exactas de secuencia (ASV) usando el algoritmo DADA2. Estos enfoques demuestran el potencial de las herramientas moleculares para el monitoreo de ecosistemas acuáticos dulceacuícolas. El gen 23S del ARN ribosomal (rRNA) ha sido empleado como un marcador plastídico universal para identificar múltiples linajes de algas, tanto procariontes como eucariontes (Sherwood & Presting, 2007).

2.5. Uso de diatomeas como bioindicadores

La División Bacillariophyta son ampliamente reconocidas como componentes clave en la evaluación de la calidad biológica de los ecosistemas dulceacuícolas (Calizaya *et al*., 2013). Su sensibilidad a los cambios físicos, químicos y biológicos del entorno las convierte en herramientas eficaces para el monitoreo ambiental. Además, su amplia distribución, fácil recolección y preservación facilitan su uso en estudios taxonómicos (Sulca *et al*., 2019).

Entre sus aplicaciones más comunes destaca su utilización como bioindicadores de productividad, eutrofización, acidificación y contaminación por metales pesados. En el contexto peruano, diversos investigadores como Yucra (2005), Calizaya *et al*. (2013) y Baylón *et al.* (2018) han evaluado distintos índices biológicos basados en la flora diatomológica.

Sulca *et al*. (2019) emplearon diatomeas para la caracterización trófica y calidad del agua de los bofedales de la provincia de Candarave, región Tacna. Sus resultados demostraron que el Índice Diatómico Genérico (IDG) permitió caracterizar diferentes condiciones tróficas: polución moderada (eutrofización), polución media (eutrofización acentuada), calidad normal, polución fuerte y condición óptima del agua.

León *et al*. (2018) evaluaron el uso de diatomeas como bioindicadores de la calidad del agua en el río Tingo (Cajamarca). Las diatomeas dominaron el fitoplancton con 83% de abundancia, seguidas por cianobacterias (9%) y clorofitas (6%). Según el IDG, la calidad del agua fue clasificada como pésima en dos estaciones y mala en una tercera. Además, se detectaron formas teratológicas en *Ulnaria*, *Fragilaria* spp. y *Synedra goulardii*, asociadas a estrés ambiental por contaminación orgánica y presencia de metales pesados.

2.6 Caracterización de cianobacterias

Las cianobacterias constituyen uno de los principales grupos bioindicadores utilizados en la evaluación de la calidad del agua en ecosistemas acuáticos continentales, debido a su rápida respuesta frente al enriquecimiento de nutrientes y a cambios en las condiciones fisicoquímicas del medio. Su proliferación suele asociarse a procesos de eutrofización, especialmente en sistemas sometidos a presión antropogénica, donde el incremento de nitrógeno y fósforo favorece la formación de floraciones algales (blooms) capaces de alterar la estructura y funcionamiento de los ecosistemas acuáticos. Además, algunas especies

producen cianotoxinas que representan un riesgo para la biodiversidad, los organismos acuáticos y la salud humana (Whitton & Potts, 2000).

En el lago Titicaca, diversos estudios han reportado un incremento de procesos de eutrofización y la proliferación de cianobacterias en sectores con mayor influencia antrópica, particularmente en la Bahía de Puno. Turpo-Aroquipa (2020) identificó especies potencialmente toxigénicas como *Microcystis aeruginosa*, *Anabaena* spp. y *Oscillatoria* spp., encontrando asociaciones significativas entre su abundancia y elevadas concentraciones de fosfatos y temperatura del agua. Asimismo, se ha documentado la presencia de *Limnoraphis robusta*, una cianobacteria formadora de blooms previamente registrada en ambientes tropicales oligotróficos. *Limnoraphis robusta* fue reportada en el Lago Mayor del Titicaca por Jitka Komárková et al. (2015), quienes destacaron su capacidad de adaptación y potencial expansión bajo determinadas condiciones ambientales. Además, otros estudios han señalado la presencia de especies potencialmente invasoras y formadoras de floraciones algales en diferentes sectores del lago, evidenciando un progresivo deterioro de la calidad ambiental asociado al enriquecimiento de nutrientes y al impacto de actividades antropogénicas

2.7 Aplicaciones de bioindicadores en evaluación de calidad del agua

Las comunidades fitoplanctónicas han sido ampliamente utilizadas como bioindicadores de la calidad del agua debido a su rápida respuesta frente a cambios ambientales, variaciones en la disponibilidad de nutrientes y procesos de contaminación o eutrofización en ecosistemas acuáticos. Ali y Shehawi (2017) caracterizaron comunidades fitoplanctónicas del río Nilo en Egipto, identificando 214 taxones algales y observando disminución significativa de diversidad asociada a contaminación elevada (índice de diversidad = 1.06). Por otro lado, Hemraj *et al*. (2017) utilizaron especies planctónicas como indicadores en la laguna costera El Coorong (Australia), donde *Acartia* cf. *fancetti* representaba condiciones hipersalinas saludables, mientras que *Cyclophora* sp. y *Scrippsiella* sp. fueron indicadores de salinidad extrema.

En el contexto nacional, Cavero y Manrique (2019) evaluaron seis lagunas de Huánuco, identificando composición fitoplanctónica dominada por Bacillariophyta, Chlorophyta, Charophyta, Chrysophyta, Cyanophyta, Dinophyta y Euglenophyta. Los índices de Margalef y

Shannon-Wiener reflejaron diversidad de baja a moderada, mientras que el IDG mostró variación desde fuerte contaminación hasta calidad óptima.

Silva *et al*. (2018) emplearon indicadores biológicos en represas del río Quimbo (Colombia), encontrando gran diversidad y bajos valores de dominancia de microalgas en etapas iniciales, con tendencia clara hacia eutrofización. Yusuf (2020) monitoreó fitoplancton como bioindicador en el embalse de Nasarawa (Nigeria), identificando especies indicadoras de contaminación orgánica mediante el índice de Palmer y estableciendo relaciones positivas entre Bacillariophyta, Chlorophyta, Cyanophyta y variables como oxígeno disuelto, pH y transparencia.

2.8 Síntesis final

El lago Titicaca enfrenta actualmente una creciente problemática ambiental derivada de procesos de eutrofización y contaminación asociados a la actividad antropogénica, que han alterado su equilibrio ecológico y favorecido la proliferación de especies invasoras y potencialmente tóxicas.

Estas transformaciones ponen en riesgo la biodiversidad nativa y la funcionalidad ecológica del sistema lacustre (Pierre *et al*., 2016; Komárková *et al*., 2015; Mendoza *et al*., 2022). A pesar de los avances en la descripción taxonómica del fitoplancton en el lago y en otros ecosistemas acuáticos peruanos (Romero, 2018; Molina *et al*., 2018; Ascencio *et al*., 2022), la información disponible sigue siendo fragmentaria y, en muchos casos, dependiente de la identificación morfológica tradicional, la cual presenta limitaciones para discriminar especies crípticas o con alta plasticidad fenotípica, especialmente en grupos como las cianobacterias (Lee *et al*., 2014).

En este contexto, las diatomeas han demostrado ser herramientas bioindicadoras eficaces para evaluar la calidad biológica del agua (Sulca *et al*., 2019; León *et al*., 2018). Sin embargo, su aplicación aún se basa principalmente en metodologías convencionales y requiere complementarse con enfoques moleculares que permitan una evaluación más precisa y completa de la biodiversidad microalgal. Los avances recientes en metabarcoding han evidenciado su potencial para detectar taxones difíciles de identificar mediante microscopía y mejorar la resolución ecológica de los análisis (Tapolczai *et al*., 2019; Salmaso, 2020). A nivel internacional y nacional, los estudios de comunidades fitoplanctónicas como bioindicadores de la calidad del agua han mostrado relaciones consistentes entre la composición taxonómica y los gradientes de contaminación o eutrofización (Ali & Shehawi, 2017; Cavero & Manrique,

2019; Yusuf, 2020). Sin embargo, en el caso del lago Titicaca, aún no se dispone de una caracterización integrada que combine la aproximación morfológica con la molecular para evaluar la diversidad de las comunidades microalgales.

3. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS

3.1 Hipótesis

H1: La composición y diversidad del fitoplancton en el lago Titicaca varían significativamente entre la época seca y la época húmeda, así como entre zonas con diferente grado de impacto antropogénico, siendo los parámetros fisicoquímicos y nutrientes los principales factores explicativos de la estructura comunitaria.

H2: El metabarcoding de eDNA detecta taxa fitoplanctónicos no registrados por microscopía en el lago Titicaca, particularmente en grupos de difícil identificación morfológica (picofitoplancton, nanofitoplancton, picocianobacterias), lo que amplía el inventario taxonómico disponible para la diversidad del fitoplancton.

3.2. Objetivos

3.2.1 Objetivo General:

Evaluar la calidad del agua del lago Titicaca (sector peruano) mediante índices bióticos basados en fitoplancton, así como caracterizar la diversidad fitoplanctónica utilizando enfoques morfológicos y moleculares (metabarcoding de eDNA).

3.2.2. Objetivos específicos:

1. Caracterizar la diversidad taxonómica y la abundancia relativa del fitoplancton en zonas con diferente grado de impacto antropogénico, comparando la efectividad de los métodos morfológicos y moleculares para su evaluación.

2. Evaluar la calidad del agua del lago Titicaca mediante índices de diversidad, dominancia y calidad biológica del fitoplancton obtenidos a partir de la riqueza, composición y abundancia de los taxones fitoplanctónicos identificados.

3. Analizar, mediante la caracterización morfológica del fitoplancton, las relaciones entre los parámetros fisicoquímicos del agua y la estructura de las comunidades fitoplanctónicas, identificando mediante análisis multivariados los principales factores ambientales que regulan su variación espacial, entre época seca y época húmeda, e interanual, con el fin de evaluar su valor como bioindicador de la calidad del agua del lago Titicaca.

4. MATERIALES Y METODOS

4.1. Área de estudio

4.1.1. Ubicación geográfica

El lago Titicaca se localiza en el altiplano andino entre Perú y Bolivia, entre las coordenadas 14°05'–16°50'S y 68°10'–71°05'W, a una altitud aproximada de 3,812 m.s.n.m. El presente estudio se desarrolló en perfiles específicos del sector peruano del lago Titicaca, ubicados en el departamento de Puno. Los perfiles evaluados conectan zonas litorales y limnéticas distribuidas en diferentes sectores del Lago Mayor y Lago Menor, permitiendo representar un gradiente ambiental asociado a distintos niveles de influencia antrópica.

4.1.2. Diseño de muestreo espacial

El diseño de muestreo espacial del presente estudio se basó en los monitoreos limnológicos históricos desarrollados por el Programa de Ecosistemas Acuáticos Continentales del Instituto del Mar del Perú (IMARPE) en el lago Titicaca a través de su Laboratorio Continental de Puno. Estos monitoreos consideran criterios limnológicos, hidrodinámicos y niveles de presión antropogénica para evaluar la calidad ambiental del ecosistema lacustre. Sobre esta base metodológica, se establecieron perfiles limnológicos perpendiculares a la línea de orilla, con el objetivo de representar un gradiente ambiental relacionado con el nivel de influencia antrópica, la variabilidad fisicoquímica y la dinámica ecológica del lago.

La definición de los gradientes ambientales consideró principalmente: a) la proximidad a centros urbanos y zonas portuarias; b) la influencia de descargas domésticas y otras actividades humanas; c) antecedentes de eutrofización reportados en estudios previos y monitoreos históricos de IMARPE-Puno; y d) las diferencias limnológicas existentes entre sectores del Lago Mayor y Lago Menor.

Inicialmente, se establecieron tres perfiles limnológicos:

- Perfil I (Chimu–Parina): ubicado en la Bahía Mayor de Puno, corresponde a un sector con alta influencia antrópica debido a la cercanía a áreas urbanas y al aporte de aguas residuales. Históricamente, ha sido considerado una de las zonas con mayor presión ambiental del lago.
- Perfil II (Capachica–Moho): localizado en el Lago Mayor Norte, representa un sector con influencia antrópica intermedia y condiciones limnológicas relativamente más estables.
- Perfil III (Puerto Acosta–Villa Socca): ubicado en el Lago Mayor Centro, corresponde a una zona de transición dentro del gradiente ambiental y limnológico del lago.

Posteriormente, con la finalidad de ampliar la cobertura espacial y fortalecer la representatividad ecológica del estudio, se incorporaron dos perfiles adicionales:

- Perfil IV (Juli): localizado en el Lago Mayor Sur, considerado un sector con influencia antrópica intermedia y características limnológicas diferenciadas respecto a los perfiles del norte y centro del lago.
- Perfil V (Yunguyo): ubicado en el Lago Menor, incorporado debido a las características hidrológicas, limnológicas y ecológicos particulares de este sector del sistema Titicaca, las cuales difieren del Lago Mayor por su menor profundidad.

En conjunto, se seleccionaron 21 sitios de muestreo distribuidos entre los cinco perfiles (Figura 1 y Tabla 1). Durante el periodo 2016–2018 se evaluaron 15 sitios de muestreo; en el año 2020 se trabajó con 13 sitios; y en 2021 se mantuvieron 12 sitios activos, incorporándose en este último periodo el análisis integrado morfológico y molecular de las comunidades fitoplanctónicas.

Es importante señalar que el Perfil III no presenta información correspondiente a los años 2020 y 2021. Aunque inicialmente se había planificado realizar el muestreo en los 21 sitios establecidos, las restricciones de movilidad, permisos de colecta y acceso a determinadas zonas durante la pandemia por COVID-19 impidieron completar las campañas programadas en este sector. Asimismo, los perfiles IV y V fueron incorporados durante los muestreos de 2020 y 2021 debido a que, en estos perfiles, se logró contar con autorización de acceso y disponibilidad de embarcación para realizar las campañas de campo.

La ausencia de información correspondiente al año 2019 se debió principalmente a limitaciones logísticas y de financiamiento del programa de monitoreo. Aun así, esta discontinuidad temporal se reconoce como una limitación del estudio para evaluar de manera continua las tendencias interanuales. De acuerdo con los reportes climáticos del Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú (SENAMHI), el año 2019 fue considerado un año climático normal para el altiplano peruano, sin eventos El Niño o La Niña de intensidad significativa. En ese sentido, y considerando que las condiciones climáticas fueron similares a las registradas durante el año 2016, también clasificado como un año normal, es posible sugerir que las comunidades fitoplanctónicas habrían mostrado un comportamiento semejante al observado en dicho periodo. Sin embargo, esta interpretación debe tomarse únicamente como una referencia, debido a la ausencia de datos biológicos directos para el año 2019.

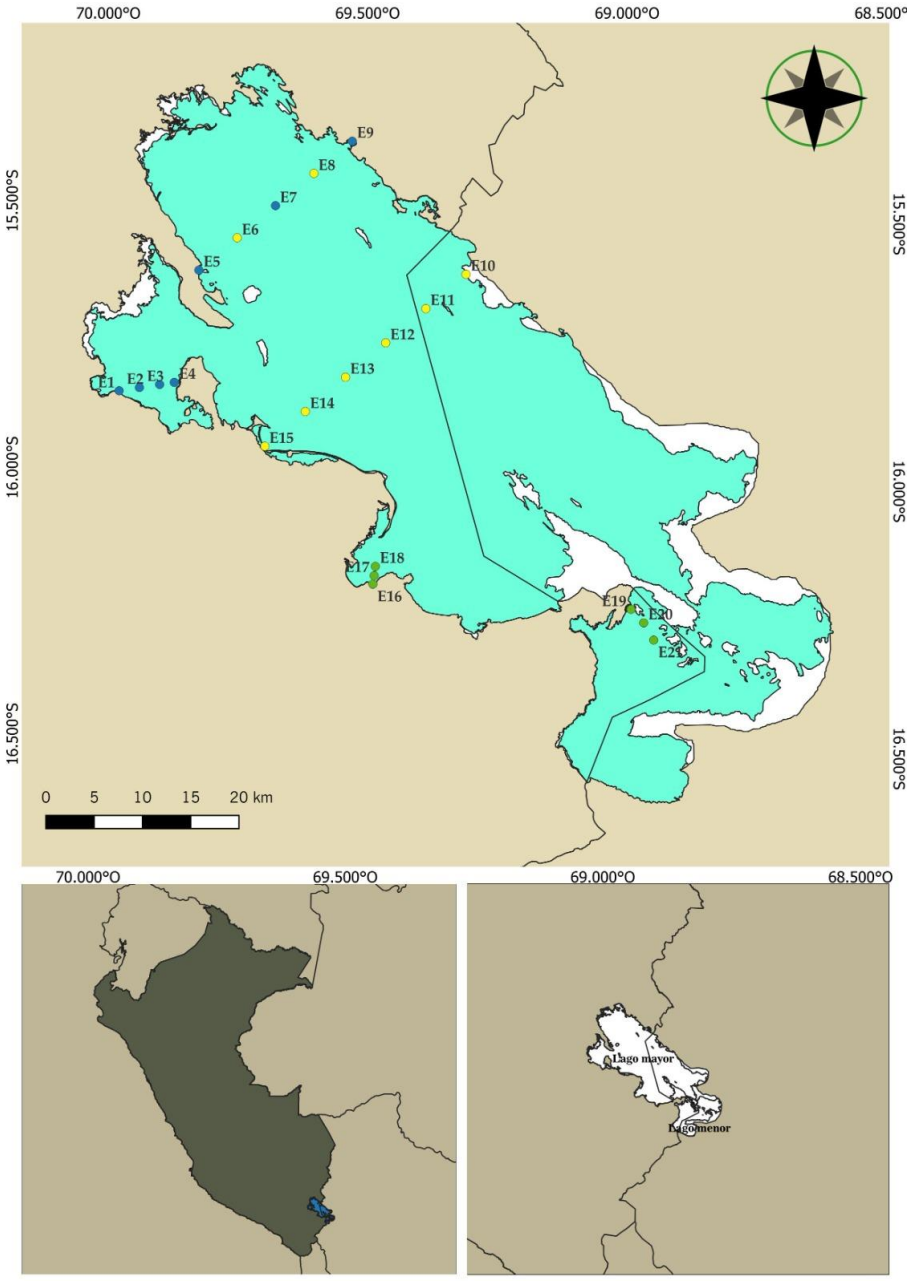

Figura 1 *Mapa de ubicación de los sitios de muestreo en 5 perfiles del Lago Titicaca-Perú. Leyenda: Perfil I: Chimu-Parina, Perfil II:Capachica-Moho, Perfil III: Puerto Acosta-Villa Socca, Perfil IV: July., Perfil V: Yunguyo. Color amarillo: sitios de muestreo de IMARPE; color verde: sitios de muestreo de proyectos FONDECYT: color azul: sitios de muestreo en común.*

Tabla 1. Ubicación geográfica y caracterización ambiental de los sitios de muestreo por perfiles del Lago Titicaca

Perfil	Sitio	Latitud Sur	Longitud Oeste	Caracterización
PERFIL I: Chimu-Parina **(BAHIA MAYOR DE PUNO)**	E1	15° 51' 05.78''	69° 57' 44.08''	Zona litoral
	E2	15° 50' 41.28''	69° 55' 23.70''	Zona limnética
	E3	15° 50' 17.16''	69° 53' 03.08''	Zona limnética
	E4	15° 49' 52.97''	69° 50' 42.47''	Zona litoral
PERFIL II: Capachica-Moho **(LAGO MAYOR NORTE)**	E5	15° 37' 19.24''	69° 48' 49.50''	Zona litoral
	E6	15° 33' 34.96''	69° 44' 28.61''	Zona limnética
	E7	15° 29' 51.25''	69° 40' 07.39''	Zona limnética
	E8	15° 26' 07.19''	69° 35' 46.21''	Zona limnética
	E9	15° 22' 23.27''	69° 31' 25.17''	Zona litoral
PERFIL III: Puerto Acosta-Villa Socca **(LAGO MAYOR CENTRO)**	E10	15° 37' 00.62''	69° 17' 50.64''	Zona litoral
	E11	15° 40' 59.77''	69° 22' 23.27''	Zona limnética
	E12	15° 44' 57.52''	69° 26' 56.29''	Zona limnética
	E13	15° 48' 56.81''	69° 31' 30.11''	Zona limnética
	E14	15° 52' 55.56''	69° 36' 03.74''	Zona limnética
	E15	15° 56' 56.65''	69° 40' 39.47''	Zona litoral
PERFIL IV: July **(LAGO MAYOR SUR)**	E16	16° 12' 7.1"	69° 27' 41.0"	Zona litoral
	E17	16° 11' 9.9"	69° 27' 33.7"	Zona limnética
	E18	16° 10' 7.0"	69° 27' 26.7"	Zona limnética
PERFIL V: Yunguyo **(LAGO MENOR)**	E19	16° 14' 08.6"	68° 57' 36.3"	Zona de referencia
	E20	16° 15' 36.4"	68° 56' 05.1"	Zona de referencia
	E21	16° 17' 30.8"	68° 54' 51.9"	Zona de referencia

Zona litoral

Área cercana a la orilla donde la luz llega al fondo, permitiendo el crecimiento de vegetación acuática y presentando mayor influencia de actividades humanas y aportes terrestres.

Zona limnética

Área de aguas abiertas y profundas del lago, alejada de la orilla, donde predominan organismos planctónicos y procesos pelágicos.

4.1.3. Diseño temporal

Se implementó un diseño de muestreo que contempla lo siguiente:

- Período histórico: Datos proporcionados por IMARPE-Puno (2016-2018) y datos de finales de noviembre 2020 (presencia de lluvias-temporada húmeda) del Proyecto FONDECYT “ADN ambiental metabarcoding: una poderosa herramienta para la evaluación y monitoreo de ecosistemas contaminados en Perú” financiado por FONDECYT (contrato Nº 022-2019-FONDECYT-BM-INC.INV).
- Período de implementación molecular (2021): muestreos en temporada húmeda (abril 2021) y seca (septiembre 2021) del Proyecto FONDECYT “DNA metabarcoding e identificación morfológica de microalgas y cianobacterias: indicadores biológicos para evaluar la calidad del agua del lago Titicaca” financiado por FONDECYT (contrato Nº 130-2020-FONDECYT).

Temporadas climáticas:

- Húmeda: diciembre-abril (alta precipitación, mayor escorrentía)
  La temporada de lluvias en el Altiplano ocurre durante el verano austral vinculado a la fase activa del Sistema Monzónico de América del Sur-SAMS (Zhou & Lau 1998; Vera *et al*., 2006). El pico de precipitación ocurre en enero y se caracteriza por una intensa actividad convectiva combinada con la advección de humedad de la cuenca del Amazonas (Aceituno & Montecinos 1993)

- Seca: mayo-noviembre (baja precipitación, mayor concentración de contaminantes)
  Durante el invierno austral (en ausencia de la influencia del SAMS), el flujo húmedo del este es reemplazado por vientos del oeste, que proporcionan aire seco relacionado con la estabilidad atmosférica sobre el Océano Pacífico. Está marcada estacionalidad explica que casi toda la precipitación ocurra en un periodo de uno a tres meses (Lavado *et al*., 2012).

4.2. Metodología de muestreo

4.2.1. Muestras para análisis cuantitativo

Para el muestreo de la comunidad fitoplanctónica se colectó 250 ml de agua superficial (0.5 m) con botella Niskin y se procedió a su fijación con formaldehido (4%) inmediatamente después de la colecta (Figura 2B). Se obtuvieron un total de 37

muestras de agua para el análisis cuantitativo de fitoplancton. Las muestras biológicas de agua se almacenaron en un cooler a temperatura ambiente y se trasladaron al laboratorio de Ecología Acuática de la Facultad de Ciencias Biológicas UNMSM.

4.2.2. Muestras para análisis cualitativo

Se realizó un filtrado de 40 L de agua a nivel superficial, empleando una red de plancton de 20 micras de abertura de malla. El producto del filtrado fue trasvasado en frascos herméticos de 250 mL y se procedió a su fijación directa empleando formaldehido al 4%. Se obtuvieron un total de 37 muestras de red para el análisis cualitativo de fitoplancton (13 muestras de noviembre 2020 y 24 de abril y septiembre de 2021). Las muestras biológicas de agua y de red se almacenaron en un *cooler* a temperatura ambiente y se trasladaron al Laboratorio de Ecología Acuática de la Facultad de Ciencias Biológicas UNMSM. No se tuvo acceso a los datos de fitoplancton del sitio E6 del 2016 al 2018, E-3, E-8 y E11 del 2017 y 2018 y E13 del 2017 por el IMARPE-Puno (Tabla 2).

Tabla 2 *Tipo de identificacion de fitoplancton por perfiles y por años de muestreo (morfològico, mol: molecular).*

Perfil	Sitio	Identificación de fitoplancton				
		2016	2017	2018	2020	2021
PERFIL I (BAHIA MAYOR DE PUNO)	E1	morf.	morf.	morf.	morf	morf/mol.
	E2	morf.	morf.	morf.	morf	morf/mol.
	E3	morf.			morf	morf/mol.
	E4	morf.	morf.	morf.	morf	morf/mol.
PERFIL II (LAGO MAYOR NORTE)	E5	morf.	morf.	morf.	morf	
	E7	morf.	morf.	morf.	morf	morf/mol.
	E8	morf.				
	E9	morf.	morf.	morf.	morf	morf/mol.
PERFIL III (LAGO MAYOR CENTRO)	E10	morf.	morf.	morf.		
	E11	morf.				
	E12	morf.	morf.	morf.		
	E13	morf.		morf.		
	E14	morf.	morf.	morf.		
	E15	morf.	morf.	morf.		
PERFIL IV (LAGO MAYOR SUR)	E16				morf	morf/mol.
	E17				morf	morf/mol.
	E18				morf	morf/mol.
PERFIL V (LAGO MENOR)	E19				morf	morf/mol.
	E20				morf	morf/mol.
	E21				morf	morf/mol.

4.2.3. Muestras para análisis molecular

El análisis molecular se llevó a cabo en la temporada húmeda y seca del 2021, para ello se colecto 1L de agua con ayuda de la botella Niskin en botellas estériles y se filtraron usando filtros de 0.22 um Sterivex con una bomba portátil (1 L de agua) (Figura 2 C). Los filtros para los análisis moleculares se embalaron en un *cooler* refrigerado (-4°C) para su transporte a la Ciudad de Lima. El total de muestras: 24 filtros (12 sitios de muestreo × 2 temporadas, 2021) (Tabla 2).

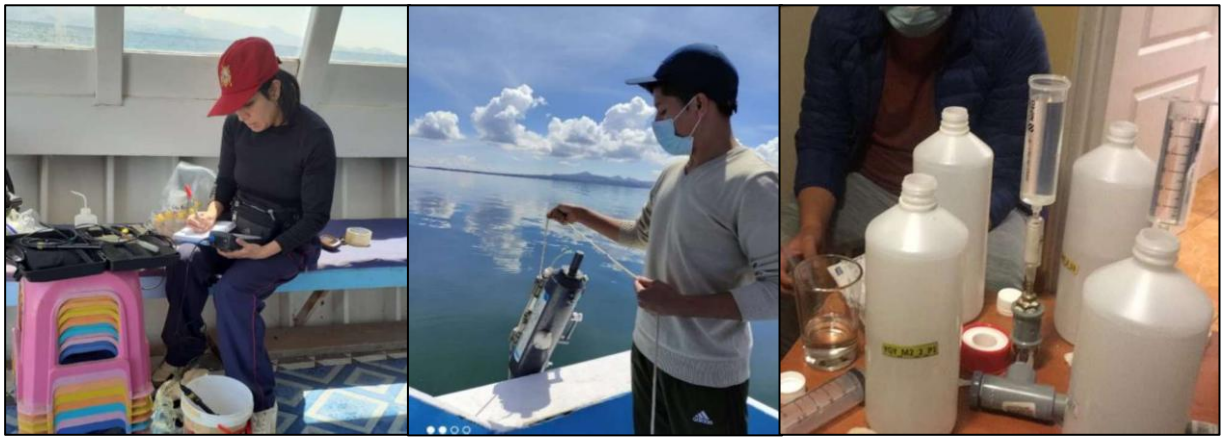

Figura 2 *A. Registro de datos fisicoquímicos B. Colecta de muestras de agua con botella Niskin. C. Filtración de muestras de agua para análisis molecular.*

4.3. Procesamiento de muestras para la caracterización de la diversidad del fitoplancton

4.3.1. Análisis morfológico del fitoplancton

a). Análisis cualitativo

Para lograr una visión general de la composición de fitoplancton, antes de llevar a cabo un análisis cuantitativo detallado (UNE-EN 15204), se procedió a realizar el análisis cualitativo el cual consistió en la observación microscópica directa de muestras concentradas por red tomando múltiples alícuotas (1 mL, ~20 gotas) con pipeta Pasteur y se colocó en varios portaobjetos. Para la identificación de algunas cianobacterias y microalgas se emplearon diferentes técnicas de tinción como tinta china, lugol y azul de metileno. La identificación se realizó mediante la observación de caracteres morfológicos, se llevó a un microscopio compuesto para su lectura e identificación con objetivos de 20X, 40X y 100X. La identificación de las especies se basó en la siguiente literatura especializada: Komárek & Anagnostidis (1999, 2005), Komárek (2013) y McGregor (2007, 2013, 2018), Streble & Krauter (1987),

Whitford & Schumacher (1973), Prescott (1983), West et al. (1991), John et al. (2002), Wehr et al. (2015) y Whitton BA & Potts M. (2000). Este análisis nos permitió obtener microfotografias de las especies más abundantes.

Algunos criterios que se tomaron en consideración para la identificación:

• Cianobacterias: morfología del tricoma, presencia/ausencia de vaina, tipo de ramificación

• Diatomeas: ornamentación de la frústula, simetría, densidad de estrías.

• Clorofitas: morfología celular, tipo de colonia, presencia de estructuras especializadas

• Dinoflagelados: morfología celular, flagelos, patrón de placas, entre otros.

b). Análisis cuantitativo

El análisis cuantitativo se realizó bajo un microscopio invertido aplicando la metodología de Utermöhl (1958) de acuerdo con las normas de APHA (2012). Las muestras de agua fueron homogenizadas suavemente para luego colocar una submuestra de 10 y 25 mL por espacio de 32 y 64 horas respectivamente. Para realizar los conteos de las especies muy abundantes y menores de 20 µm se emplearon 400x aumentos en un área de 86.75 mm^2, los organismos mayores a 20 µm y poco abundantes fueron contados en toda la cámara a 200x aumentos. Los resultados obtenidos se expresaron en $N°cel.L^{-1}$ (Figura 3).

Como medida de control de calidad, se realizó un conteo mínimo de ≥100 individuos de las especies más abundantes para asegurar la precisión estadística (Utermöhl, 1958; Karlson *et.al.*, 2010). La identificación se efectuó hasta el nivel taxonómico más específico posible, registrándose fotográficamente los morfotipos de relevancia ecológica.



Figura 3 Análisis cuantitativo de fitoplancton aplicando la metodología de Utermöhl usando un microscopio invertido.

4.3.2. Análisis molecular

4.3.2.1. Extracción de DNA

La extracción de DNA se realizó siguiendo un protocolo estandarizado. El DNA total fue aislado a partir de los filtros Sterivex utilizando el kit para muestras de agua MN NucleoMag DNA/RNA, conforme a las instrucciones del fabricante.

En primer lugar, se efectuó el lisado celular mediante la adición del Buffer C1 y agitación en vórtex. Posteriormente, el lisado obtenido se transfirió a un nuevo tubo, donde se procedió a la unión del DNA a las NucleoMag B-Beads utilizando el Buffer MWA2. El tubo se colocó en el separador magnético durante 5 minutos, hasta lograr la completa adhesión de las perlas magnéticas.

A continuación, se realizaron lavados sucesivos con los buffers MWA3 y MWA4, para finalmente efectuar la elución del DNA (Figura 4). Los detalles completos del procedimiento se presentan en el Anexo 1: Protocolo de Extracción de DNA.

Como parte del control de calidad, se realizó la cuantificación del DNA mediante espectrofotometría, evaluando su pureza a través de las relaciones 260/280 y 260/230. Las muestras fueron posteriormente almacenadas a −80 °C hasta su secuenciación.

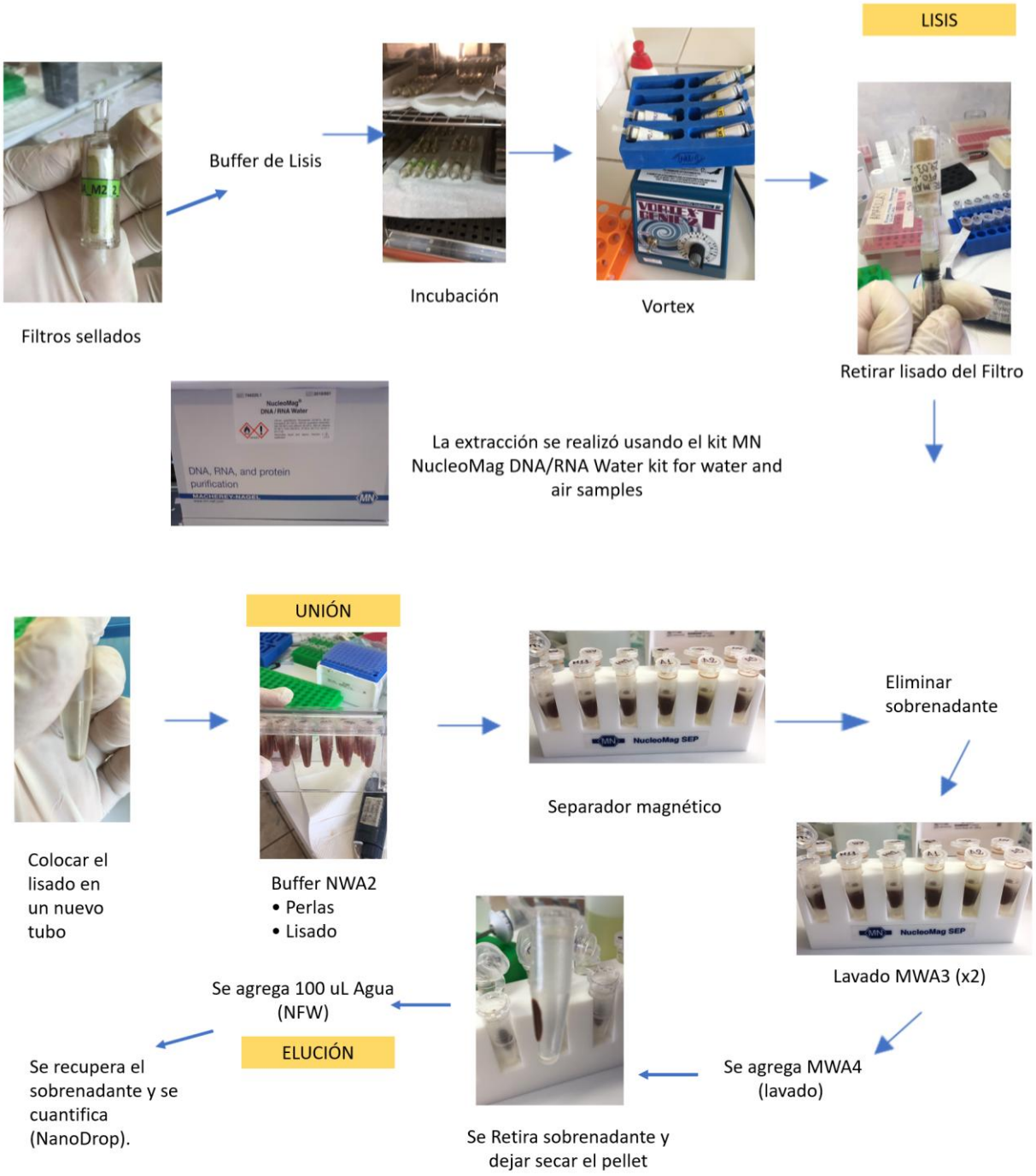

Figura 4 Etapas de la Extracción de DNA usando el kit MN NucleoMag DNA/RNA Water kit for water.

4.3.2.2. Secuenciación de alto rendimiento

La amplificación, construcción de librerías y secuenciamiento de las muestras fueron realizadas vía servicio comercial en Jonah Venture (EE. UU), para los sitios de muestreo correspondientes a abril y septiembre de 2021. En esta fase serán secuenciados con el gen marcador molecular 23S *rRNA:* marcador plastídico universal para procariotas y eucariotas fotosintéticos, usando una plataforma Illumina (Miseq) y empleando el Primers: p23SrV_f1 (5'-GGACAGAAAGACCCTATGAA-3') y p23SrV_r1 (5'-TCAGCCTGTTATCCCTAGAG-3') (Tabla 3). A continuación, se detalla cada paso del secuenciamiento:

Tabla 3. Primer Forward y Reverse del gen 23S rRNA.

Primer	Región	Secuencia (5' --> 3')	Objetivo
p23SrV_f1	UPA	GGACAGAAAGACCCTATGAA	Bacteria y Eucariota
p23SrV_r1	UPA	TCAGCCTGTTATCCCTAGAG	Bacteria y Eucariota

a) PCR

La secuenciación comenzó con la amplificación de un fragmento de aproximadamente 410 pb del gen 23S del ARN ribosomal (rRNA) de cada muestra mediante PCR, utilizando los cebadores p23SrV_f1 y p23Sr1V_r1 28 (Sherwood & Presting, 2007). Tanto los cebadores directos como los inversos contenían una secuencia adaptadora de 5' para permitir la posterior indexación y secuenciación Illumina. Cada reacción de PCR de 40 µL se mezcló de acuerdo con las especificaciones de Promega PCR Master Mix (catálogo de Promega # M5133, Madison, WI) que incluía 12,5 ul de Master Mix, 0,5 µM de cada cebador, 1,0 µl de gDNA y 10,5 µl de agua libre de DNasa/RNasa. El DNA se amplificó mediante PCR utilizando las siguientes condiciones: desnaturalización inicial a 94°C durante 3 minutos, seguida de 40 ciclos de 30 segundos a 94°C, 45 segundos a 55°C y 1 minuto a 72°C, y una elongación final a 72°C durante 10 minutos.

b) Gel

Para determinar el tamaño del amplicón y la eficacia de la PCR, cada reacción se inspeccionó visualmente utilizando un gel de agarosa al 2 % con 5 µl de cada muestra como entrada.

c) Limpieza de amplicón de PCR

A continuación, los amplicones se limpiaron incubandolos con Exo1/SAP durante 30 minutos a 37 °C, seguidos de inactivación a 95 °C durante 5 minutos y almacenados a -20 °C.

d) Indexación con código de barras

Se realizó una segunda ronda de PCR para dar a cada muestra una secuencia de índice de 12 nucleótidos única. La PCR de indexación incluyó Promega Master mix, 0,5 µM de cada cebador y 2 µl de plantilla de DNA (amplicón limpio de la primera reacción de PCR) y consistió en una desnaturalización inicial de 95°C durante 3 minutos seguida de 8 ciclos de 95°C durante 30 segundos, 55°C durante 30 segundos y 72°C durante 30 segundos.

e) Normalización y agrupación de bibliotecas

Los amplicones indexados finales de cada muestra se limpiaron y normalizaron utilizando placas de normalización SequalPrep (Life Technologies, Carlsbad, CA). Se purificaron 25 µl de amplicón de PCR y se normalizaron con el kit SequalPrep de Life Technologies (n.º de cat. A10510-01) de acuerdo con el protocolo del fabricante. Luego, las muestras se agruparon agregando 5 µl de cada muestra normalizada al grupo.

f) Secuenciación

Los grupos de bibliotecas de muestras se enviaron para la secuenciación en una Plataforma Illumina NovaSeq 6000 (San Diego, CA) en las instalaciones de Texas A&M Agrilife Genomics and Bioinformatics Sequencing Core utilizando Kit: SP Reagent v1.5 (500 ciclos). Se realizaron las medidas de control de calidad necesarias en el centro de secuenciación antes de la secuenciación.

4.3.2.3. Análisis Bioinformático

a). Procesamiento de secuencias crudas.

Los datos de secuencia sin procesar se desmultiplexaron utilizando pheniqs v2.1.0 (Galanti, Shasha & Gunsalus 2021) y una coincidencia estricta de los índices de código de barras (es decir, sin errores). Se utilizó Cutadapt v3.4 (Martin, 2011) para eliminar los primers

de PCR de las lecturas forward y reverse, retirando los pares de lectura en los que uno o ambos primers no se encontraban en la ubicación esperada (5') con una tasa de error < 0,15.

b). Obtención de ASV

Se utilizó DADA2 v1.16 (Callahan, 2021) para procesar todas las lecturas hasta generar una tabla de Variantes de Secuencia de Amplicones (ASV) en R v.4.4.3 (R Core Team, 2020). Las ASV se refieren a las secuencias de DNA individuales recuperadas de un análisis de alto rendimiento de genes marcadores. Se consideran lecturas únicas de DNA, con ciertas ventajas en su análisis, como su manejabilidad computacional, la reproducibilidad del análisis y la posibilidad de realizar metaanálisis de diferentes estudios (Callahan *et al*., 2017).

Se realizó un filtrado y recorte (trimming) de las secuencias basado en la calidad, utilizando parámetros estándar: truncQ = 2, rm.phix = TRUE y maxEE = 2. El parámetro maxEE define el número máximo de “errores esperados” permitidos por lectura, lo cual representa un criterio más preciso que simplemente promediar las puntuaciones de calidad. Luego, se llevó a cabo el emparejamiento por consenso de las lecturas forward y reverse. Posteriormente, se aplicó el algoritmo de inferencia de ASV a los datos de todas las secuencias filtradas y recortadas.

Finalmente, se utilizó la función r*emoveBimeraDenovo* para eliminar secuencias quiméricas y obtener una tabla de secuencias, donde las filas corresponden a las muestras y las columnas representan las secuencias en las distintas etapas del procesamiento: ingresadas, filtradas, sin ruido (forward y reverse), fusionadas y sin quimeras.

c). Asignación taxonómica

Las secuencias se compararon con la base de datos SILVA (https://www.arb-silva.de), (Quast *et al*., 2013) y con ugreen-db (http://microgreen-23sdatabase.ea.inra.fr/) (Djemiel *et al*., 2020), que contiene información taxonómica de bacterias, arqueas y eucariotas. La taxonomía se asignó utilizando la función assignTaxonomy de DADA2, la cual aplica un Clasificador Bayesiano Naive hasta el nivel de género, y la función assignSpecies, que asigna un nombre binomial género–especie únicamente cuando existe una coincidencia exacta de identidad (100%). Se creó una tabla de taxones la cual contiene información taxonómica: "Reino", "Phylum", "Clase", "Orden", "Familia", "Género".

4.3.3. Métricas de comparación morfológica vs. molecular

Para el análisis comparativo de las abundancias relativas de fitoplancton en diferentes categorías taxonómicas (clase, orden y género/especie) correspondientes a las temporadas seca y húmeda del año 2021, se generaron gráficos mediante el software R (versión 4.4.2). Estas representaciones de las abundancias relativas (porcentaje de cada especie respecto al total) entre los dos métodos empleados permitieron visualizar las variaciones temporales (temporada seca y húmeda) y espaciales (para cada perfil) en la composición y dominancia de los principales grupos fitoplanctónicos.

Para evaluar las diferencias en la representación proporcional de los phyla entre la metodología de microscopía y la metodología molecular, se aplicó la prueba de chi cuadrado (χ^2) utilizando el software PAST v4.03 (Hammer et al., 2001). El análisis se realizó para cada perfil y temporada de estudio, empleando las abundancias celulares obtenidas mediante microscopía y las abundancias de ASV obtenidas mediante metabarcoding. Dado que ambas metodologías generan diferentes unidades de cuantificación, la prueba permitió comparar la distribución relativa de los phyla entre los métodos, más que establecer una equivalencia directa entre sus valores de abundancia. Además, se procedió a la identificación de los taxones exclusivos detectados por cada método aplicando la fórmula de concordancia taxonómica e Índice de Jaccard para cada temporada. Se determinó la riqueza taxonómica total y de los principales grupos fitoplanctónicos.

4.3.4 Herramientas graficas descriptivas

Se elaboró gráficos de sombras (shade plot) a partir de los datos de abundancia de especies, utilizando el programa PRIMER versión 7. Este gráfico permitió visualizar los patrones de variación en la abundancia relativa de las especies entre los diferentes sitios de muestreo y temporadas. Los valores fueron representados mediante una escala de tonos, donde los colores más oscuros indican mayores abundancias. Esta herramienta facilitó la identificación de gradientes, agrupamientos y tendencias en la composición biológica, evidenciando las variaciones espaciales y temporales presentes en el conjunto de datos.

4.4. Procesamiento de datos para la estimación de índices bióticos

4.4.1. Índices de diversidad y calidad biológica

a). Índices de diversidad alfa

La aplicación de los índices de diversidad y de calidad biológica se realizó utilizando los datos de fitoplancton obtenidos mediante técnicas de microscopía.

El índice de diversidad de Shannon-Wiener (H') se calculó a partir de las abundancias celulares de las especies de fitoplancton obtenidas mediante microscopía para cada sitio y temporada de muestreo. Para ello, la abundancia de cada especie se transformó en su abundancia relativa (p_i), calculada como la proporción del número de células de cada especie respecto al total de células registradas en la muestra. Posteriormente, estas proporciones fueron utilizadas para el cálculo del índice mediante la ecuación propuesta por Shannon y Weaver (1949), empleando logaritmos en base dos ($\log_2$), y los resultados se expresaron en bits por individuo (bits·ind^{-1}).

Se presenta una escala de valores normales de diversidad para cada nivel de contaminación que van de 0 a 5 bits.ind^{-1}, en donde los valores mayores que 3 indican agua limpia; 1-3 indican contaminación moderada y valores inferiores a 1 se caracterizan por estar fuertemente contaminadas (Wilhm & Dorris 1968) (Tabla 4). Los gráficos fueron elaborados en Microsoft Excel y empleados como herramientas complementarias para la representación visual y el análisis descriptivo de los índices de diversidad alfa.

$$H' = -\Sigma^{S} pi \lg_2 pi$$

H´ = Índice de Diversidad de Shannon-Wiener
S= Número de especies
pi= proporción de la abundancia de la especie y del total de la muestra.
donde:

$$pi = ni/N$$

- n_i= abundancia (número de células) de la especie *i*.
- N= abundancia total de todas las especies de fitoplancton en esa muestra.

Tabla 4 Interpretación del rango de valores del Índice de Shannon-Wiener.

Índices	Tipo de Diversidad
0,0 – 1,5	Poca Diversidad
1.6 – 3.0	Mediana Diversidad
3.1 – 5.0	Alta Diversidad

b). Índice de Margalef (DMg)

Es una medida utilizada en ecología para estimar la biodiversidad de una comunidad con base en la distribución numérica de los individuos de las diferentes especies en función del número de individuos existentes en la muestra analizada, esenciales para medir el número de especies en una unidad de muestra (Margalef 1955). La interpretación de los rangos de valores del Índice de Margalef se muestra en la Tabla 5. Los gráficos fueron elaborados en Microsoft Excel.

$$\mathbf{DMg} = \boldsymbol{(S - 1)/\ ln\ N}$$

S = Número de espécies
N= Número Total de Individuos.

Tabla 5 Interpretación del rango de valores del Índice de Margalef

Índices	Tipo de Biodiversidad
< 2	Baja biodiversidad (en general resultado de efectos antropogénicos)
2 a 5	Mediana biodiversidad
> 5	Alta biodiversidad

c). Índice Diatómico General (IDG)

Este índice toma como referencia la división Bacillariophyta. Coste & Ayphassorho (1991), indican que el IDG se determina por 3 variables: la sensibilidad a la polución de cada especie que toma valores desde 1 (más resistente) hasta 5 (más sensible), la amplitud ecológica que va desde 1 (forma ubicua) hasta 3 (forma característica) y por último la abundancia expresada en porcentaje dentro de la muestra. Los valores de IDG se miden en el intervalo desde 1 hasta 5, en orden decreciente según los niveles de contaminación (Tabla 6).

$$IDG = \frac{\sum_{j=1}^{n} a_j.r_j.i_j}{\sum_{j=1}^{n} a_j.r_j}$$

a_j= Abundancia de la especie j

rj = valor indicativo de la especie j

ij= índice de sensibilidad a la polución de cada especie j

Tabla 6 Rango de valores del Índice Diatómico General (IDG).

Valor	Significado
IDG>4.5	Calidad biológica óptima
4<IDG<4.5	Calidad normal. Polución débil
3.5<IDG<4	Polución moderada. Eutrofización
3<IDG<3.5	Polución media. Eutrofización acentuada
2<IDG<3	Desaparición de especies sensibles. Polución fuerte
1<IDG<2	Polución muy fuerte
IDG=0	La población es considerada como inexistente. Polución tóxica

Como herramienta gráfica descriptiva del IDG, se elaboró una representación espacial mediante técnicas de análisis geoespacial en un Sistema de Información Geográfica (SIG),

utilizando datos provenientes de los sitios de muestreo distribuidos en el área de estudio. Para el período 2016–2018 se emplearon promedios anuales de la variable analizada, mientras que para los años 2020 y 2021 se calculó un promedio bianual por estación. Estos valores promedio constituyeron el insumo para la generación de la cartografía espacial del IDG.

d). Índices de Nygaard para el fitoplancton

Nygaard (1949, citado en Roldán, 1992) desarrolló cinco índices para evaluar las microalgas planctónicas, basándose en la premisa de que algunas de ellas no toleran altas concentraciones de nutrientes —como las desmidiáceas y las bacilariofíceas pennadas, mientras que otras prosperan en ambientes eutróficos —como las cianofíceas, euglenofíceas, bacilariofíceas centrales y clorofíceas del grupo chlorococcales—. Los índices propuestos para las microalgas planctónicas (Tabla 7) son los siguientes (no deben utilizarse si el numerador o el denominador es igual a cero):

Tabla 7 *Índices de Nygaard para el fitoplancton*

Índice	Formula del calculo
Índice para cianofíceas	N° taxa de desmidiáceas/ N° taxa de cianofíceas
Índice de clorófitos (IC)	N° taxa Chlorococcales / N° taxa Desmidiaceae
Índice de Diatomeas (ID)	N° taxa diatomeas céntricas / N° taxa diatomeas pennadas
Índice para euglenófitas	N° taxa de euglenófitas/ N° taxa de cianofíceas más chlorococcales
Índice compuesto (IComp)	(Cianobacterias + Chlorococcales + Diatomeas céntricas + Euglenofitas) / Desmidiaceae

Roldán (1992) señala que se debe aplicar con cuidado estos índices en el trópico, donde las diatomeas centrales son relativamente más abundantes que las pennales y donde las cianofíceas constituyen el grupo más numeroso, independientemente del estado trófico del agua (Esteves, 1988).

Los índices más usados son los de clorofíceas, diatomeas y el compuesto, su interpretación integrada:

IC <1: oligotrófico; >1: eutrófico

ID 0-0.2: oligotrófico; 0.2-3: mesotrófico-eutrófico

IComp <1: oligotrófico; 1-2.5: mesotrófico; >2.5: eutrófico

4.5 Procesamiento de muestras fisicoquímicas y de nutrientes y análisis estadístico inferencial (bivariado y multivariado)

4.5.1. Mediciones in situ de parámetros fisicoquímicos

Una vez ubicado los sitios de muestreo con la ayuda de un GPS, se colectaron las muestras de agua a 0.5 m profundidad con ayuda de la botella Niskin General Oceanic USA (5L) y se tomaron in situ los parámetros fisicoquímicos de campo como: oxígeno disuelto (OD), temperatura (TE), potencial de hidrogeno (pH) y conductividad eléctrica (CE) (Figura 2A y 2B) con un multiparámetro de campo (SI Analytics HandyLab 680) (Tabla 2).

4.5.2. Análisis de nutrientes en laboratorio

Los fosfatos (PO_4^{3-}), expresados como fosforo (P) se determinaron por el método de ácido ascórbico, nitritos (NO_2^-) por diazotación, utilizando el espectrofotómetro Espectrulamb 22C, de acuerdo con las técnicas y modificaciones del protocolo de IMARPE (2013), tomando como referencia los métodos de análisis de Strickland & Parson (1968) y métodos estándares de análisis de agua (APHA, 2005). (Tabla 8).

Tabla 8 Parámetros evaluados del Lago Titicaca por perfiles y por años de muestreo.

Perfil	Sitio	Parametros evaluados				
		2016	2017	2018	2020	2021
PERFIL I (BAHIA MAYOR DE PUNO)	E1	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q	F-Q
	E2	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q	F-Q
	E3	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q	F-Q
	E4	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q	F-Q
PERFIL II (LAGO MAYOR NORTE)	E5	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q	
	E6	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr		
	E7	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q	F-Q
	E8	F-Q, Nutr,	F-Q, Nutr,	F-Q, Nutr,		
	E9	F-Q, Nutr,	F-Q, Nutr,	F-Q, Nutr,	F-Q	F-Q
PERFIL III (LAGO MAYOR CENTRO)	E10	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr		
	E11	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr		
	E12	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr		
	E13	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr		
	E14	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr		
	E15	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr	F-Q, Nutr		
PERFIL IV (LAGO MAYOR SUR)	E16				F-Q	F-Q
	E17				F-Q	F-Q
	E18				F-Q	F-Q
PERFIL V (LAGO MENOR)	E19				F-Q	F-Q
	E20				F-Q	F-Q
	E21				F-Q	F-Q

4.5.3. Análisis exploratorio

a) Estadísticas descriptivas:

Para la descripción inicial de las variables ambientales, se calcularon medidas de tendencia central y dispersión (media, mediana, desviación estándar y rango) con el fin de resumir la variabilidad de los datos obtenidos en cada sitio y periodo de muestreo.

b) Prueba de normalidad (Shapiro–Wilk)

Con el objetivo de evaluar la distribución de los datos de abundancia del fitoplancton registrados en los diferentes sitios y meses de muestreo, se aplicó la prueba de normalidad de Shapiro–Wilk, debido a su adecuada sensibilidad para tamaños de muestra pequeños y moderados. Esta prueba permitió determinar si los valores obtenidos se ajustaban a una distribución normal, requisito fundamental para la aplicación de pruebas estadísticas paramétricas.

c) Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene)

Para complementar la evaluación de los supuestos estadísticos asociados al análisis de los datos de fitoplancton, se aplicó la prueba de Levene con el fin de determinar la homogeneidad de varianzas entre los diferentes sitios y meses de muestreo. Esta prueba es ampliamente utilizada debido a su robustez frente a desviaciones de la normalidad y su capacidad para detectar diferencias en la variabilidad entre grupos.

4.5.4. Correlación de Spearman (ρ)

La correlación de Spearman es una prueba estadística bivariada, de carácter exploratorio, permite evaluar relaciones no paramétricas entre variables fisicoquímicas y biológicas. El coeficiente de correlación de Spearman (r_s) se considerará significativo con valores de $p \leq 0.05$. Los análisis se llevaron a cabo en el programa PAST v4.03 (Hammer ***et al.***, 2001).

Se elaboró una matriz de correlaciones con el propósito de explorar las relaciones entre distintos componentes del sistema. En primer lugar, se analizó la correlación entre las variables fisicoquímicas, representadas por los valores promedio correspondientes a los años 2016 a 2018 para cada temporada y la abundancia promedio de los principales grupos taxonómicos. Para los muestreos de noviembre de 2020 y de las temporadas húmeda y seca de 2021, las correlaciones se establecieron directamente entre las abundancias de las comunidades fitoplanctónicas y los valores de las variables fisicoquímicas obtenidos en cada muestreo.

4.5.4. Análisis multivariados

a). Análisis de Componentes Principales (PCA)

Se empleó un Análisis de Componentes Principales (PCA) para identificar a los parámetros fisicoquímicos que explican la variabilidad ambiental, considerando los sitios de muestreo y la estacionalidad (McCune & Grace, 2002). Antes de ejecutar el análisis: Los datos fueron normalizados (por ejemplo, a media 0 y desviación estándar 1), ya que los parámetros

tienen diferentes unidades. Se creó una matriz ambiental, donde cada fila representa una muestra (sitio o fecha de muestreo) y cada columna corresponde a un parámetro fisicoquímico (TE, pH, OD, CE) promediado para cada temporada. Los análisis se llevaron a cabo en el programa Primer v.7 & PERMANOVA (Clarke & Gorley, 2015).

b). Análisis de Redundancia Basado en Distancias (dbRDA)

La Análisis multivariado dbRDA es un análisis de ordenación canónica que se empleó para relacionar la densidad del fitoplancton por sitio y los parámetros fisicoquímicos y nutrientes del agua. El dbRDA busca los gradientes ambientales que mejor explican las diferencias en la composición y densidad del fitoplancton entre los sitios de muestreo y la estacionalidad.

Primero, se elaboró una matriz biológica para cada año de muestreo, que contiene la densidad de las especies de fitoplancton por sitio de muestreo y una matriz ambiental, con las variables medidas en cada punto (TE, pH, OD, CE, PO_4^{3-}, NO_2^-). Los datos fueron transformados mediante Log(X+1) y la semejanza se calculó con el índice de Bray-Curtis y se realizó una ordenación canónica que busca los gradientes ambientales que mejor expliquen las diferencias entre las comunidades de fitoplancton.

Se representó en un biplot, donde los ejes dbRDA1 y dbRDA2 muestran los principales gradientes ambientales. Los puntos representan las muestras, ordenadas según la similitud de su comunidad fitoplanctónicas. Las flechas indican las variables ambientales que influyen más en la variación observada. Los análisis se llevaron a cabo en el programa Primer v.7 & PERMANOVA (Clarke and Gorley, 2015).

5. RESULTADOS

5.1. Caracterización de la diversidad del fitoplancton

5.1.1. Riqueza especifica

Se registraron a nivel morfológico 134 taxa: 23 Cyanobacteria, 55 Chlorophyta, 12 Charophyta, 38 Bacillariophyta, 5 Miozoa y 1 Ochrophyta. Se presenta la riqueza especifica por phylum/división en Anexos (10.6 a 10.10). Se han encontrado a lo largo de todo el periodo de estudio y en mayor frecuencia los siguientes taxones: *Oocystis borgei, Ceratium*

hirundinella, Pseudopediastrum boryanum, Mougeotia sp. Anabaena sphaerica, Cocconeis placentula y *Fragilaria crotonensis*. (Figura 5).

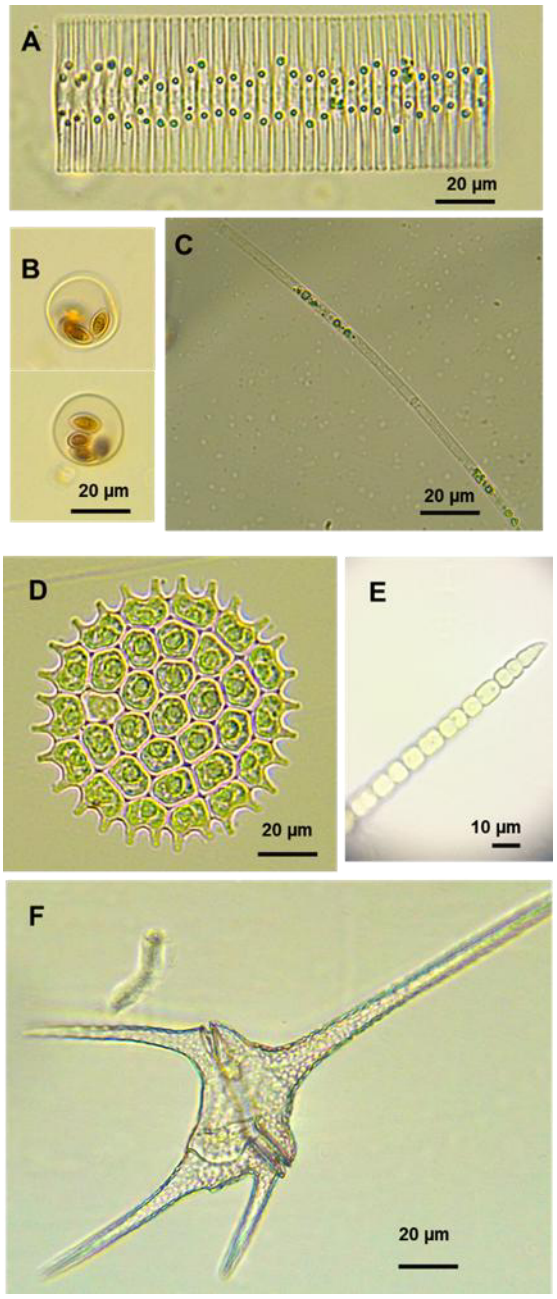

Figura 5*. Microfotografías de las microalgas más frecuentes identificadas con la técnica de microscopia óptica en el Lago Titicaca. A. Fragilaria crotonensis, B. Oocystis borgei, C.*

Mougeotia sp. D. Pseudopediastrum boryanum, E. Anabaena sphaerica y F. Ceratium hirundinella.

5.1.2. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2016

Variación temporal (por mes):

En marzo (temporada húmeda), se observa una mayor presencia de especies como *Chlorococcum* sp. *y Oocystis borgei,* con tonos rojizos que indican abundancias elevadas. En junio (temporada seca), algunas especies disminuyen su abundancia, mientras que otras, como *Ceratium hirundinella, Oocystis borgei, Gomphosphaeria pusilla, Anabaena sphaerica, Ankistrodesmus falcatus, Fragilaria crotonensis,* entre otras, mantienen valores moderados. En septiembre (temporada seca), predominan tonos rojizos, lo que sugiere altas abundancias de varias especies *(Ceratium hirundinella, Amphora ovalis, Oocystis crassa, Anabaena sphaerica, entre otras).* En diciembre (temporada húmeda), se observan nuevamente altas abundancias de varias especies (tonos marrones intensos), como *Amphora ovalis, Cyclotella meneghiniana y Ceratium hirundinella.* (Figura 6 y Anexo 10.6).

Variación espacial (por perfil de muestreo):

A lo largo de todo el periodo 2016 los perfiles PI, PII y PIII muestran diferencias en la composición y abundancia, lo que sugiere la existencia de heterogeneidad espacial dentro del área de estudio. Algunas especies se concentran en ciertos *perfiles (por ejemplo, Cyclotella meneghiniana o Amphora ovalis.* (Figura 6 y Anexo 10.6).

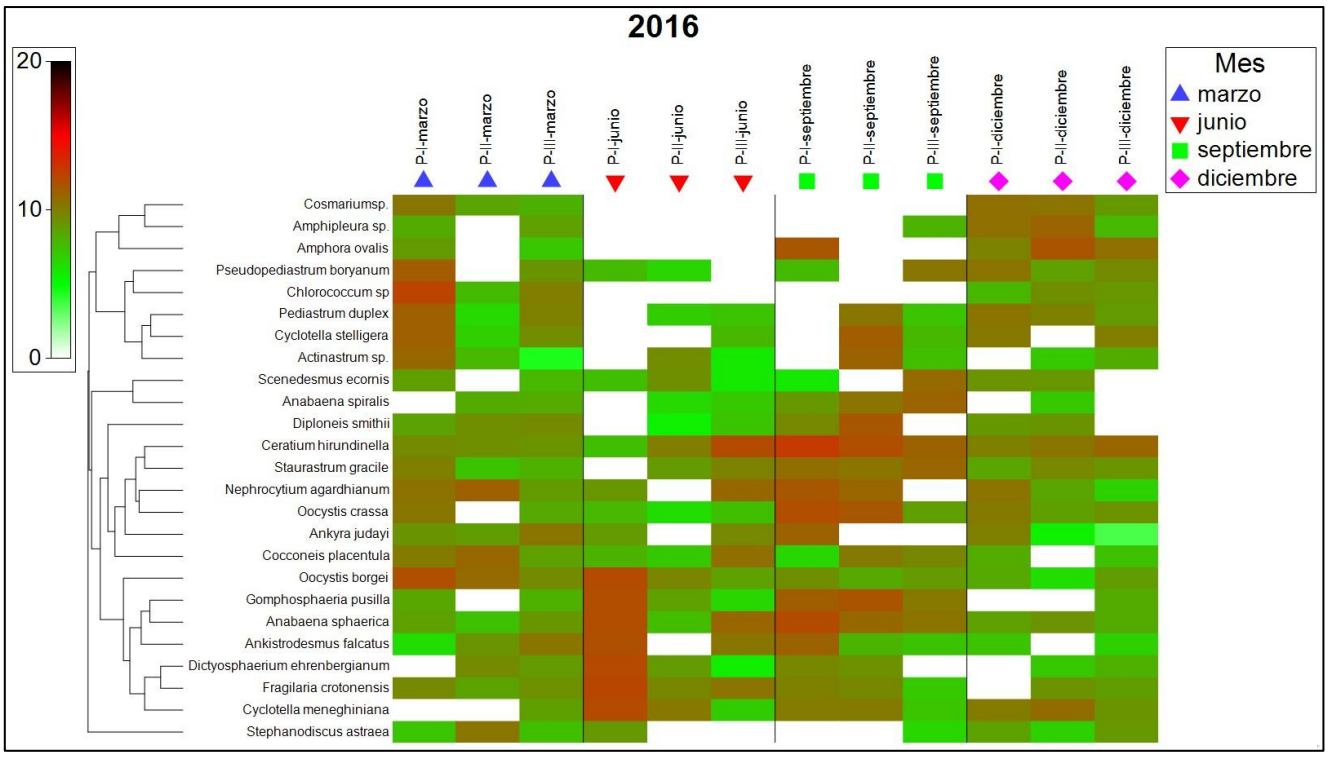

Figura 6*. Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2016. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores.*

5.1.3. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2017

Variación temporal (por mes):

A lo largo del año se observan fluctuaciones notables en la composición y abundancia del fitoplancton. En marzo, las comunidades presentan abundancias moderadas, con una mayor representación de dinoflagelados como *Ceratium hirundinella y Peridiniales*. En junio, se aprecia una disminución general en la intensidad de color, indicando menores abundancias en la mayoría de las especies; sin embargo, algunas especies como *Ceratium hirundinella, Klebsormidium subtile y Mougeotia* sp., se mantienen presentes. En septiembre, se registra un incremento notable de la abundancia, principalmente de especies como *Ceratium hirundinella, Cyclotella meneghiniana, Microcystis aeruginosa, Mougeotia sp. y Klebsormidium*

subtile. Finalmente, en diciembre se observa una mayor abundancia de *Ceratium hirundinella* en todos los perfiles, destacando la presencia simultánea de diatomeas, clorofitas y carófitas. (Figura 7 y Anexo 10.7)

Variación espacial (perfiles)

En cuanto a la distribución espacial, los tres perfiles presentan diferencias marcadas: El Perfil I muestra mayores abundancias en los meses de marzo y diciembre, con predominio de clorofitas, carófitas, dinoflagelados y diatomeas. El Perfil II exhibe una mayor diversidad de especies a lo largo del año, aunque con fluctuaciones en su abundancia; en este sitio se observa la presencia continua de *Ceratium hirundinella* y carófitas como *Klebsormidium subtile y Mougeotia* sp., lo que sugiere condiciones ambientales relativamente más estables. En el Perfil III, las abundancias son más elevadas en marzo y diciembre, destacando *Ceratium hirundinella*, lo que podría asociarse con variaciones locales de nutrientes o turbulencia del agua. (Figura 7 y Anexo 10.7).

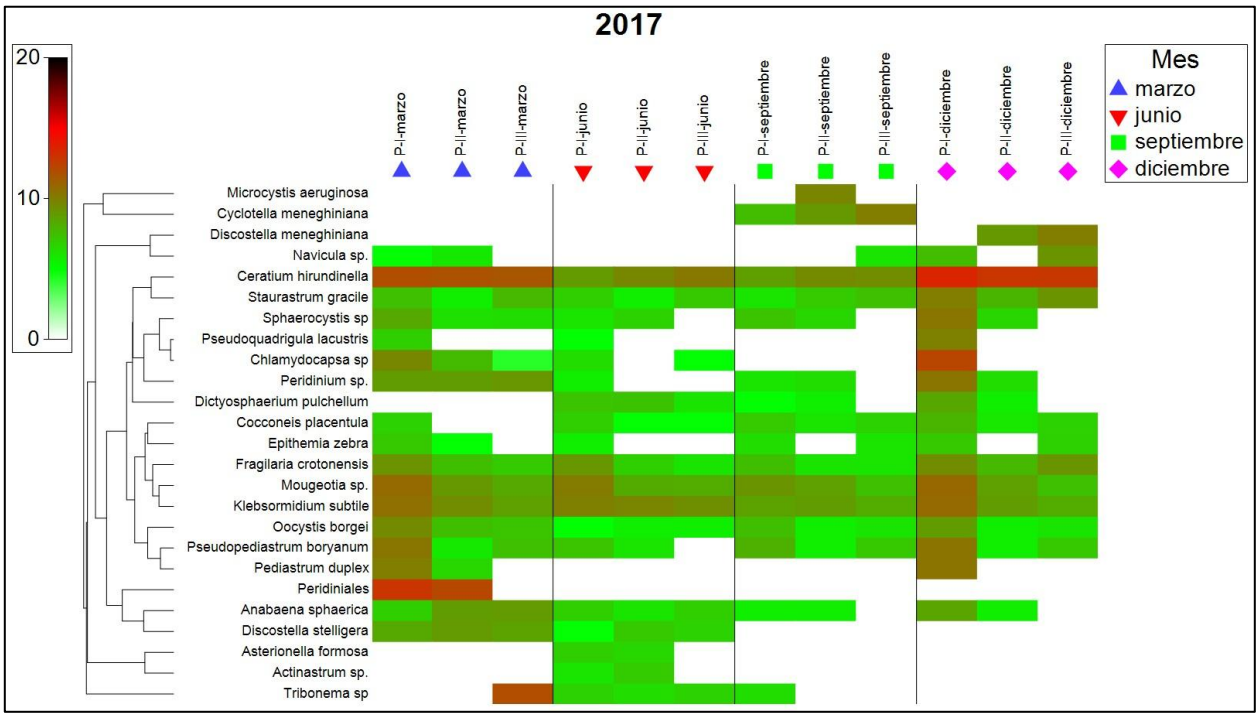

Figura 7 *Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2017. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores*

de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores.

5.1.4. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2018

Variación temporal

Durante el año 2018 se observa una dinámica temporal marcada en la composición y abundancia del fitoplancton: en marzo, predominan especies con abundancias moderadas, como *Chlorella sp*., *Asterionella formosa y Microcystis aeruginosa,* una comunidad dominada por clorofitas, diatomeas y cianobacterias. En junio, se aprecia una disminución de la riqueza, probablemente por la abundancia de algunas especies, principalmente de *Klebsormidium subtile*, *Closterium aciculare* y *Navicula* sp. En septiembre, las comunidades presentan alta diversidad y abundancia generalizada, con presencia destacada de clorofitas (*Chlorella sp*. *Neglectella solitaria*, *Oocystis borgei*), carofitas (*Mougeotia* sp.), diatomeas (*Fragilaria crotonensis, Discostella stilligera*.) y cianobacterias (*Microcystis aeruginosa*), evidenciando un periodo de alta productividad. En diciembre, se observa una disminución relativa de la abundancia, aunque se mantiene la presencia de varios géneros en bajas densidades, como *Pediastrum duplex, Pseudopediastrum boryanum, Ceratium hirundinella y Mougeotia sp.* (Figura 8, Anexo 10. 8)

Variación espacial

En el componente espacial, los tres perfiles de muestreo muestran diferencias en la composición y abundancia de las especies: El Perfil I presenta mayores abundancias en junio y septiembre, destacando especies como *Klebsormidium subtile, Neglectella solitaria, Oocystis borgei.* En el Perfil II, la diversidad específica es más alta, con presencia constante de diatomeas (*Navicula sp., Discostella stelligera*), clorofitas (*Pediastrum duplex*) y carófitas (*Mougeotia* sp.) El Perfil III evidencia abundancias elevadas en septiembre, principalmente de *Discostella stelligera, Fragilaria crotonensis* y *Mougeotia* (Figura 8, Anexo 10.8)

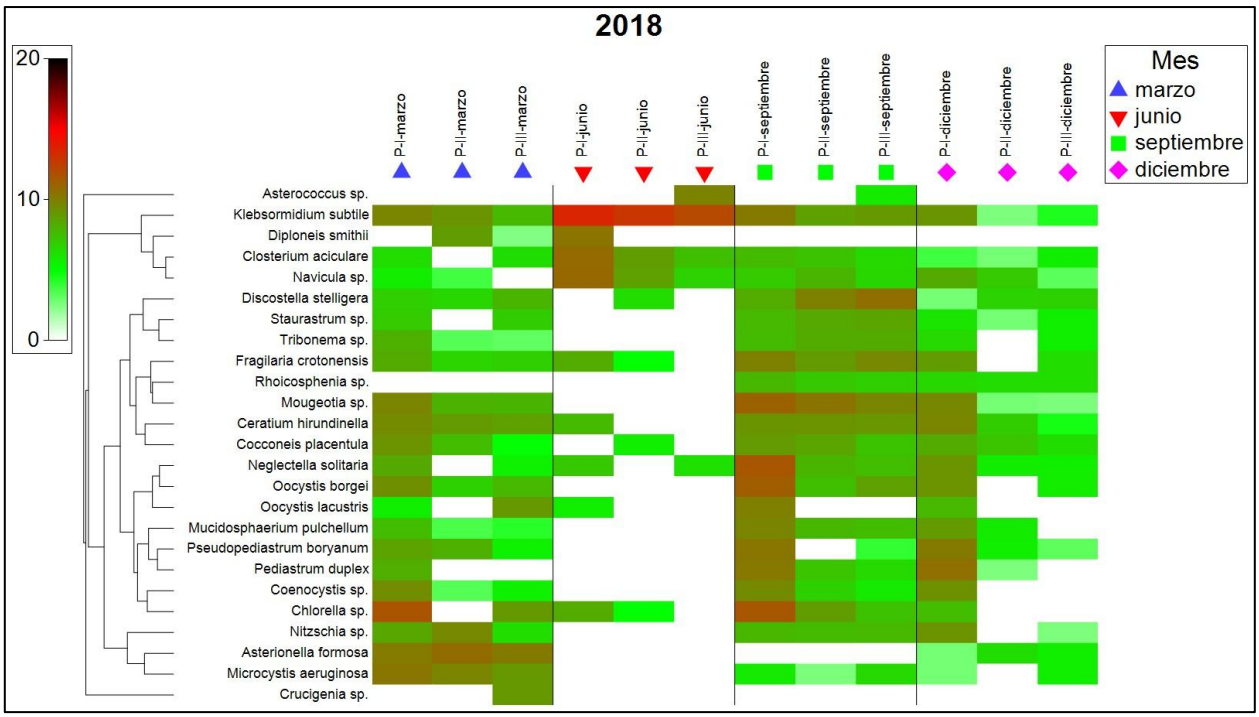

Figura 8 *Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2018. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores.*

5.1.5. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2020 y 2021

Variación temporal

En noviembre de 2020 predominan especies con abundancias moderadas como; *Fragilaria crotonensis* y *Aulacoseira granulata* y clorofitas como; *Oocystis borgei Pseudopediastrum boryanum.*

Para el año 2021 se observa una dinámica temporal marcada en la composición y abundancia del fitoplancton: En abril predominan especies con abundancias moderadas; *Oocystis borgei, Pseudopediastrum boryanum, Aulacoseira granulata, Aphanocapsa sp. y Coenocystis sp.* En septiembre, las comunidades presentan alta diversidad y abundancia generalizada, con presencia destacada de Chlorophytas (*Oocystis borgei, Coelastrum microporum, Pseudopediastrum boryanum*, entre otras), diatomeas (*Aulacoseira granulata*),

entre las cianobacterias destacaron *Limnococcus* sp. y *Aphanocapsa* sp. (Figura 9, Anexo 10.9)

Variación espacial

Para noviembre de 2020, los cuatro perfiles de muestreo muestran diferencias en la composición y abundancia de las especies: El Perfil I presenta mayores abundancias de clorofitas, destacando especies *Oocystis borgei* y *Pseudopediastrum boryanum*. En el Perfil II y IV, la diversidad específica es más baja, con presencia constante de diatomeas (*Cocconeis placentula, Gomphonema sp., Nitzschia sp*.) y clorofitas (*Oocystis borgei. Ulothrix subtilissima*) y carófitas (*Mougeotia* sp.) El Perfil IV evidencia abundancias moderadas a bajas de *Aphanocapsa* sp., *Limnococcus* sp. y *Aphanocapsa delicatissima* (Figura 9, Anexo 10.9)

Para el año 2021, los cuatro perfiles de muestreo muestran diferencias en la composición y abundancia de las especies: El Perfil I presenta mayores abundancias de clorofitas, destacando *Oocystis borgei y Coelastrum microporum.* Dentro del grupo Charophyta compartieron codominancia *Mougeotia* sp. y *Elakatothrix genevensis*. En el Perfil II y IV, la diversidad específica es más baja, con presencia constante de diatomeas (*Aulacoseira granulata y Nitzschia sp*.), clorofitas (*Pseudopediastrum boryanum*) y carófitas (*Mougeotia* sp.) El Perfil IV evidencia abundancias elevadas de *Aphanocapsa* sp. y *Limnococcus* sp. (Figura 9, Anexo 10.10).

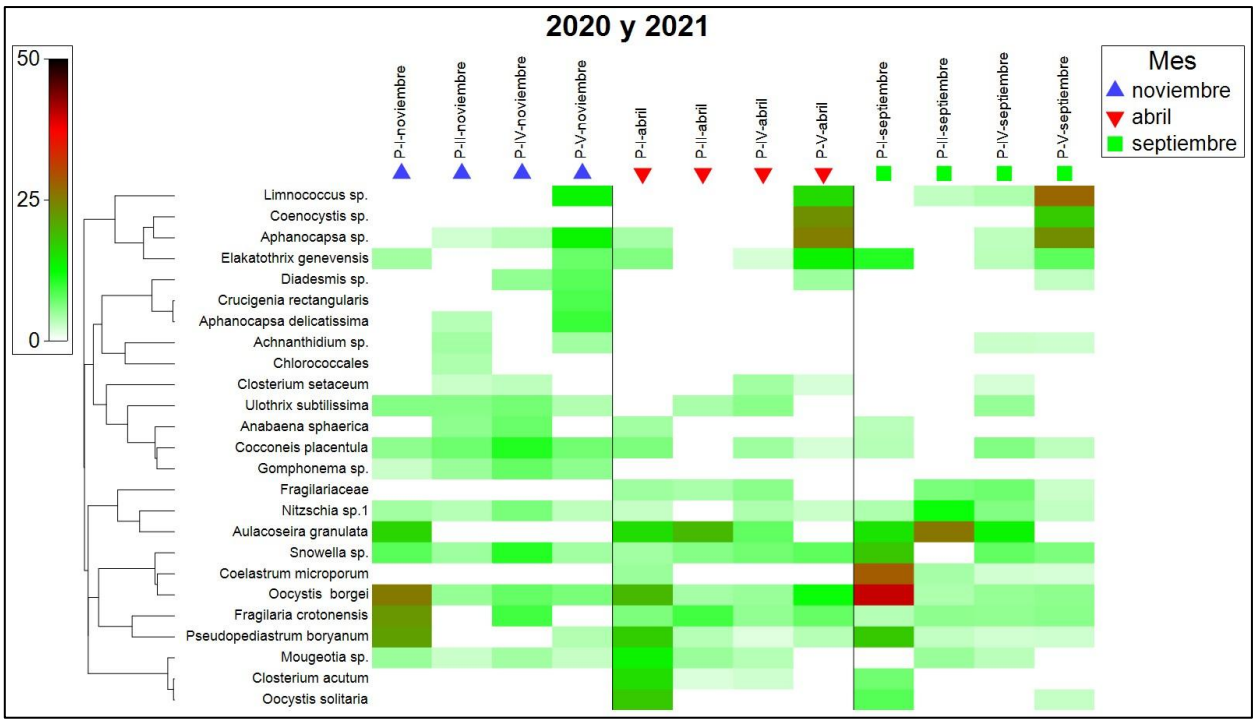

Figura 9 *Taxones de fitoplancton más abundantes (%) por perfil y mes durante el año 2020 y 2021. En el eje vertical se representan los perfiles de muestreo por cada mes de campaña, mientras que en el eje horizontal se listan las especies registradas. Los tonos de color indican los valores de abundancia: colores más oscuros o intensos (rojizos): mayor abundancia relativa. Colores claros o verdosos: menor abundancia relativa. Celdas blancas: ausencia de valores.*

5.1.6. Comparación morfológica vs. molecular (2021)

5.1.6.1 Caracterización morfológica del fitoplancton: abundancia relativa (2021)

Se describe la abundancia relativa de fitoplancton en doce sitios de muestreo seleccionados durante abril, temporada húmeda (TH) y septiembre, temporada seca (TS) de 2021 para las categorías taxonómicas: clase, orden y género.

a). Abundancia relativa del fitoplancton-CLASE

Para la temporada húmeda de 2021 se identificaron diez clases principales de fitoplancton. En la bahía Mayor de Puno predominó la clase *Chlorophyceae* en la mayoría de los sitios, excepto en E3-Ba, donde la comunidad estuvo dominada por *Zygnematophyceae*.

En el perfil Moho se registró la dominancia de *Coscinodiscophyceae*, mientras que en Juli la estructura comunitaria fue compartida entre *Coscinodiscophyceae*, *Bacillariophyceae* y *Cyanophyceae*. En Yunguyo prevalecieron *Cyanophyceae* y *Chlorophyceae*.

Par la temporada seca 2021 se reconoció nuevamente la presencia de diez clases. En la bahía Mayor de Puno, *Chlorophyceae* dominó en E1-Ba y E2-Ba, mientras que *Cyanophyceae* fue predominante en E3-Ba y E4-Ba. En el perfil Moho se observó una dominancia compartida entre *Coscinodiscophyceae* y *Bacillariophyceae*. En Juli predominaron estas mismas clases, aunque en E3-Ju la dominancia correspondió a *Cyanophyceae* y *Bacillariophyceae*. Finalmente, en el perfil Yunguyo se registró una marcada dominancia de *Cyanophyceae* en todos los sitios evaluados. (Figura 10, Anexo 10.13-A y 10.14-A)

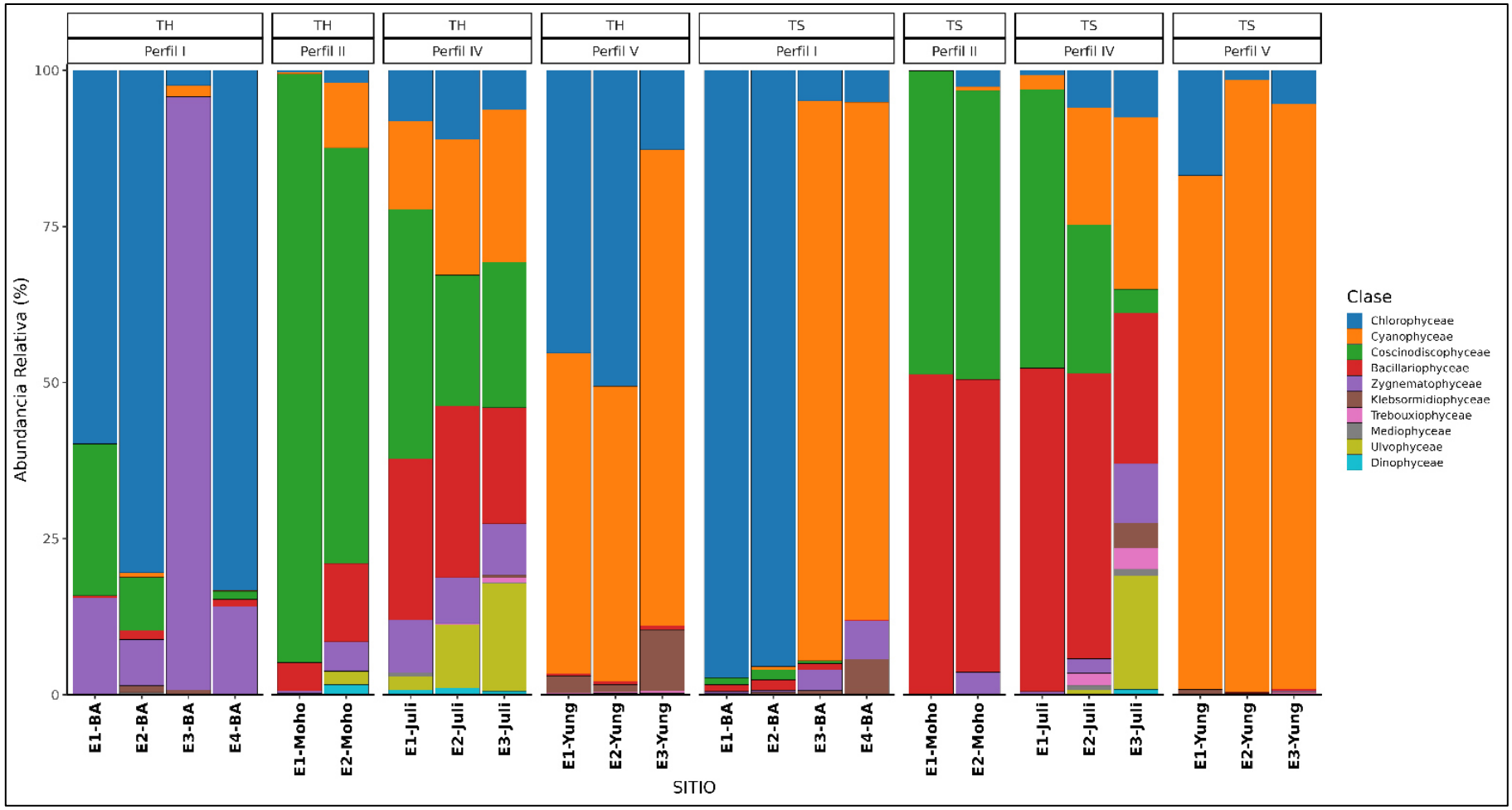

Figura 10. *Abundancia relativa (%) del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de clase para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada Húmeda (TH) y Temporada Seca (TS) de 2021.*

b). Abundancia relativa del fitoplancton-ORDEN

Para la TH, el fitoplancton estuvo representado por 23 órdenes. En el Phylum Heterokontophyta, la mayor abundancia correspondió a los órdenes *Aulacoseirales* y *Fragilariales*. En el Phylum Chlorophyta, predominaron los órdenes *Sphaeropleales* y *Chlorellales*, con una marcada dominancia de *Chlamydomonadales* en el sitio E3-Juli. En el caso de las Charophytas, se registró el predominio de *Desmidiales*, *Klebsormidiales* y *Zygnematales*. Para las Cianobacterias, destacó el dominio de *Nostocales* en la Bahía de Puno, mientras que en el resto de los sitios de muestreo fue más dominante el orden *Synechococcales*.

Finalmente, en los Dinoflagellata predominaron los órdenes *Gonyaulacales* y *Peridiniales*. Para la TS, el fitoplancton estuvo representado por 25 órdenes. En el Phylum Heterokontophyta, la mayor abundancia correspondió a los órdenes Aulacoseirales y Fragilariales. En el Phylum Chlorophyta, predominaron los órdenes Chlorellales y Sphaeropleales con una marcada dominancia de Ulotrichales en el sitio E3-Juli. En el caso de las Charophytas, se registró el predominio de Desmidiales, Klebsormidiales y Zygnematales. Para las Cianobacterias, predominó el orden Synechococcales. Finalmente, en los Dinoflagellata predominó el orden Gonyaulacales en Yunguyo y para Euglenozoa dominó en Bahía de Puno los Euglenales (Figura 11, Anexo 10.13-B y 10.14-B).

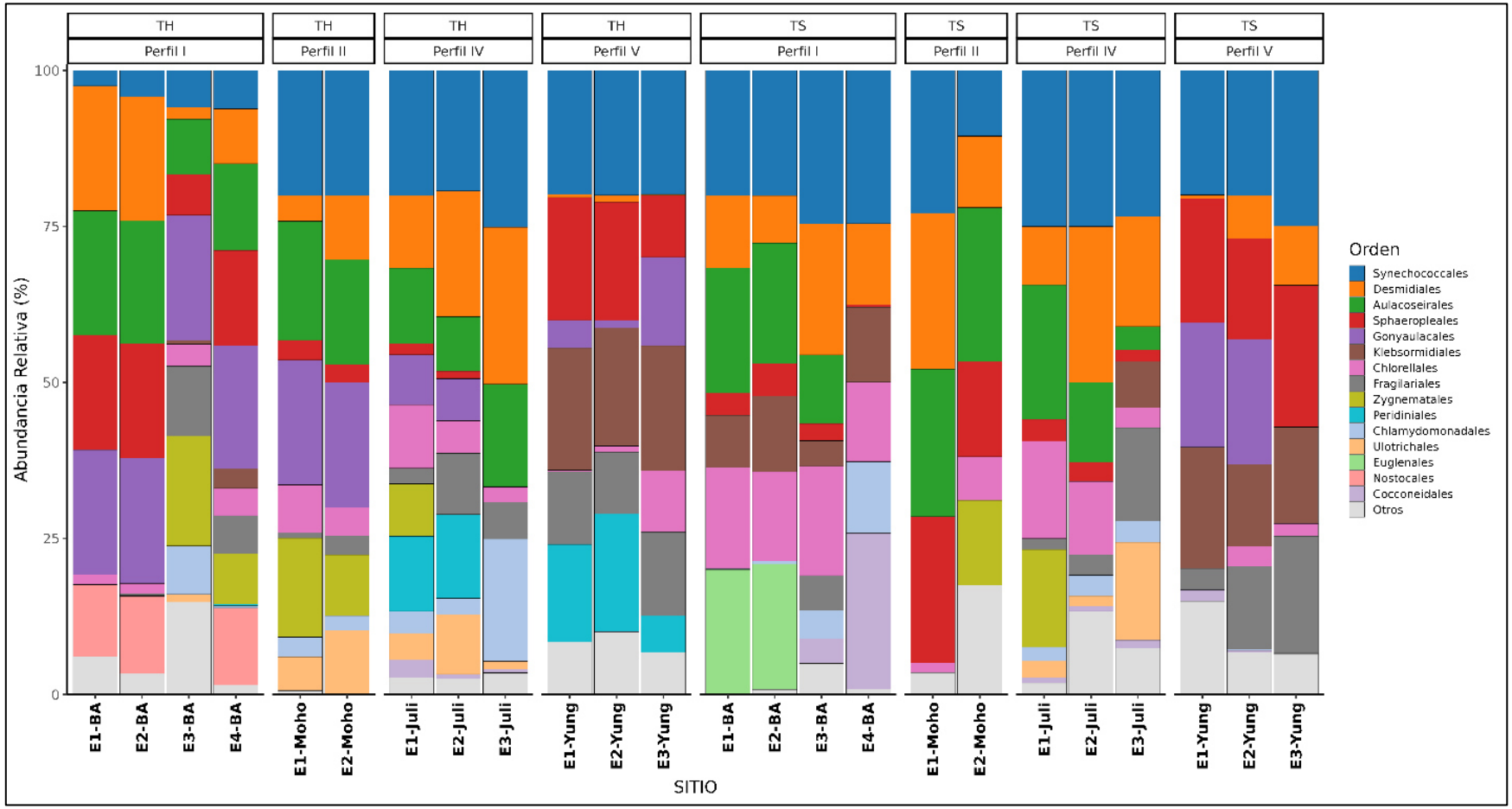

Figura 11. *Abundancia relativa (%) del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de orden para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada Húmeda (TH) y Temporada Seca (TS) de 2021.*

c). Abundancia relativa del fitoplancton-GENERO/ESPECIE

Para la TH, el fitoplancton estuvo representado por 44 géneros/especies identificados mediante microscopía. Entre los taxones más abundantes se registraron los siguientes: en el caso de las diatomeas (Bacillariophyta), las especies dominantes fueron *Fragilaria crotonensis* y *Aulacoseira granulata*. En las Chlorophyta se observó codominancia de *Pseudopediastrum boryanum*, *Coenocystis sp.* y *Oocystis borgei*. Dentro del grupo Charophyta compartieron codominancia *Mougeotia* sp., *Closterium acutum* y *Elakatothrix genevensis*. Finalmente, entre las cianobacterias destacaron *Cylindrospermum* sp., *Snowella* sp. y *Aphanocapsa* sp. (Figura 12).

Para la TS, se detectaron 61 taxa, entre las dominantes tenemos; para las diatomeas (Bacillariophyta), las especies *Aulacoseira granulata* y *Fragilaria crotonensis*. Para las Chlorophyta, se observó codominancia de *Oocystis borgei y Coenocystis*. En el grupo Charophyta, compartieron codominancia *Elakatothrix genevensis, Mougeotia* sp., y especies del género *Closterium*. Finalmente, entre las cianobacterias destacaron *Snowella* sp. y *Limnococcus* sp. (Figura 12).

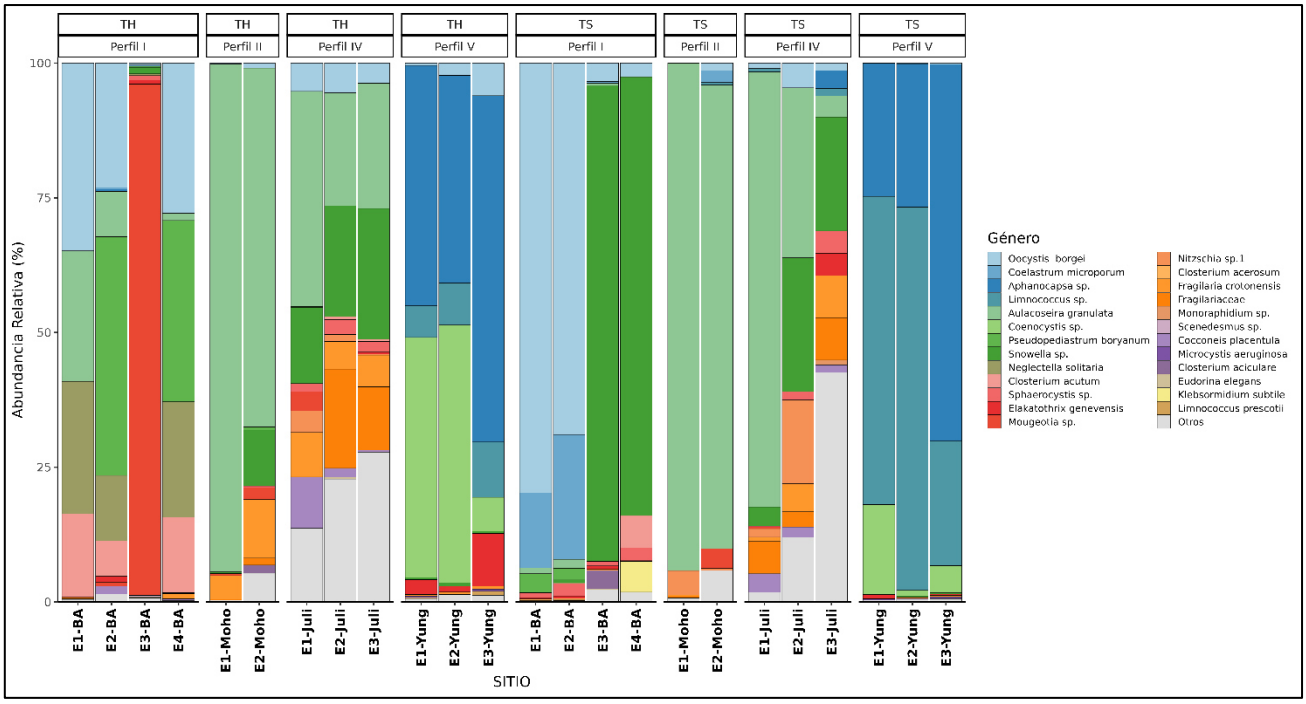

Figura 12. *Abundancia relativa (%) del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de genero/especie para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada Húmeda (TH) y Temporada Seca (TS) de 2021.*

5.1.6.2. Caracterización molecular del fitoplancton-2021

a). Resultados de secuenciación y calidad

Como parte del análisis bioinformático se visualizaron los perfiles de calidad de las lecturas Forward y Reverse (Figura 13 y 14). Después del filtrado y el recorte de las lecturas se obtuvieron los perfiles de calidad de las lecturas Forward y Reverse (Figura 15 y 16).

El análisis de calidad de las secuencias mostró valores de puntaje de calidad Phred (Q) altos (≥ Q30) a lo largo de la mayoría de los ciclos de secuenciación en todas las muestras. Se observó una disminución de la calidad hacia los ciclos finales, especialmente a partir del extremo 3′ de las lecturas, patrón típico de la secuenciación de alto rendimiento. El número de lecturas fue variable entre muestras; sin embargo, la calidad general de los datos fue adecuada para los análisis bioinformáticos posteriores.

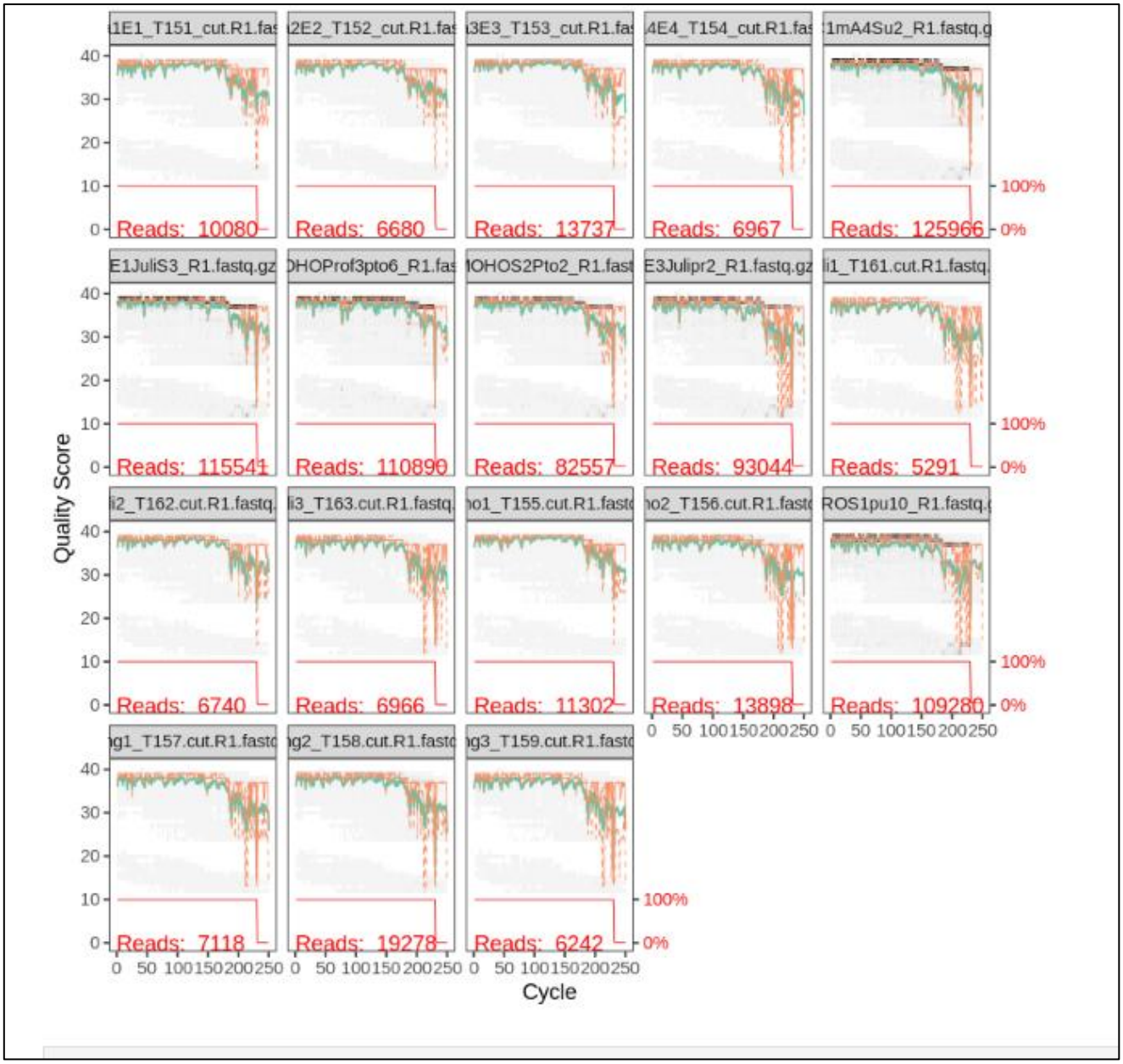

Figura 13. Perfiles de calidad de las lecturas Forward

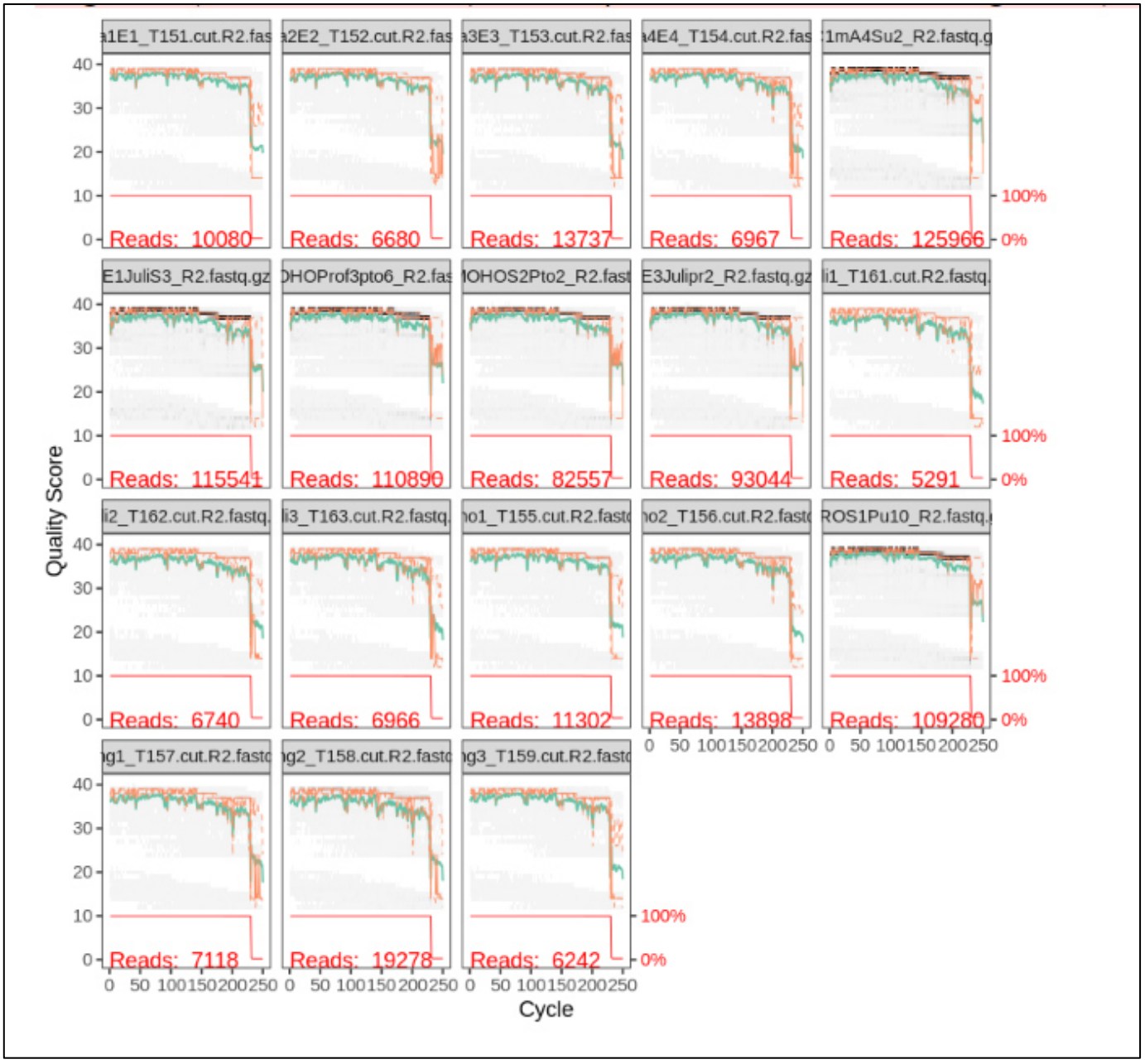

Figura 14. Perfiles de calidad de las lecturas Reverse

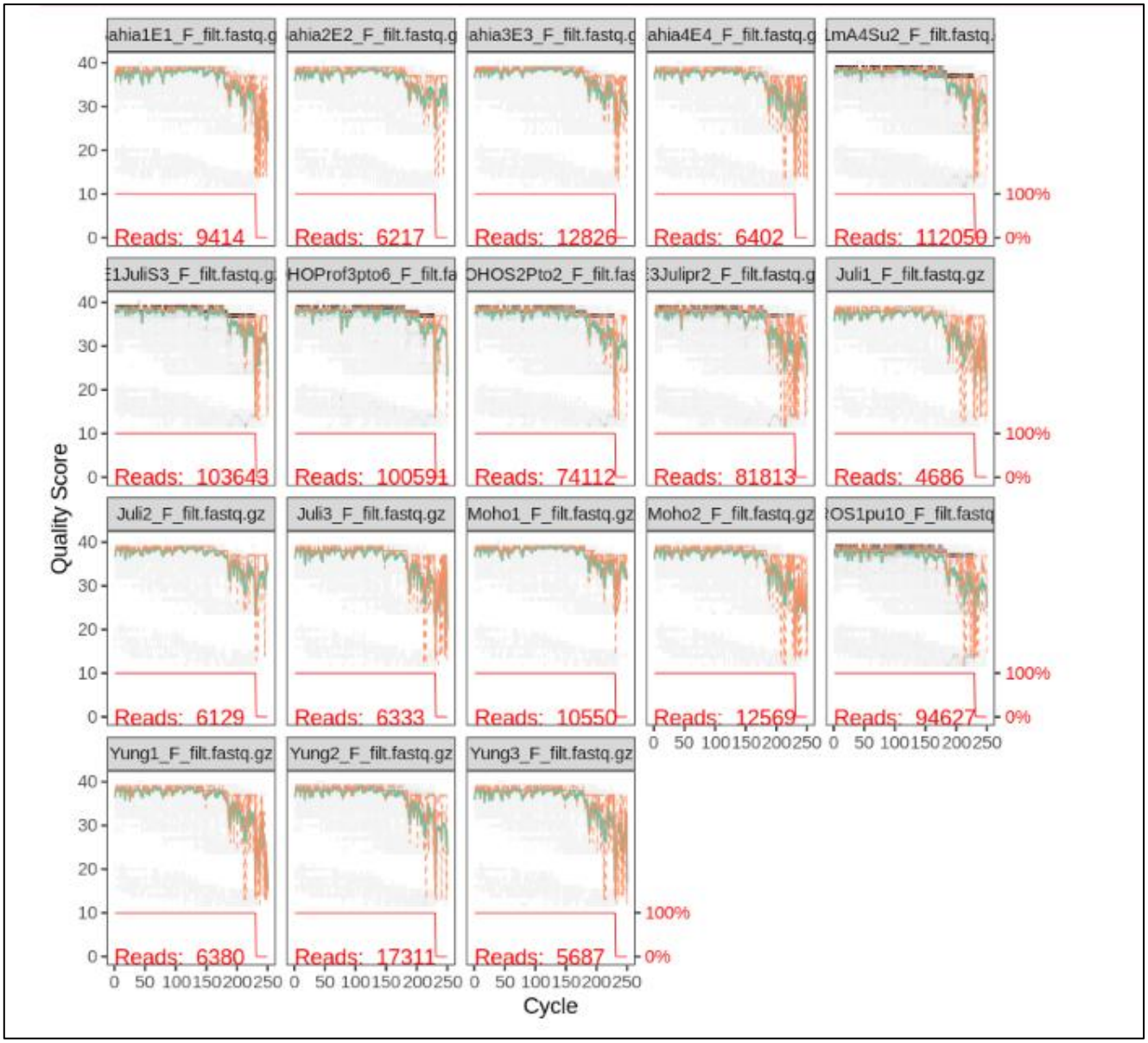

Figura 15. Perfiles de calidad de las lecturas Forward filtradas.

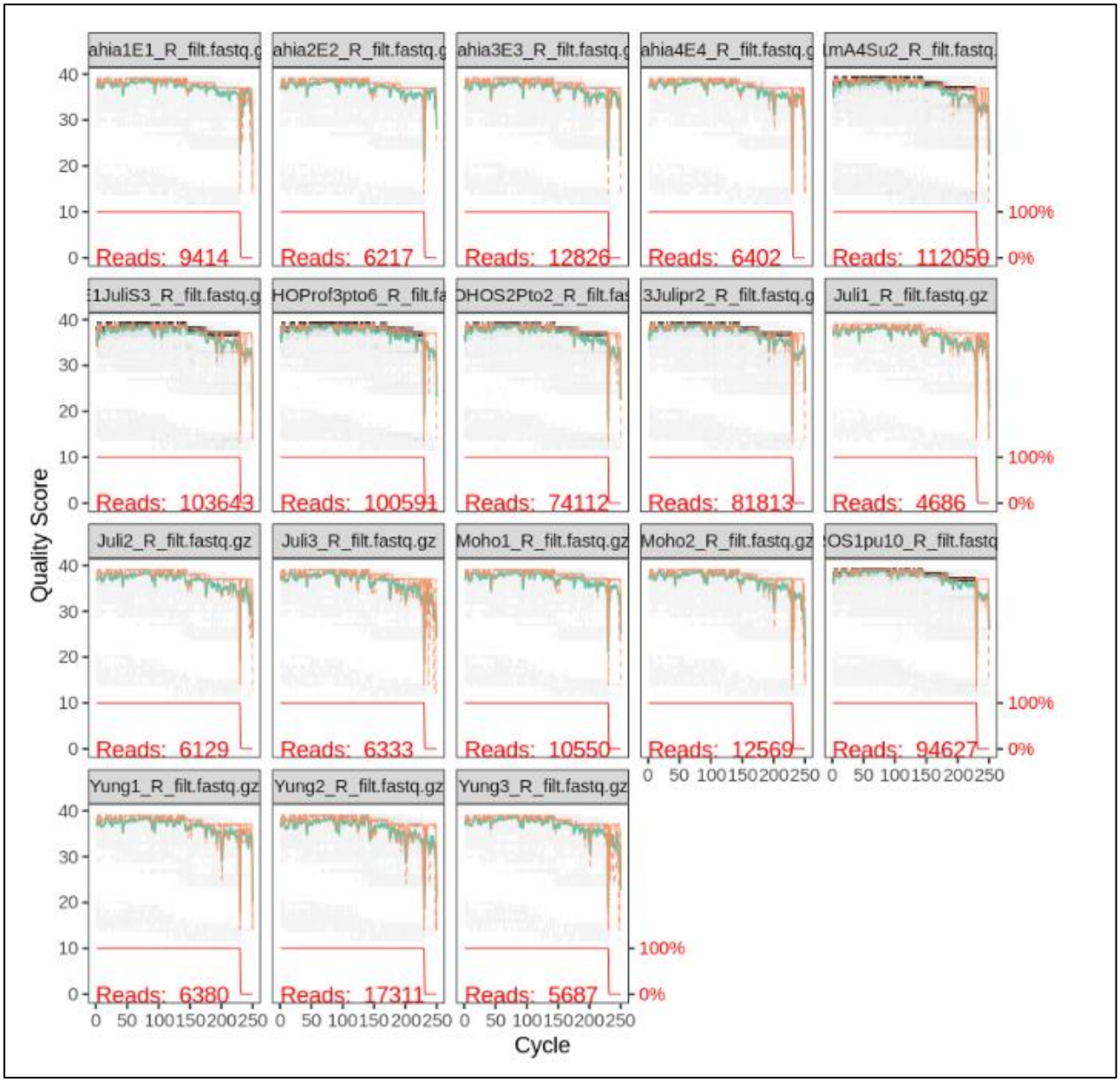

Figura 16. Perfiles de calidad de las lecturas Reverse Filtradas

b). Obtención de ASV

La tabla 9 muestra la cantidad de lecturas y secuencias únicas por cada muestra. Posteriormente se realizó el *contig* entre las secuencias forward y reverse, obteniéndose un tamaño promedio de 330 pb (Figura 17).

Tabla 9 *Cantidad de lecturas y secuencias únicas obtenidas por cada sitio de muestreo durante la temporada húmeda (TH) y la temporada seca (TS), después del proceso de filtrado*

Códigos-TH	Lecturas	Secuencias únicas	Códigos-TS	Lecturas	Secuencias únicas
E1-Puno 21	9414	3176	E1-Puno 21	9414	2990
E2-Puno 21	6217	3020	E2-Puno 21	6217	2940
E3-Puno 21	12826	5023	E3-Puno 21	12826	5411
E4-Puno 21	6402	3266	E4-Puno 21	6402	3057
E1-Moho 21	81813	26252	E1-Moho 21	81813	16280
E2-Moho21	4686	2432	E2-Moho21	4686	2284
E1-Juli 21	10550	2577	E1-Juli 21	10550	2762
E2-Juli 21	12569	4925	E2-Juli 21	12569	4580
E3-Juli 21	94627	34566	E3-Juli 21	94627	25644
E1-Yung 21	6380	3385	E1-Yung 21	6380	3646
E2-Yung 21	17311	7004	E2-Yung 21	17311	7997
E3-Yung 21	5687	3115	E3-Yung 21	5687	3046

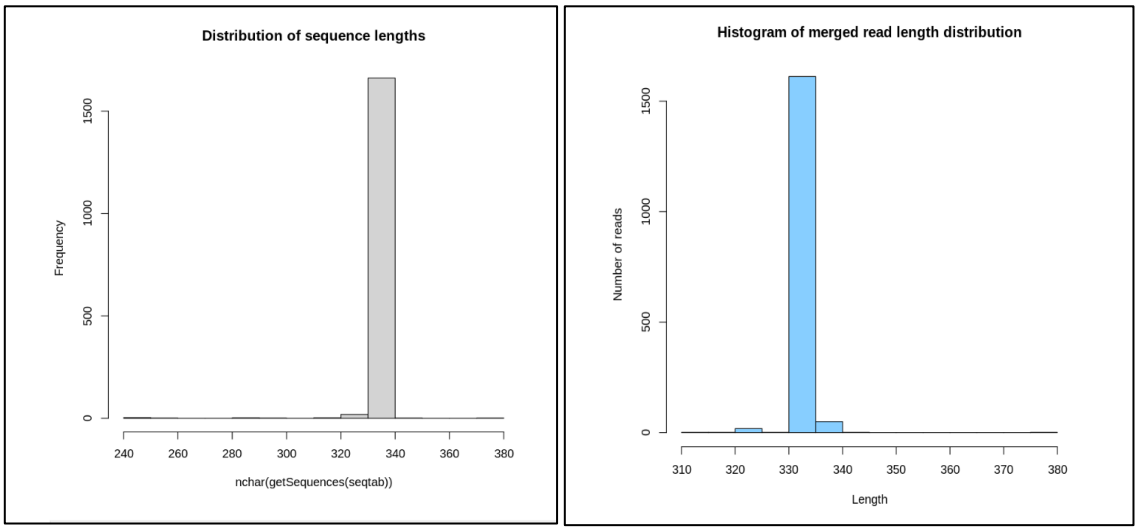

Figura 17. Histograma de la “distribución de las longitudes de secuencias” y Histograma de la “distribución de las longitudes de secuencias fusionadas”

Después de eliminar las quimeras, se identificó 1348 bimeras de 1684 secuencias de entrada. Finalmente, se obtuvieron 336 ASV.

c). Abundancia relativa del fitoplancton: método molecular

El análisis molecular presenta el porcentaje de genes recuperados de 23S rRNA en cada sitio de muestreo para ambas temporadas.

c.1.) Abundancia relativa del Fitoplancton-CLASE

Para la temporada húmeda, se determinó quince principales grupos taxonómicos a nivel de clase para el fitoplancton: Bacillariophyceae, Mediophyceae, Chlorodendrophyceae, Chlorophyceae, Trebouxiophyceae, Chlorokybophyceae, Conjugatophyceae, Chrysophyceae, Phaeophyceae, Xanthophyceae, Eustigmatophyceae, Coccolithophyceae, Cryptophyceae, Euglenophyceae, Cyanophyceae, además de los ASV “No Clasificados” pertenecientes al Phylum Heterokontophyta y otros ASV “No Clasificados” (Otros ND) (Figura 18- Anexo 10.15-A).

Para la temporada húmeda de 2021, en el perfil de la Bahía Mayor de Puno y E1-Moho, se evidencia ASV No Clasificados pertenecientes al Phylum Heterokontophyta; y en menor porcentaje la clase Cyanophyceae. En el perfil II (Lago Mayor), predominan las clases Bacillariophyceae y Cyanophyceae. Para el perfil V (Lago Menor), la mayor dominancia fue compartida con las clases Cyanophyceae y Trebouxiophyceae (Yunguyo). Otros ASV “No Clasificados” se presentaron en porcentajes menores al 30% en todos los sitios de muestreo (Figura 18, Anexo 15A).

Para la temporada seca trece principales grupos taxonómicos del fitoplancton a nivel de clase: Bacillariophyceae, Mediophyceae, Chlorodendrophyceae, Chlorophyceae, Trebouxiophyceae, Conjugatophyceae, Chrysophyceae, Xanthophyceae, Eustigmatophyceae, Coccolithophyceae, Cryptophyceae, Euglenophyceae, Cyanophyceae, además de los ASV No Clasificados pertenecientes al Phylum Bacillariophyta y otros ASV “No Clasificados” (Figura 18, Anexo 10.16A).

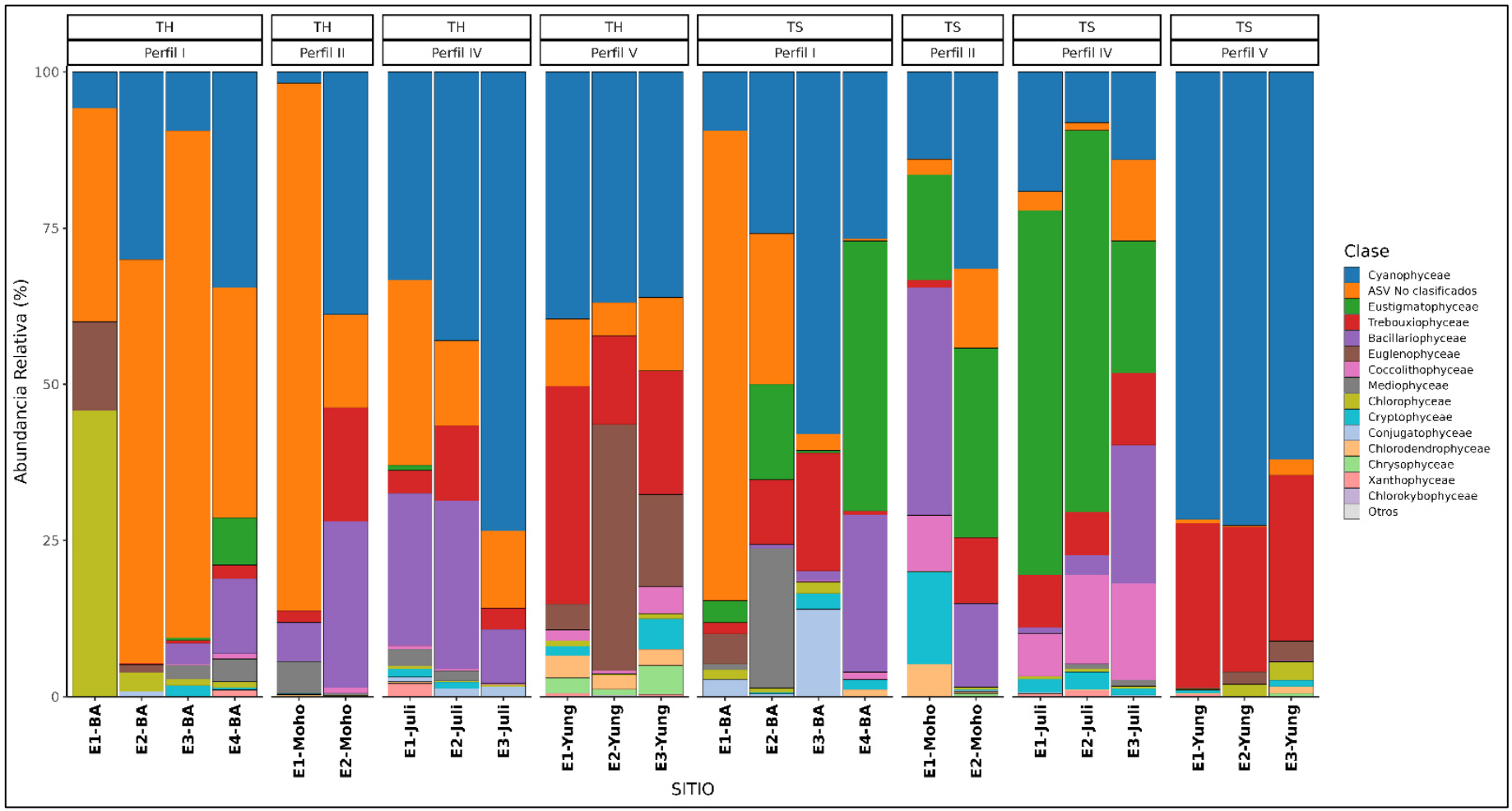

Figura 18. Abundancia relativa (%) de genes recuperados de RNAr 23S a nivel de clase por sitios de muestreo del Lago Titicaca, temporada húmeda (TH) y temporada seca (TS) 2021.

c.2.) Abundancia relativa del fitoplancton-ORDEN

Para la temporada húmeda, el análisis molecular permitió identificar 14 grupos taxonómicos a nivel de orden. En las Bacillariophyta predominaron los ASV No determinados (ND), con más del 60% en toda la Bahía, E1-Moho y E3-Yung, mientras que el orden Eunotiales fue dominante en E2-Moho y en todo el perfil de Juli. En las Chlorophyta destacaron los órdenes Sphaeropleales y Trebouxiales. Para las Charophyta, los órdenes dominantes fueron Desmidiales y Chlorokybales (en E2-Yung). Finalmente, en las Cyanobacteria predominaron los órdenes Synechococcales y Chroococcales (Figura 19, Anexo 10.15-B).

Para la temporada seca de 2021, el fitoplancton estuvo representado por 17 órdenes. Para el Phylum Bacillariophyta, la mayor abundancia correspondió a los órdenes Eunotiales y Stephanodiscales (E3-Yung) y ND correspondientes al Phylum Bacillariophyta. En el Phylum Chlorophyta, predominaron los órdenes Trebouxiales en todos los sitios de muestreo y en menor porcentaje las Chlorodendrales. En el caso de las Charophytas, el orden Desmidiales dominó en un 100%. Para las Cianobacterias, destacó el dominio de Synechococcales y Chroococcales, este último mayormente en Bahía y E2-Juli (Figura 19, Anexo 15-B).

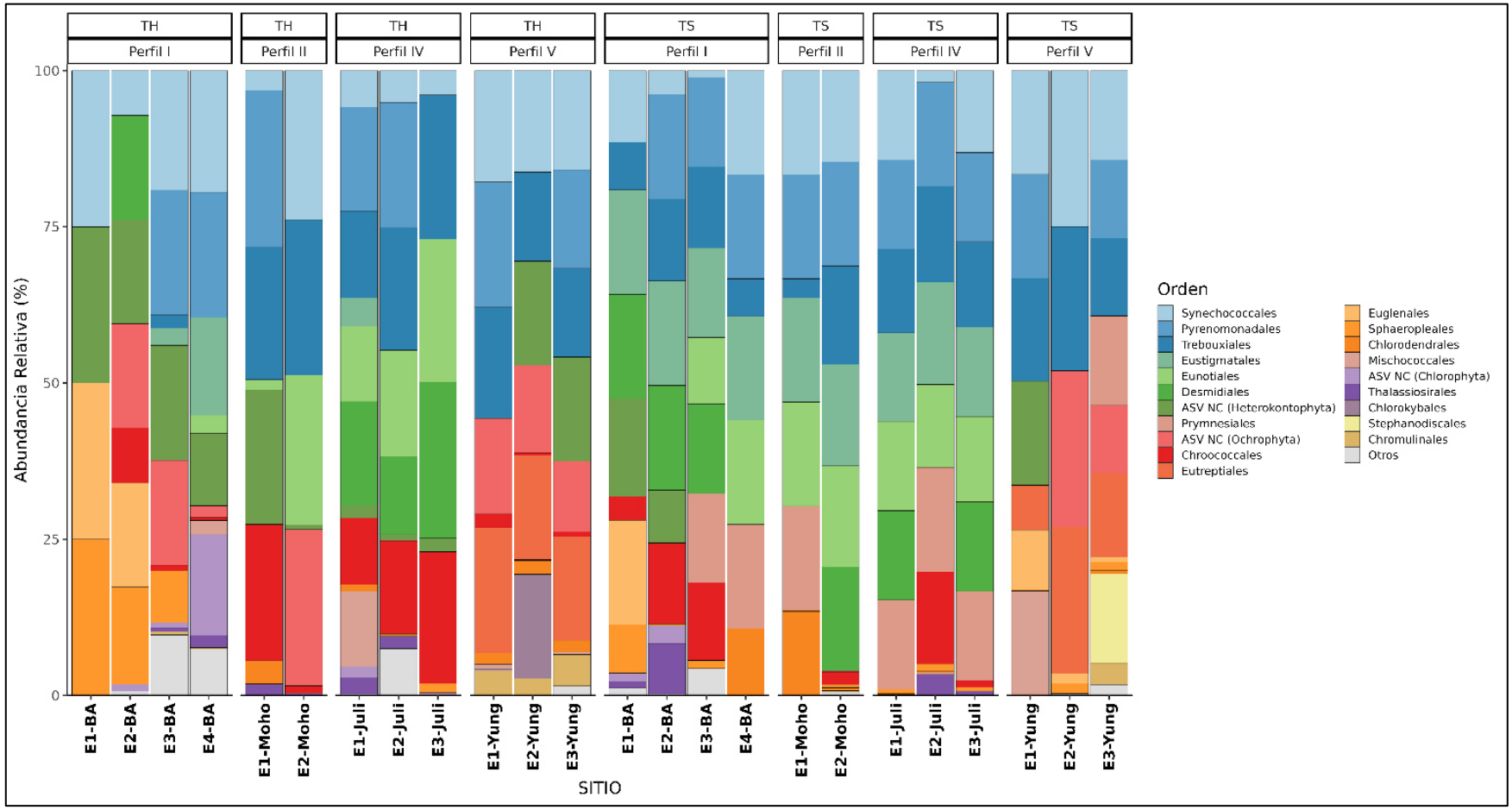

Figura 19. Abundancia relativa (%) del porcentaje de genes recuperados de RNAr 23S del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de orden para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada húmeda (TH) y temporada seca (TS) 2021.

c.3.) Abundancia relativa del fitoplancton-GENEROS

Para la temporada húmeda de 2021 se detectaron 26 géneros con la técnica de metabarcoding, entre las dominantes tenemos; para las diatomeas (Heterokontophyta), la especie *Eunotia* sp. y “No Clasificados” (Heterokontophyta). Para Euglenozoa, el género *Eutreptia* y *Colacium* y para el Phylum Haptophyta como único representante tenemos a *Chrysochromulina*. Para las Chlorophyta, se observó codominancia de *Botryococcus* y *Parapediastrum* (E1-Bahia). Para el caso de las Ochrophytas destacan los ASV “No Clasificados”, *Nannochloropsis* y *Trachydiscus* (E1-Juli) y en menor porcentaje *Ochromonas.* En el grupo Charophyta, compartieron codominancia Chlorokybus (E2-Yung) y ASV “No Determinados” del orden Desmidiales Para el caso de las Cryptophyta, tenemos a *Plagioselmis* y *Rhodomonas*. Entre las cianobacterias destacaron *Cyanobium* y *Euhalothece* (E1-Moho).

Para la temporada seca de 2021 detectando 26 géneros, entre los dominantes tenemos; para las diatomeas; *Eunotia* y “No Clasificados” (Bacillariophyta). Para Euglenozoa, el género Eutreptia y Colacium y para el Phylum Haptophyta como único representante tenemos a Chrysochromulina. Para las Chlorophyta, se observó codominancia de Botryococcus y en menor porcentaje Tetraselmis. Para el caso de las Ochrophytas destacan Nannochloropsis, Trachydiscus (E1-Yung) los ASV “No Determinados”. En el grupo Charophyta, dominaron los ASV “No Determinados” del orden Desmidiales Para el caso de las Cryptophyta, tenemos a Plagioselmis como dominante. Entre las cianobacterias destacaron *Cyanobium* y *Euhalothece* (E2-Bahia, E3-Bahia y E2-Juli). (Figura 20).

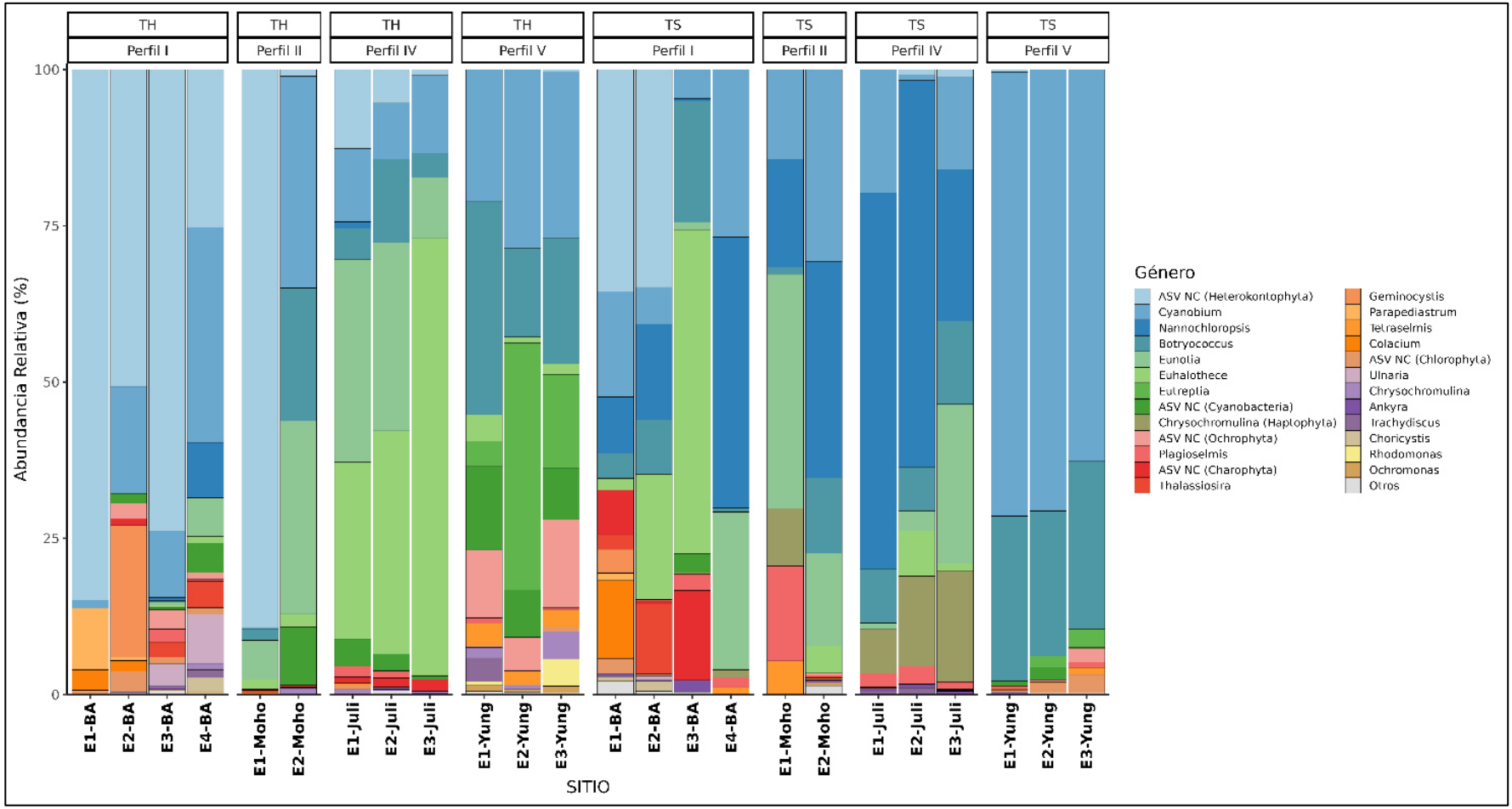

Figura 20. *Abundancia relativa (%) del porcentaje de genes recuperados de RNAr 23S del fitoplancton de acuerdo con la categoría taxonómica de género para cada sitio de muestreo del Lago Titicaca. Temporada húmeda (TH) y temporada seca (TS) 2021.*

d). Comparación metodológica microscópica vs. molecular

Las estimaciones de chi cuadrado (χ^2), evaluadas con un nivel de significancia del 0,1 % ($p < 0,001$), mostraron diferencias significativas en la representación proporcional de los phyla entre la metodología de microscopía y la metodología molecular en los cuatro perfiles evaluados (Perfiles I, II, IV y V) (Tabla 10). Para el análisis se emplearon las abundancias celulares obtenidas mediante microscopía y las abundancias de ASV obtenidas mediante metabarcoding, por lo que los resultados reflejan diferencias en la distribución relativa de los phyla entre ambos métodos y no una equivalencia directa entre las unidades de cuantificación.

Tabla 10 *Estimaciones de la prueba de chi-cuadrado que comparan las proporciones de filos de microalgas y cianobacterias detectados mediante técnicas moleculares (mol) y microscopía (mic) durante la temporada húmeda (TH) y la temporada seca (TS) de 2021. Se realizaron análisis para cada uno de los cuatro perfiles de estudio, Perfil I (Chimu-Parina): Bahía Mayor de Puno, Perfil II (Capachica-Moho): Lago Mayor Norte, Perfil IV (Juli): Lago Mayor Sur, Perfil V (Yunguyo): Lago Menor*

	Perfil-Técnica	Chi^2	valor-*p*
Phylum - TH	P I-mol P I-mic	203500	<0.000001
	P II-mol P II-mic	40325	<0.000001
	P IV-mol P IV-mic	5546.6	<0.000001
	P V-mol P V-mic	165.27	<0.000001
Phylum - TS	P I-mol P I-mic	292180	<0.000001
	P II-mol P II-mic	215720	<0.000001
	P IV-mol P IV-mic	12394	<0.000001
	P V-mol P V-mic	1075800	<0.000001

d.1.) Concordancia taxonómica e Indice de Jaccard-TH

Para la TH, el método morfológico detectó 10 clases de fitoplancton y el método molecular 16 (incluyendo ASV no clasificados). Cinco clases fueron detectadas por ambos métodos (*Bacillariophyceae, Mediophyceae, Chlorophyceae, Trebouxiophyceae, Cyanophyceae*), representando el 50% de las clases morfológicas y el 31.3% de las clases moleculares. El índice de Jaccard fue 23.8%**,** lo que indica que menos de una cuarta parte de las clases identificadas fueron compartidas entre ambos métodos evidenciando una baja similitud en la composición taxonómica detectada. Varias clases fueron detectadas exclusivamente por cada método, esto sugiere diferencias en sensibilidad y resolución taxonómica entre identificación morfológica y detección molecular.

Para la TH, a nivel de orden, se identificaron 23 órdenes mediante la técnica microscópica y 22 mediante el análisis molecular. Nueve órdenes fueron comunes a ambos métodos (*Licmophorales, Sphaeropleales, Chlamydomonadales, Chlorellales, Trebouxiáles, Desmidiales, Synechococcales, Chroococcales y Nostocales*), lo que representa una concordancia del 39,1% con respecto al método morfológico y 40,9% con respecto al molecular. El índice de Jaccard fue de 25%, indicando una baja similitud entre los órdenes identificados por ambos métodos, ya que únicamente una cuarta parte de los taxones fueron comunes a ambas aproximaciones. El análisis molecular reveló 13 órdenes exclusivos, mientras que el método microscópico detectó 14 órdenes únicos, destacando la complementariedad entre ambos procedimientos para una caracterización más completa del fitoplancton.

Tabla 11 *Porcentaje de concordancia taxonómica a nivel de CLASE y ORDEN e Índice de Jaccard-TH 2021.*

Total CLASE		CLASES compartidas	Concordancia respecto al morfológico	Concordancia respecto al molecular	Índice de Jaccard
Morfológico	Molecular				
10	16	5	50%.	31,25%.	23,81%.
Total ORDEN		ORDENES compartidos	Concordancia respecto al morfológico	Concordancia respecto al molecular	Índice de Jaccard
Morfológico	Molecular				
23	22	9	39.10%	40.90%	25%

d.2.). Concordancia taxonómica e Índice de Jaccard-TS

Durante la TS, la técnica molecular permitió identificar 13 clases de fitoplancton, mientras que mediante microscopía se registraron 10 clases. Ambas metodologías coincidieron en la detección de Bacillariophyceae, Mediophyceae, Chlorophyceae, Trebouxiophyceae y Cyanophyceae, alcanzando un 26.3 % de concordancia taxonómica entre los dos métodos. La técnica molecular reveló ocho clases exclusivas, incluyendo grupos como Chrysophyceae, Eustigmatophyceae y Coccolithophyceae, que suelen pasar desapercibidos al microscopio por su pequeño tamaño o falta de rasgos morfológicos distintivos. En contraste, la microscopía permitió identificar cinco clases exclusivas, entre ellas Ulvophyceae, Klebsormidiophyceae y Dinophyceae, organismos con estructuras fácilmente observables.

El índice de similitud de Jaccard (J = 28%) evidencia una baja coincidencia entre las técnicas, lo que sugiere que ambas aportan información complementaria sobre la composición fitoplanctónica. La aproximación molecular mostró una mayor sensibilidad en la detección de grupos crípticos o de baja abundancia, ampliando el espectro de diversidad registrado.

A nivel de orden, la técnica molecular identificó 25 órdenes, mientras que la microscopía registró 27. De estos, 14 órdenes fueron comunes a ambas metodologías, lo que representa una concordancia del 51,9 % con respecto a los órdenes identificados por

microscopía y del 56,0 % con respecto a los detectados mediante la técnica molecular. El índice de Jaccard fue de 37 %, indicando que poco más de un tercio de los órdenes fueron compartidos entre ambos métodos. Aunque se observó una coincidencia importante en la composición taxonómica, cada metodología también identificó órdenes exclusivos, lo que pone de manifiesto diferencias en su capacidad de detección y resolución taxonómica, además de evidenciar su carácter complementario para la caracterización del fitoplancton. En particular, la microscopía identificó 13 órdenes exclusivos, principalmente diatomeas con estructuras silíceas bien definidas, como *Achnanthales*, *Cocconeidales* y *Fragilariales*. Por su parte, la técnica molecular detectó 11 órdenes exclusivos, entre ellos *Eustigmatales*, *Chromulinales* y *Pleurocapsales*, correspondientes a linajes crípticos o con escasa representación morfológica, cuya identificación mediante microscopía resulta más limitada.

Tabla 12 *Porcentaje de concordancia taxonómica a nivel de CLASE y ORDEN e Índice de Jaccard-TS 2021.*

Total CLASE		CLASES compartidas	Concordancia respecto al morfológico	Concordancia respecto al molecular	Índice de Jaccard
Morfologico	Molecular				
10	13	5	50%	38.50%	28%
Total ORDEN		ORDENES compartidos	Concordancia respecto al morfológico	Concordancia respecto al molecular	Índice de Jaccard
Morfologico	Molecular				
27	25	14	51.90%	56.00%	37%

d.3.) Diagrama de Venn de la coincidencia taxonómica por Phylum entre microscopía y metabarcoding

En la figura 21 se muestra diferentes configuraciones de dos círculos, uno verde y uno azul, que representan dos conjuntos (circulo verde=microscopia), circulo azul = metabarcoding). En algunos casos los círculos se superponen ligeramente, en otros muestran una superposición moderada o amplia, y en otros aparecen completamente separados. Además, se presentan variaciones en el tamaño relativo de los círculos, indicando diferencias en la magnitud de cada conjunto.

En cuanto a los niveles taxonómicos a nivel de orden; se observó que ambas técnicas (clasificación morfológica y metabarcoding de DNA) detectaron un número considerable de ordenes en común para Bacillariophyta, (1 y 5), Chlorophyta (4 y 3) y Cyanobacteria (3), en TH y TS respectivamente.

En cuanto a los niveles taxonómicos a nivel de genero se aprecia que solo 2 géneros de Bacillariophyta (*Cyclotella* y *Ulnaria*) y 2 de Chlorophyta (*Botryococcus y Ankyra*) fueron reconocidos por ambos métodos; para Charophyta y Cyanobacteria, no se detectó ningún género en común con ambas metodologías. (Figura 20 y 21).

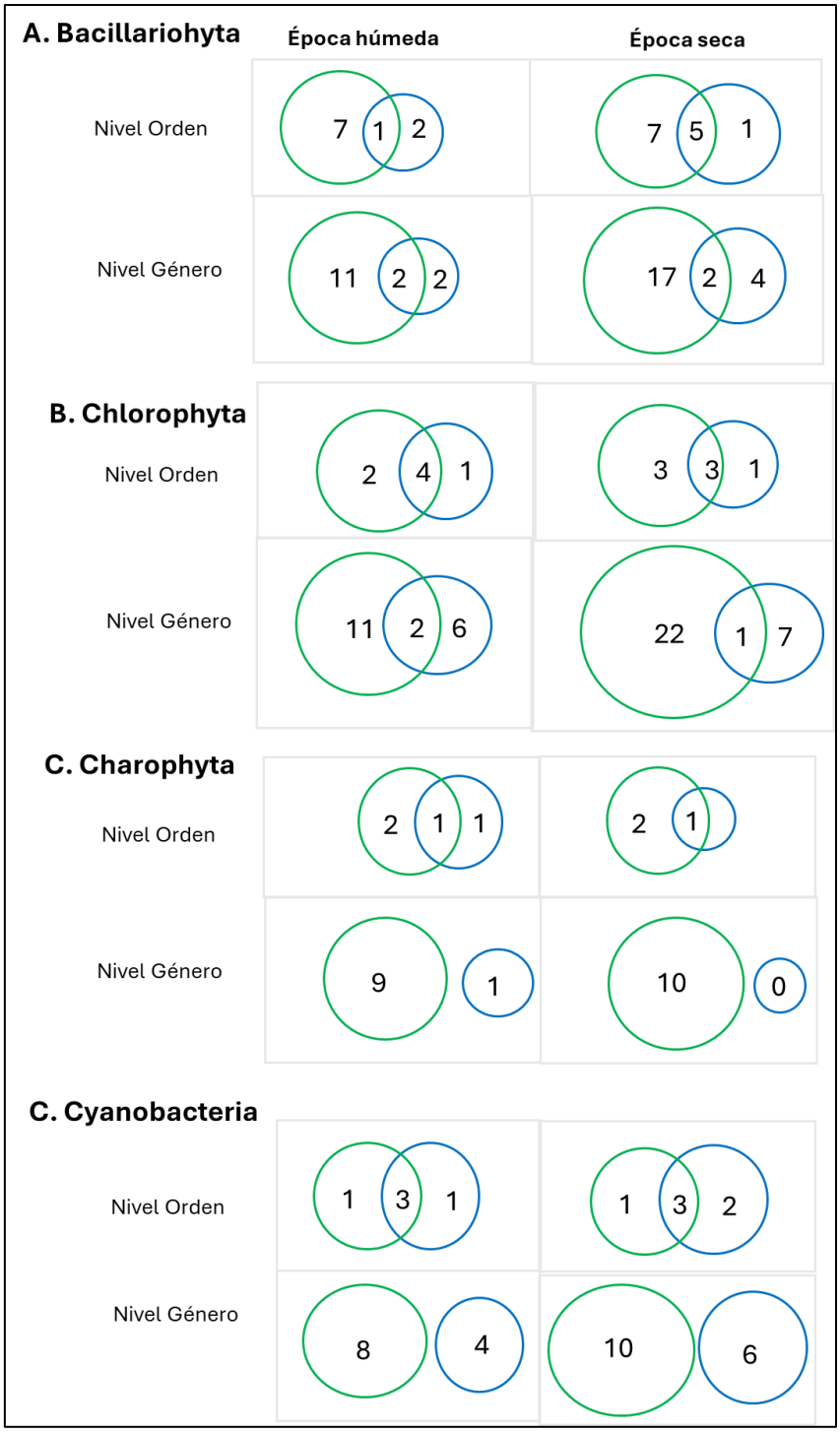

Figura 21. *Diagramas de Venn que indican el número de órdenes y géneros que resultaron de la microscopía (circulo verde) y metabarcoding (circulo azul). El área de intersección indica el número de órdenes o géneros comunes obtenidos mediante microscopía y metabarcoding. El tamaño de los círculos es proporcional al número de géneros u órdenes.*

5.2. Índices de diversidad y calidad biológica

5.2.1. Índices de diversidad alfa

5.2.1.1 Índice de Shannon - Wiener (H´) y de Margalef (DMg)- época húmeda

Durante la época húmeda se observa que, en la mayoría de los sitios de muestreo correspondientes al año 2016 (E3, E4, E7, E12, E13, E14 y E15), los valores del índice de diversidad de Shannon (H') superan los 3 bits·ind^{-1}, lo que indica una diversidad de media a alta. Según la escala propuesta por Wilhm y Dorris (1968), estos valores corresponden a cuerpos de agua clasificados como limpios.

En contraste, durante los años 2017, 2018 y 2020 predominan en la mayoría de los sitios valores de H' entre 1 y 3 bits·ind^{-1}, los cuales reflejan una baja diversidad y sugieren condiciones de contaminación moderada. Asimismo, destaca el sitio E2 en el año 2020, que presentó un valor de diversidad particularmente bajo, por lo que se clasifica como fuertemente contaminado (Figura 22; Anexos 17, 18, 19 y 20).

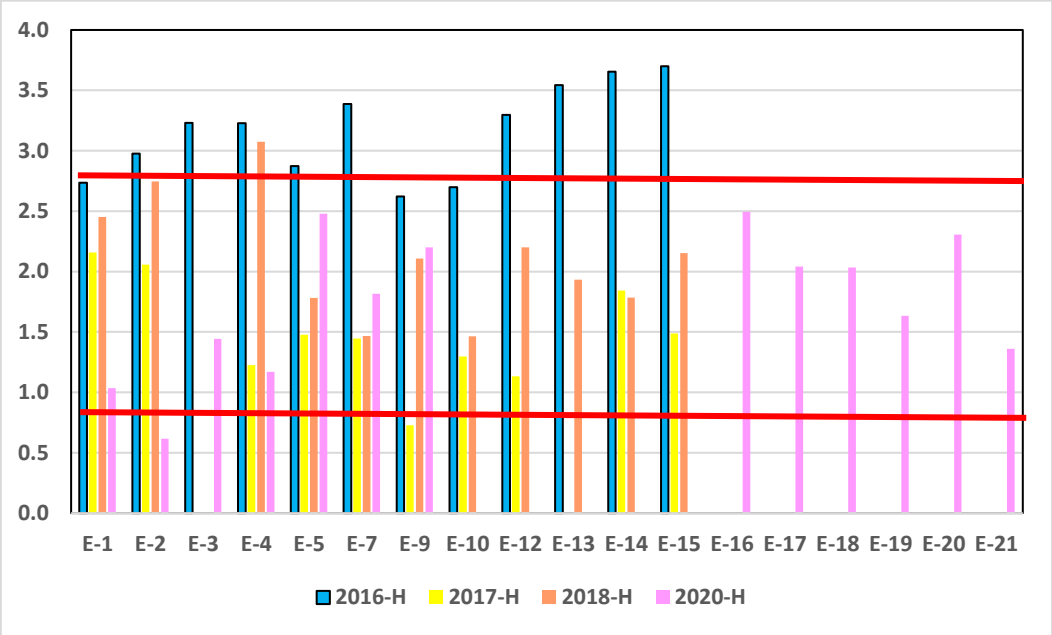

Figura 22. Índices de diversidad de Shannon-Wiener (H') en época húmeda por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores mayores que 3 bits.ind-1 indican agua limpia; 1-3 indican contaminación moderada y valores inferiores a 1 se caracterizan por estar fuertemente contaminadas Wilhm & Dorris (1968).

Según el índice de Margalef, la mayoría de los valores que corresponden a mediana biodiversidad están en la mayoría de los sitios de muestreo del 2016 y algunos sitios de muestreo del año 2020, los valores de baja diversidad están presentes en todos los sitios de muestreo correspondiente al año 2017 y algunos sitios del 2018 y 2020 (Figura 23, Anexo 17,18, 19 y 20).

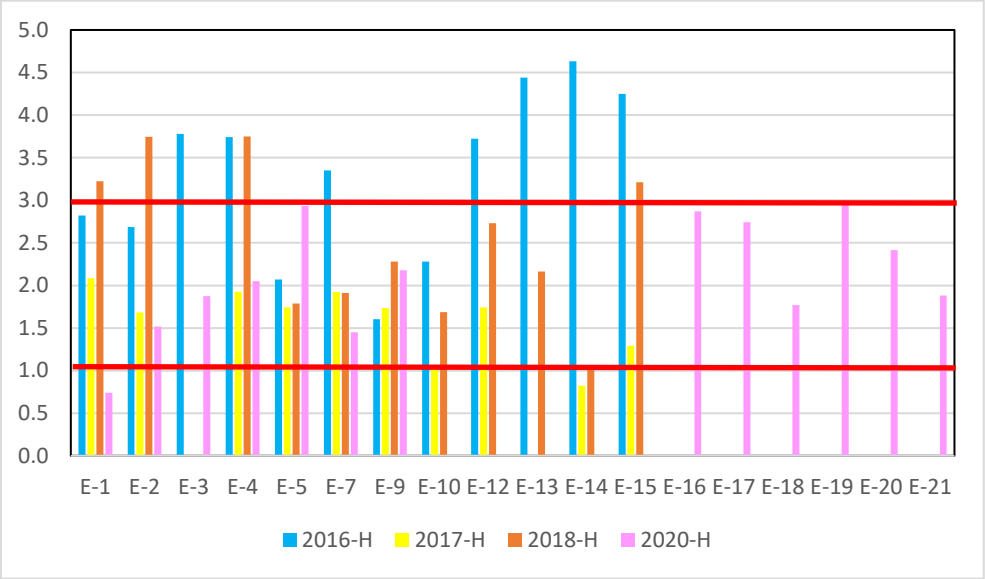

Figura 23. Índices de diversidad de Margalef (DMg) en época húmeda por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores DMg > 5= indican alta diversidad, 2 < DMg < 5 = mediana biodiversidad, DMg < 2= baja biodiversidad (Margalef 1955).

5.2.1. 2. Índice de Shannon- Wiener y de Margalef- época seca

Durante la época seca, se evidencia que en la mayoría de los sitios de muestreo del año 2016 (E3, E4, E5, E7, E13, E14 y E15) los valores del índice de diversidad de Shannon (H') superan los 3 bits·ind^{-1}, lo que indica una diversidad media a alta. Según la escala de Wilhm & Dorris (1968), estos valores corresponden a cuerpos de agua considerados como limpios.

En contraste, valores de H' entre 1 y 3 bits·ind^{-1}, que indican baja diversidad y niveles de contaminación moderada, se registraron en todos los sitios de muestreo del año 2017 y en la mayoría de los sitios del 2018 y 2021. Además, tres sitios presentaron valores que reflejan

condiciones de fuerte contaminación: E9 en 2018, y E3 y E7 en 2021 (Figura 24; Anexos 21, 22, 23 y 24).

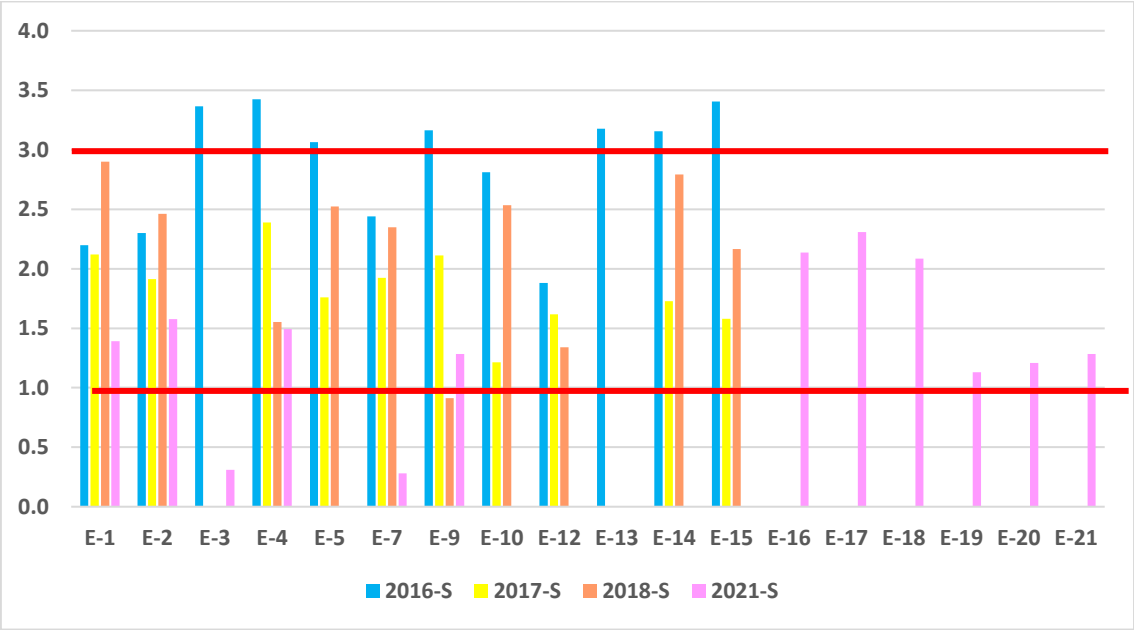

Figura 24. Índices de diversidad de Shannon-Wiener (H') en época seca por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores mayores que 3 bits.ind^{-1} indican agua limpia; 1-3 indican contaminación moderada y valores inferiores a 1 se caracterizan por estar fuertemente contaminadas Wilhm & Dorris (1968)

Según el índice de Margalef, la mayoría de los valores que corresponden a mediana biodiversidad están presentes en los sitios de muestreo del año 2018, la mayoría de los sitios de muestreo del 2016 y algunos sitios de muestreo del año 2021, los valores que corresponden a baja biodiversidad están presentes en todos casi todos los sitios de muestreo correspondiente al año 2017 y algunos sitios del 2016 y 2021 (Figura 25, Tabla 21, 22, 23 y 24)

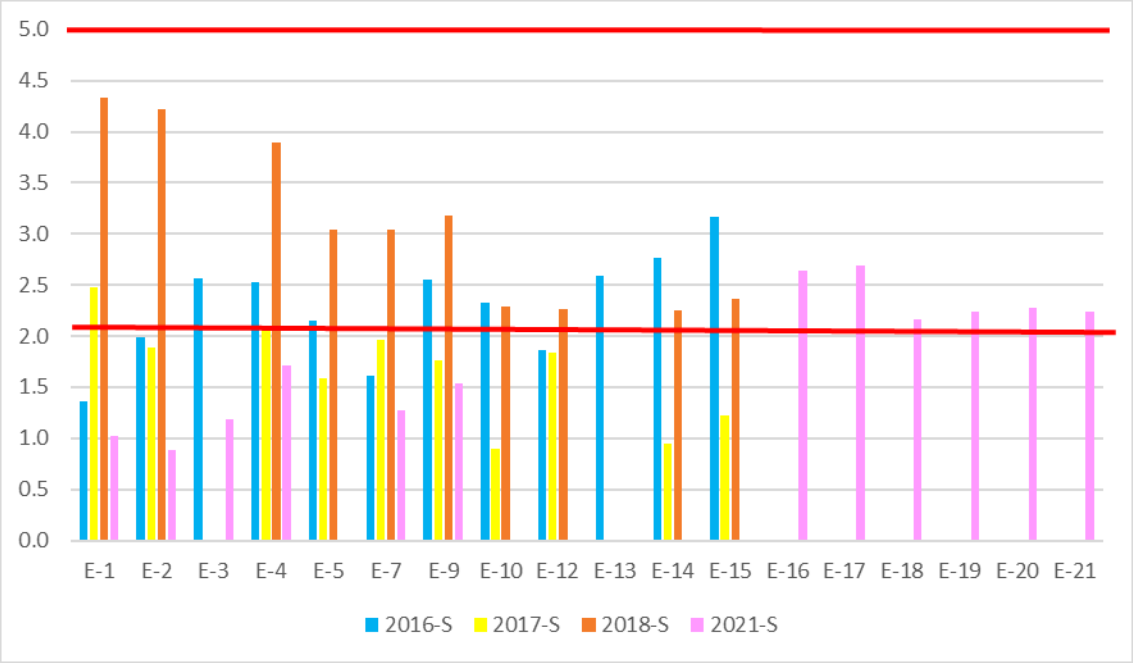

Figura 25. Índices de diversidad de Margalef (DMg) en época seca por sitios de muestreo del Lago Titicaca. Valores DMg > 5= indican alta diversidad, 2 < DMg < 5 = mediana biodiversidad, DMg < 2= baja biodiversidad (Margalef 1955).

5.2.2. Índices de calidad biológica específicos

5.2.2.1. Índice Diatómico General (IDG)

Se determinó el IDG por sitios de muestreo durante la temporada húmeda y seca, se observó que los valores de IDG, van de 1.3 (contaminación muy fuerte) a 4.6 (calidad biológica óptima). Se registraron 1,9 % de los valores de IDG en el rango de Contaminación muy fuerte, 5.7% de los valores en el rango de desaparición de especies sensibles, contaminación fuerte, 24.8% de valores se les asignó en la calificación de contaminación media, 29.5% de los valores de IDG en el rango correspondiente a contaminación moderada, 8.6% de los valores se les asignó en la calificación de aguas de calidad normal, y finalmente solo el 2.9% de los valores calificaron en aguas de calidad biológica óptima Más del 54 % de los registros se concentran en las categorías de contaminación media a moderada, mientras que las condiciones extremas (contaminación muy fuerte y calidad biológica óptima) representan una fracción reducida del total de observaciones (≈5 % en conjunto). (Tabla 13, Anexo 25 a 51).

Tabla 13 Índice Diatómico General (IDG) por sitios de muestreo del Lago Titicaca en la época húmeda y seca de los años 2016 a 2018, 2020 y 2021 (1< IDG<2 = Contaminación muy fuerte; 2< IDG<3 =Desaparición de especies sensibles. Contaminación fuerte. 3< IDG<3.5 = Contaminación media, 3.5< IDG<4.0 = Contaminación moderada,4.0< IDG<4.5 = Calidad normal. Contaminación débil, 4.5< IDG = Calidad biológica optima)

Sitios	AÑOS-Temporada								
	2016-H	**2016-S**	**2017-H**	**2017-S**	**2018-H**	**2018-S**	**2020-H**	**2021-H**	**2021-S**
E1	4.0	4.6	2.9	3.9	3.0	4.3	1.3	3.9	
E2	3.5	3.9	3.9	4.0	3.8	3.6	4.0	3.6	2.6
E3	3.9	4.0					3.9	3.0	3.5
E4	4.0	3.3	3.2	3.8	3.2	3.3	4.0	3.9	4.0
E5	3.6	4.1	3.4	3.2	4.9	3.3	3.6		
E7	3.7	3.9	3.4	3.2	3.7	3.3	3.3	4.0	3.6
E8	3.8	4.4							
E9	3.8	4.2	3.4	3.3	2.8	3.2	3.6	4.0	3.0
E10	3.4	4.8	3.2	2.7	3.9	3.1			
E11	4.2	4.2							
E12	3.7	3.6	3.3	3.1	4.4	3.2			
E13	3.7	4.1			4.0				
E14	4.0	3.5	3.6	3.1	1.7	3.7			
E15	4.2	3.9	3.0	2.7	4.5	3.2			
E16							3.6	3.5	3.2
E17							3.5	3.5	3.6
E18							3.9	3.8	4.0
E19							3.3	3.5	3.3
E20							3.0	3.5	3.9
E21							2.9	3.4	4.0

a.) Distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en 2016

El mapa del Índice Diatómico General (IDG) promedio correspondiente al año 2016 muestra un patrón espacial heterogéneo en la calidad biológica del lago.

Pocos sitios de muestreo de Bahía de Puno y Lago Mayor presentan valores de IDG entre 3.0 y 3.5, correspondientes a contaminación media y en gran parte del sector central y norte predominan valores de IDG entre 3.5 y 4.0, clasificados como contaminación moderada. Las áreas con los valores más altos del índice (4.0 < IDG < 4.5), asociadas a calidad normal y contaminación débil, se distribuyen principalmente en sectores menos impactados del lago. No se registraron valores superiores a IDG > 4.5, lo que indica una ausencia de condiciones de calidad biológica óptima durante el periodo evaluado (Figura 26).

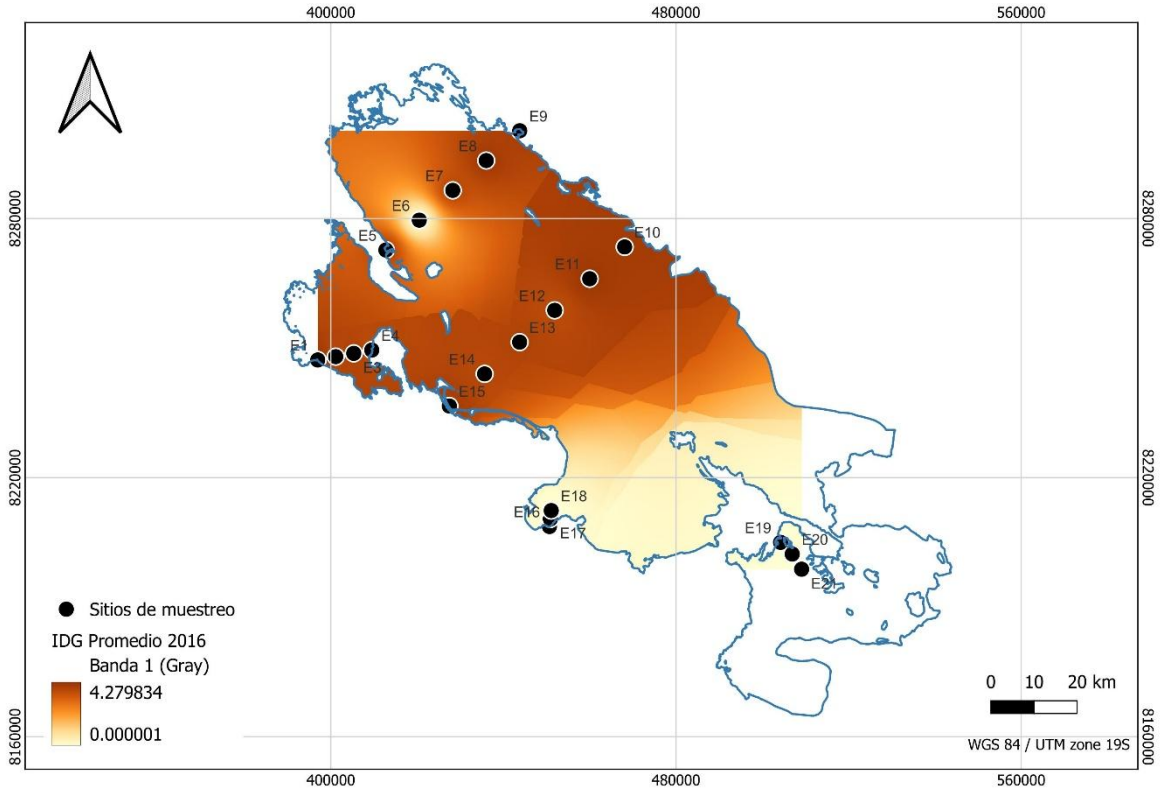

***Figura 26**. Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General en el Lago Titicaca-Año 2016.*

b.) Distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en 2017

El mapa del Índice Diatómico General (IDG) promedio correspondiente al año 2017 muestra un patrón espacial heterogéneo en la calidad biológica del lago.

La mayoría de los sitios de muestreo en Bahía de Puno y Lago Mayor presentan valores de IDG clasificados en contaminación media y moderada (3 < IDG < 4). No se registraron valores superiores a IDG > 4.5, lo que indica una ausencia de condiciones de calidad biológica óptima durante el periodo evaluado. (Figura 27).

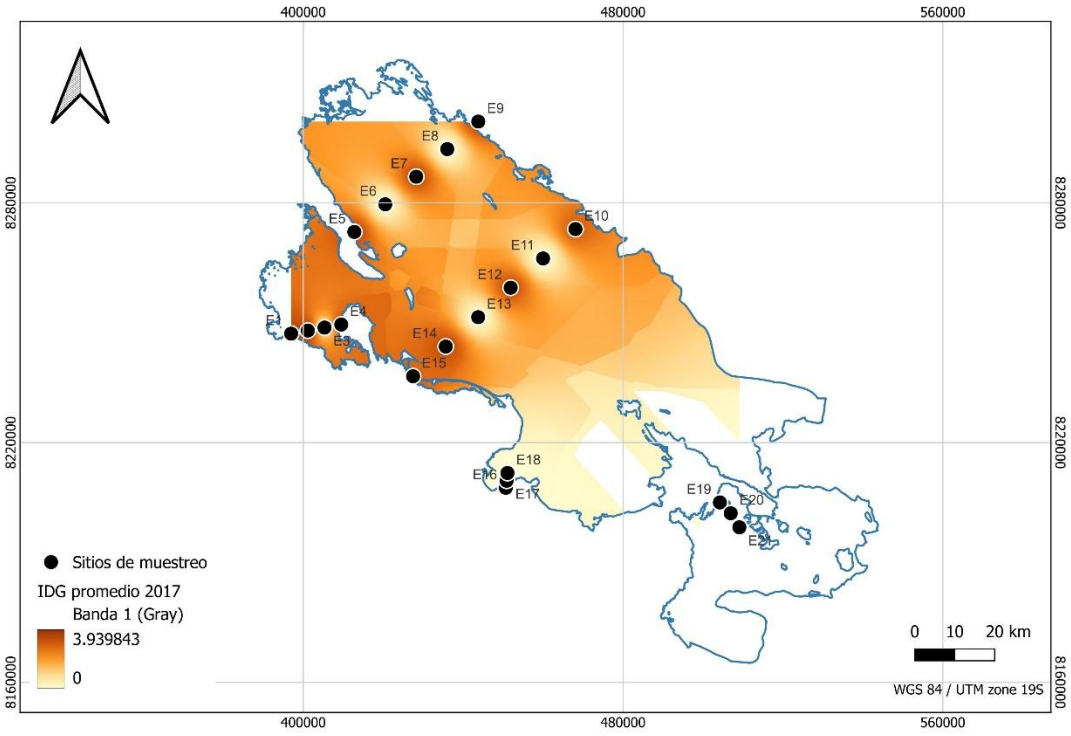

Figura 27. *Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en el Lago Titicaca-Año 2017*

c.) Distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en 2018

El mapa del Índice Diatómico General (IDG) promedio correspondiente al año 2018 muestra un patrón espacial heterogéneo en la calidad biológica del lago.

La mayoría de los sitios de muestreo en Bahía de Puno y Lago Mayor presentan valores de IDG clasificados en contaminación media y moderada (3 < IDG < 4). No se registraron valores superiores a IDG > 4.5, lo que indica una ausencia de condiciones de calidad biológica óptima durante el periodo evaluado. (Figura 28).

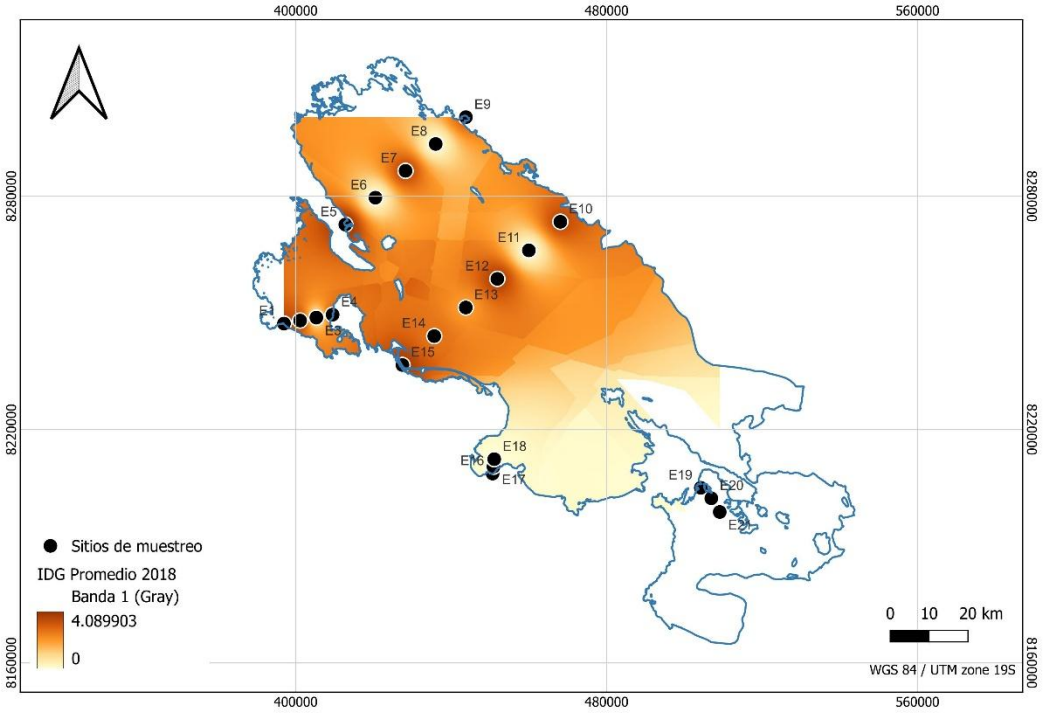

Figura 28. *Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en el lago Titicaca- Año 2018.*

d.) Distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en 2020-2021

El mapa del Índice Diatómico General (IDG) promedio correspondiente al año 2020-2021 muestra un patrón espacial heterogéneo en la calidad biológica del lago.

La mayoría de los sitios de muestreo en Bahía de Puno (Perfil I), Lago Mayor norte (Perfil II), en la zona sur del Lago (Perfil IV=Juli) y Lago Menor (Perfil V=Yunguyo) presentan

valores de IDG clasificados en contaminación media y moderada (3 < IDG < 4). No se registraron valores superiores a IDG > 4.5, lo que indica una ausencia de condiciones de calidad biológica óptima durante el periodo evaluado. (Figura 29).

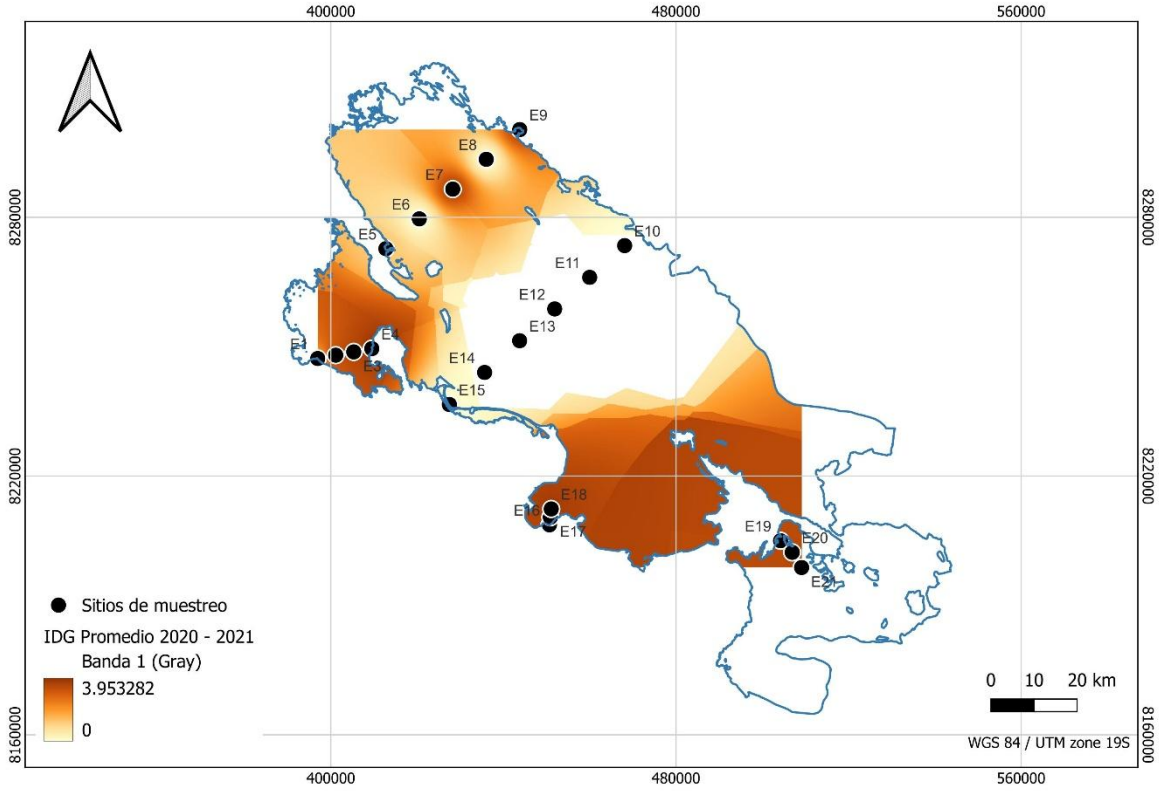

***Figura 29**. Mapa de la distribución espacial del Índice Diatómico General (IDG) en el Lago Titicaca-Año 2020-2021.*

5.2.2.2. Índices de Nygaard para el fitoplancton

En la tabla 14 se muestran los valores del Índice de Nygaard para el fitoplancton durante las temporadas húmeda y seca. En la tabla 15 se observa el significado de estos índices. Teniendo primero en cuenta el Índice de Diatomeas (valores de 0.2 a 3) toda la zona de estudio presenta condiciones altas de enriquecimiento y si consideramos además el Índice Compuesto estamos ante un ecosistema acuático mesotrófico a eutrófico.

Tabla 14 Índice de Nygaard en la época húmeda y seca de los años 2016 a 2018, 2020 y 2021 en el Lago Titicaca.

INDICES	2016-H	2016-S	2017-H	2017-S	2018-H	2018-S	2020-H	2021-S
Cianoficeas	0.7	0.6	0.1	0.5	0.7	0.7	0.5	0.6
Cloroficeas							0.1	
Diatomeas	0.2	0.2	0.3	0.4	0.3	0.2	0.2	0.2
Compuesto	2.1	2.3	9.0	3.0	2.1	1.8	2.7	2.1

Tabla 15 Significado del Índice de Nygaard en la época húmeda y seca de los años 2016 a 2018, 2020 y 2021 en el Lago Titicaca. Índice compuesto: entre 1 y 2.5 es mesotrófico y si supera los 2.5 es eutrófico. (> nutri. =altos nutrientes, meso. = mesotrófico, eutro. =eutrófico)

INDICES	2016-H	2016-S	2017-H	2017-S	2018-H	2018-S	2020-H	2021-S
Diatomeas	> nutri.	> nutri.	> nutri.	> nutri.	> nutri.	> nutri.	> nutri.	> nutri.
Compuesto	meso.	meso.	eutro.	eutro.	meso.	meso.	eutro.	meso.

5.3. Caracterización fisicoquímica y de nutrientes y análisis estadístico inferencial (bivariado y multivariado).

5.3.1. Variabilidad espacial de parámetros ambientales

Para la descripción inicial de las variables ambientales, se calcularon medidas de tendencia central y dispersión (media, mediana, desviación estándar y rango), con el propósito de resumir la variabilidad de los datos fisicoquímicos registrados en cada sitio y periodo de muestreo. En la Tabla 16 se presentan estas medidas para los parámetros fisicoquímicos correspondientes a la temporada húmeda (diciembre a mediados de abril) para los sitios de muestreo E01 a E21. De manera similar, en la Tabla 17 se muestran estas medidas de los parámetros fisicoquímicos obtenidos durante la temporada seca (mediados de abril a noviembre) para los mismos sitios de muestreo E01 a E21 (considerando que E16 a E21, presentan un solo valor).

Tabla 16 *Medidas de tendencia central y dispersión (Media: $\bar{X}$; Mediana: Md; desviación estándar: SD; Rango:R) de los parámetros fisicoquímicos (TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno CE: conductividad eléctrica) durante la época húmeda para los sitios de muestreo E01 a E21.*

	TEMPERATURA				OXIGENO DISUELTO			
Sitio	**$\bar{X}$**	**Md**	**SD**	**R**	**$\bar{X}$**	**Md**	**SD**	**R**
E01	16.97	17.20	0.91	2.90	7.39	7.09	1.68	5.39
E02	16.49	16.75	1.53	5.10	6.45	6.63	1.10	3.69
E03	16.40	16.65	1.28	4.20	6.50	6.55	0.28	0.75
E04	16.36	16.80	1.65	5.70	6.62	6.61	0.75	2.46
E05	14.95	14.85	0.78	1.90	6.53	6.73	0.59	1.64
E06	15.07	14.70	0.94	2.50	6.55	6.52	0.24	0.60
E07	14.87	14.90	1.31	4.40	6.56	6.48	0.20	0.48
E08	14.83	14.90	1.00	3.10	6.59	6.62	0.23	0.52
E09	14.93	15.50	1.34	4.50	6.40	6.35	0.16	0.51
E10	14.54	14.60	0.90	2.50	6.47	6.63	0.32	0.79
E11	14.80	14.75	1.07	3.00	6.57	6.61	0.18	0.48
E12	14.43	14.45	0.94	2.90	6.51	6.53	0.18	0.51
E13	14.58	14.65	1.05	3.30	6.54	6.60	0.15	0.37
E14	14.72	14.80	1.19	3.69	6.58	6.58	0.19	0.54
E15	15.25	15.15	1.12	3.10	6.64	6.64	0.15	0.39
E16	18.00	16.80	1.70	2.40	8.62	7.48	1.61	2.28
E17	19.60	17.20	3.39	4.80	6.24	6.26	0.03	0.04
E18	14.60	14.85	0.35	0.50	6.22	6.24	0.03	0.04
E19	15.80	15.45	0.49	0.70	6.72	6.88	0.22	0.31
E20	16.20	16.25	0.07	0.10	6.14	6.04	0.14	0.20
E21	16.40	16.45	0.07	0.10	6.01	6.08	0.10	0.14

	POTENCIAL DE HIDROGENO				CONDUCTIVIDAD ELECTRICA			
Sitio	**X̄**	**Md**	**SD**	**R**	**X̄**	**Md**	**SD**	**R**
E01	8.86	8.82	0.29	0.91	1613.57	1603.50	119.74	419.00
E02	8.64	8.64	0.11	0.37	1555.52	1554.50	43.26	129.36
E03	8.60	8.63	0.17	0.44	1554.40	1542.00	44.28	134.00
E04	8.57	8.53	0.13	0.39	1546.86	1553.50	43.07	154.00
E05	8.54	8.58	0.28	0.82	1544.00	1536.50	38.51	101.00
E06	8.60	8.62	0.12	0.24	1533.36	1522.00	45.71	125.87
E07	8.41	8.54	0.50	1.53	1516.19	1515.50	32.89	111.69
E08	8.59	8.61	0.13	0.32	1522.66	1522.50	58.42	175.05
E09	8.37	8.40	0.30	0.91	1528.00	1507.00	50.19	170.00
E10	8.59	8.49	0.20	0.46	1541.00	1533.00	41.86	101.00
E11	8.57	8.53	0.18	0.48	1528.55	1518.50	47.46	135.73
E12	8.58	8.53	0.18	0.46	1515.88	1506.00	32.30	93.73
E13	8.57	8.53	0.16	0.45	1529.49	1520.00	52.67	146.09
E14	8.59	8.51	0.17	0.42	1529.31	1520.50	51.37	142.15
E15	8.59	8.53	0.14	0.36	1525.50	1521.00	58.46	158.00
E16	8.20	8.31	0.15	0.22	1518.00	1523.00	7.07	10.00
E17	8.21	8.30	0.13	0.18	1537.00	1534.00	4.24	6.00
E18	7.23	7.84	0.87	1.22	1544.00	1535.50	12.02	17.00
E19	7.65	8.08	0.61	0.86	1922.00	1913.00	12.73	18.00
E20	7.89	8.16	0.39	0.56	1911.00	1911.00	0.00	0.00
E21	7.40	7.90	0.71	1.00	1905.00	1909.50	6.36	9.00

Tabla 17 *Medidas de tendencia central y dispersión (Media: X̄; Mediana: Md; desviación estándar: SD; Rango:R) de los parámetros fisicoquímicos (TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno CE: conductividad eléctrica) durante la época seca para los sitios de muestreo E01 a E15 (promedios) y E16 a E21.*

	TEMPERATURA				OXIGENO DISUELTO			
Sitio	**X̄**	**Md**	**SD**	**R**	**X̄**	**Md**	**SD**	**R**
E01	14.26	14.70	1.53	4.20	7.63	7.31	1.13	3.40
E02	14.09	14.00	1.36	3.90	6.93	6.92	0.16	0.36
E03	14.03	14.10	1.20	3.40	6.95	7.03	0.18	0.41
E04	14.16	14.00	1.26	3.70	8.16	7.34	2.07	5.87
E05	13.13	13.20	0.80	2.50	6.56	6.61	0.58	1.45
E06	13.12	13.10	0.56	1.70	6.38	6.46	0.45	1.00
E07	13.27	13.20	0.21	0.60	6.40	6.44	0.43	1.03
E08	13.53	13.50	0.50	1.40	6.44	6.43	0.45	1.10
E09	13.56	13.60	0.57	1.80	6.51	6.47	0.27	0.72
E10	12.97	13.05	0.40	1.00	6.04	6.29	0.70	1.88
E11	12.92	13.05	0.29	0.70	6.07	6.19	0.62	1.70
E12	12.78	12.90	0.32	0.80	5.76	6.24	1.31	3.34
E13	13.10	13.10	0.26	0.60	6.11	6.07	0.53	1.40
E14	13.28	13.30	0.41	1.20	6.20	6.17	0.51	1.40
E15	13.65	13.50	0.53	1.60	6.14	6.45	1.02	2.68
E16	15.40	15.40	-	0.00	6.36	6.36	-	0.00
E17	15.00	15.00	-	0.00	6.61	6.61	-	0.00
E18	15.10	15.10	-	0.00	6.48	6.48	-	0.00
E19	12.90	12.90	-	0.00	6.38	6.38	-	0.00
E20	13.80	13.80	-	0.00	6.38	6.38	-	0.00
E21	14.20	14.20	-	0.00	6.34	6.34	-	0.00

	POTENCIAL DE HIDROGENO				CONDUCTIVIDAD ELECTRICA			
Sitio	**X̄**	**Md**	**SD**	**R**	**X̄**	**Md**	**SD**	**R**
E01	8.86	8.75	0.27	0.76	1568.57	1544.00	104.75	307.00
E02	8.83	8.74	0.25	0.74	1551.14	1525.00	75.82	223.00
E03	8.75	8.71	0.11	0.29	1526.00	1524.00	25.18	69.00
E04	8.83	8.78	0.14	0.32	1521.29	1517.00	22.00	58.00
E05	8.55	8.54	0.11	0.23	1514.00	1509.00	16.35	43.00
E06	8.56	8.59	0.10	0.27	1512.83	1507.00	17.57	42.00
E07	8.56	8.60	0.09	0.23	1517.00	1511.00	18.73	51.00
E08	8.57	8.59	0.10	0.27	1513.83	1507.00	18.30	47.00
E09	8.55	8.58	0.15	0.44	1519.86	1511.00	21.26	53.00
E10	8.57	8.58	0.15	0.39	1514.00	1507.00	17.33	41.00
E11	8.55	8.57	0.17	0.47	1512.00	1505.00	16.35	38.00
E12	8.56	8.56	0.15	0.39	1512.83	1508.50	14.82	35.00
E13	8.56	8.57	0.14	0.39	1513.50	1507.50	16.08	38.00
E14	8.56	8.56	0.11	0.31	1515.33	1508.00	19.04	47.00
E15	8.63	8.59	0.11	0.31	1516.33	1508.50	19.50	47.00
E16	8.49	8.49	-	0.00	1541.00	1541.00	-	0.00
E17	8.50	8.50	-	0.00	1541.00	1541.00	-	0.00
E18	8.47	8.47	-	0.00	1538.00	1538.00	-	0.00
E19	8.43	8.43	-	0.00	1986.00	1986.00	-	0.00
E20	8.45	8.45	-	0.00	1983.00	1983.00	-	0.00
E21	8.47	8.47	-	0.00	1979.00	1979.00	-	0.00

La temperatura (TE) promedio del agua presentó valores de 14.43 °C (E12) a 19.6 °C (E17) durante la temporada húmeda, y de 12.78 °C (E12) a 15.4 °C (E16) en la temporada seca. En ambos casos, los registros se encontraron dentro de los rangos permitidos por los Estándares de Calidad Ambiental (ECA) 3.4, Categoría 4: Conservación del ambiente acuático, que consideran una variación máxima de ±3 °C respecto al promedio mensual multianual del área evaluada.

El oxígeno disuelto (OD) fluctuó entre 6.01 mg/L (E21) y 8.62 mg/L (E16) en la temporada húmeda, mientras que en la seca varió de 5.76 mg/L (E12) a 8.16 mg/L (E04). En ambas temporadas los valores se mantuvieron dentro de lo establecido por los ECA (≥5 mg/L). El pH osciló entre 7.23 (E18) y 8.86 (E01) en la época húmeda, y entre 8.43 (E19) y 8.86 (E01) en la temporada seca. En ambos periodos se encontraron dentro del rango permitido por los ECA (6.5 a 9.0). En contraste, la conductividad eléctrica (CE) presentó valores superiores a lo establecido por la normativa (<1000 µS/cm). Durante la temporada húmeda se registraron valores de 1433 µS/cm (E09) a 1914 µS/cm (E21), y en la temporada seca de 1512 µS/cm (E11) a 1986 µS/cm (E19) (Anexos 2, 3, 4 y 5).

Respecto a los nutrientes (Tabla 18), a manera general en todas las estaciones los valores de PO_4^{3-}, oscilaron entre 0.005 mg/L (E1-sep, muestreo 2017) y 0.064 mg/L (E1-dic,

muestreo 2018). Dentro de toda el área de estudio, siete sitios de muestreo evidenciaron valores de PO_4^{3-}, P fuera de los límites establecidos por los ECA (> 0.035 mg/L), entre ellas tenemos los sitios de muestreo E1, E5, E9, E10 y E15 de septiembre (estaciones costeras de los perfiles I, II y III), y las estaciones costeras E1, E5, E9, E10 y E15 de diciembre con excepción de E7-jun y dic (estación en el centro del perfil II) y E12-dic (estación en el centro del perfil III). Los valores de NO_2^- fluctuaron entre 0.001 y 0.019 mg/L, este parámetro no está registrado en los ECA, categoría 4.

Tabla 38 Nutrientes del Lago Titicaca. 2016-2018. (Color rojo: valores que superan los ECA).

Año	Nut	E1-mar	E2-mar	E4-mar	E5-mar	E7-mar	E9-mar	E10-mar	E12-mar	E15-mar	E1-jun	E2-jun	E4-jun
2016	PO_4^{3-}	0.031	0.028	0.026	NSR	0.021	NSR	NSR	0.032	0.026	0.026	0.018	0.031
2016	NO_2^-	0.004	0.003	0.006	NSR	0.002	NSR	NSR	0.007	0.002	0.006	0.003	0.008
2017	PO_4^{3-}	0.024	0.014	0.012	0.026	0.024	0.009	0.011	0.012	0.020	0.018	0.020	0.015
2017	NO_2^-	0.006	0.006	0.006	0.006	0.004	0.020	0.017	0.022	0.024	0.002	0.001	0.001
2018	PO_4^{3-}	0.033	0.017	0.020	0.022	0.008	0.007	0.017	0.011	0.030	0.026	0.034	0.023
2018	NO_2^-	0.003	0.001	0.003	0.002	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.004	0.004	0.003
Año	**Nut**	**E5-jun**	**E7-jun**	**E9-jun**	**E10-jun**	**E12-jun**	**E15-jun**	**E1-sep**	**E2-sep**	**E4-sep**	**E5-sep**	**E7-sep**	**E9-sep**
2016	PO_4^{3-}	0.024	0.038	0.029	0.017	0.018	0.014	0.010	0.010	0.006	0.023	0.021	0.027
2016	NO_2^-	0.002	0.004	0.003	0.004	0.004	0.003	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001
2017	PO_4^{3-}	0.020	0.024	0.023	0.017	0.023	0.023	0.005	0.012	0.011	0.012	0.006	0.015
2017	NO_2^-	0.001	0.001	0.003	0.002	0.001	0.004	0.007	0.008	0.007	0.005	0.007	0.007
2018	PO_4^{3-}	0.024	0.037	0.024	0.024	0.023	0.024	0.038	0.027	0.025	0.053	0.033	0.045
2018	NO_2^-	0.003	0.004	0.004	0.003	0.004	0.003	0.012	0.007	0.005	0.005	0.007	0.005
Año	**Nut**	**E10-sep**	**E12-sep**	**E15-sep**	**E1-dic**	**E2-dic**	**E4-dic**	**E5-dic**	**E7-dic**	**E9-dic**	**E10-dic**	**E12-dic**	**E15-dic**
2016	PO_4^{3-}	0.052	0.035	0.054	0.025	0.021	0.010	0.023	0.037	0.011	0.073	0.042	0.031
2016	NO_2^-	0.001	0.001	0.001	0.003	0.001	0.006	0.004	0.005	0.001	0.006	0.002	0.002
2017	PO_4^{3-}	0.018	0.021	0.030	0.027	0.018	0.021	0.042	0.030	0.039	0.060	0.057	0.063
2017	NO_2^-	0.002	0.004	0.003	0.015	0.017	0.019	0.017	0.013	0.016	0.012	0.013	0.010
2018	PO_4^{3-}	0.047	0.045	0.029	0.064	0.025	0.025	0.053	0.033	0.045	0.047	0.045	0.029
2018	NO_2^-	0.007	0.007	0.005	0.016	0.005	0.005	0.005	0.007	0.005	0.007	0.007	0.005

5.3.2. Variabilidad temporal y estacional

Comparación temporada húmeda vs. seca/tendencias interanuales (2016-2021)

La Figura 30 muestra la variación temporal de los parámetros físicosquímicos del agua (TE, OD, pH y CE) en las campañas realizadas entre 2016 y 2021. La TE presenta fluctuaciones marcadas entre años y meses de muestreo. Los valores más altos se registran en noviembre de 2020 y abril de 2021, alcanzando aproximadamente 20–21 °C en los primeros

sitios de muestreo. En contraste, los valores más bajos se observan en noviembre de 2018, con registros cercanos a 13–14 °C en varios puntos intermedios. El OD oscila mayormente entre 6 y 8 mg/L a lo largo del periodo evaluado. Sin embargo, en noviembre de 2020 se registra un incremento puntual en E01. En términos generales, la variabilidad temporal del OD es moderada, manteniéndose dentro de rangos relativamente estables en la mayoría de las campañas. El pH evidencia condiciones alcalinas en todos los años evaluados, con valores que fluctúan principalmente entre 8.2 y 8.9. No obstante, en noviembre de 2020 se observan descensos más pronunciados en algunos sitios de muestreo, alcanzando valores cercanos a 7.2–7.8, constituyendo las variaciones más notorias del periodo. La CE muestra relativa estabilidad entre 1450 y 1650 µS/cm durante la mayoría de las campañas entre 2016 y 2018. Sin embargo, en noviembre de 2020 se registran valores más bajos en comparación con años anteriores en algunos puntos, mientras que en abril de 2021 se observa un incremento considerable en los puntos finales, alcanzando valores cercanos a 1900–2000 µS/cm, representando la mayor variación temporal registrada para este parámetro.

En conjunto, los datos fisicoquímicos en TH evidencian una variación temporal más marcada en TE y CE, mientras que el OD y el pH presentan fluctuaciones más moderadas a lo largo del periodo evaluado.

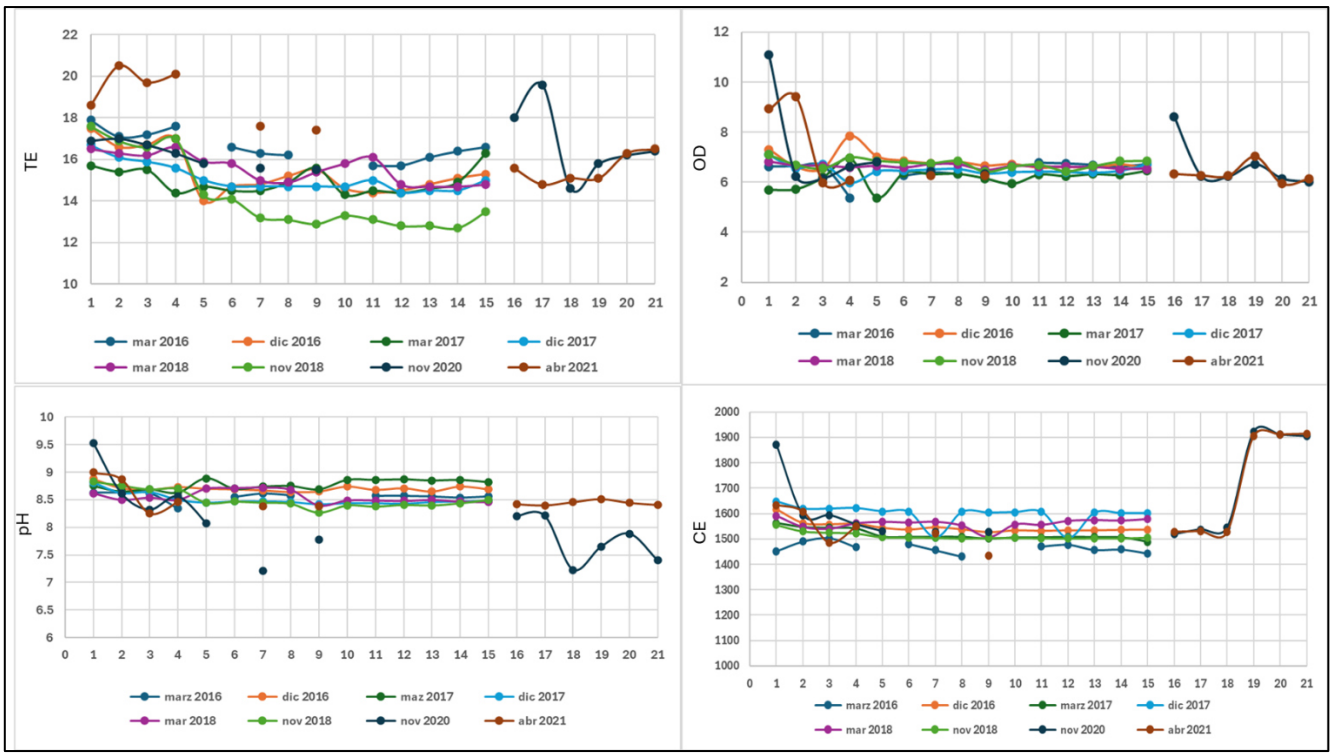

Figura 30. *Variabilidad temporal de los valores de los parámetros fisicoquímicos (TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno CE: conductividad eléctrica) para los 21 sitios de muestreo a lo largo del Lago Titicaca. Años 2016, 2017, 2018, 2020 y 2021 de la temporada húmeda. En el eje x = sitios de muestreo. (temporada húmeda: noviembre, diciembre-abril).*

Para la temporada seca, la Figura 31 muestra la variación temporal de los parámetros fisicoquímicos. Por ejemplo, la TE presenta fluctuaciones moderadas entre campañas, con valores que oscilan aproximadamente entre 12 °C y 17 °C. En general, los registros de septiembre tienden a mostrar valores ligeramente superiores respecto a junio en algunos años, destacando septiembre de 2021 con los valores más elevados dentro del periodo evaluado. El OD evidencia mayor variabilidad temporal. Aunque la mayoría de los registros se sitúan entre 6 y 8 mg/L, se observa un incremento marcado en septiembre de 2017, donde se alcanzan valores superiores a 12 mg/L en E04. En contraste, en septiembre de 2016 se registran descensos notorios en comparación con otros periodos. El pH superficial se mantiene relativamente estable a lo largo de los años, con valores entre 8.3 y 9.4, conservando condiciones alcalinas en todas las campañas. Por su parte, la CE presenta estabilidad

temporal en la mayoría de los años, con valores cercanos a 1500 µS/cm. Sin embargo, en septiembre de 2021 se observa un incremento considerable en comparación con los demás periodos, alcanzando valores próximos a 2000 µS/cm.

En conjunto, los parámetros fisicoquímicos muestran estabilidad temporal en TE y pH, mientras que el OD y la CE registran las principales fluctuaciones entre campañas.

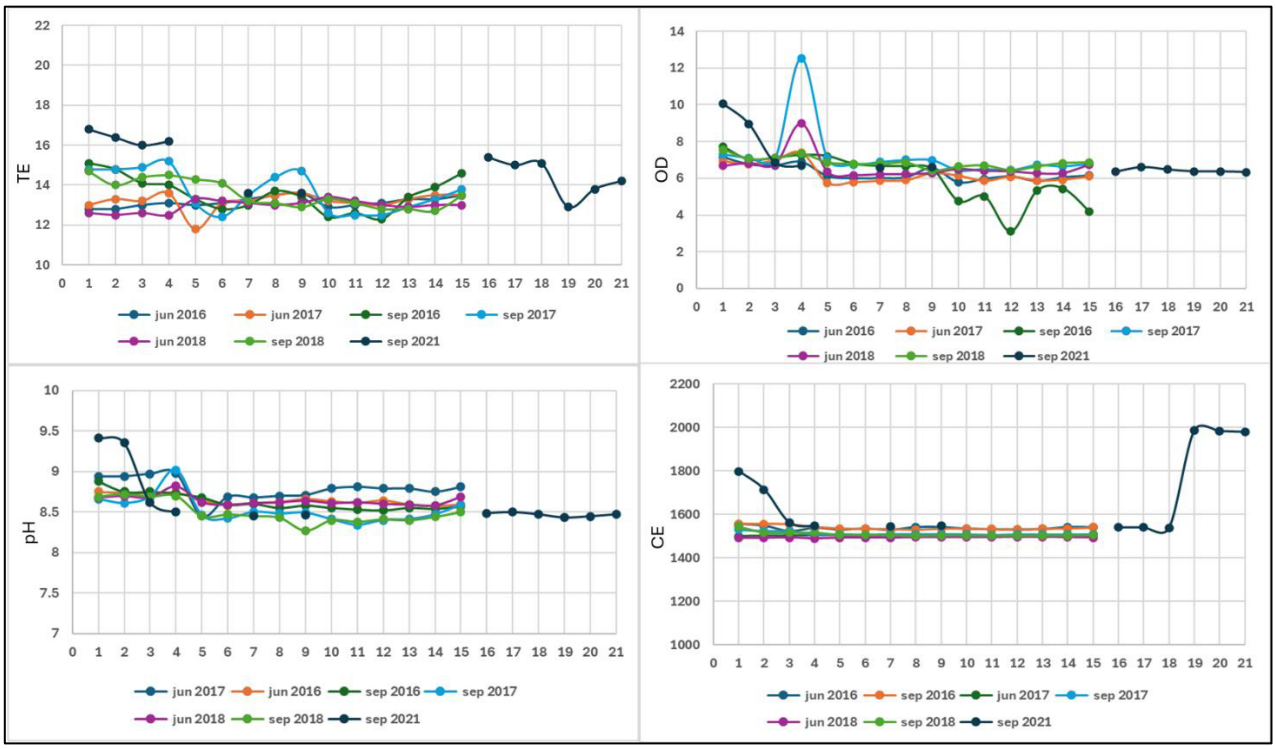

Figura 31. *Variabilidad temporal de los parámetros fisicoquímicos (CE: conductividad eléctrica; TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno) para los 21 sitios de muestreo a lo largo del Lago Titicaca. Años 2016, 2017, 2018, 2020 y 2021 de la temporada seca. En el eje x = sitios de muestreo. (Temporada seca: mayo a noviembre)*

5.3.3. Concentración de nutrientes (PO_4^{3-}, NO_2^-)

Las concentraciones de nutrientes, principalmente fosfatos (PO_4^{3-}) y nitritos (NO_2^-), en el Lago Titicaca muestran una tendencia creciente a lo largo del tiempo, evidenciando un aumento progresivo en cada año de monitoreo. Este incremento sugiere un mayor aporte de materia orgánica y contaminantes provenientes de fuentes naturales y antrópicas, como la

escorrentía agrícola, las descargas domésticas y otras actividades humanas en la cuenca del lago.

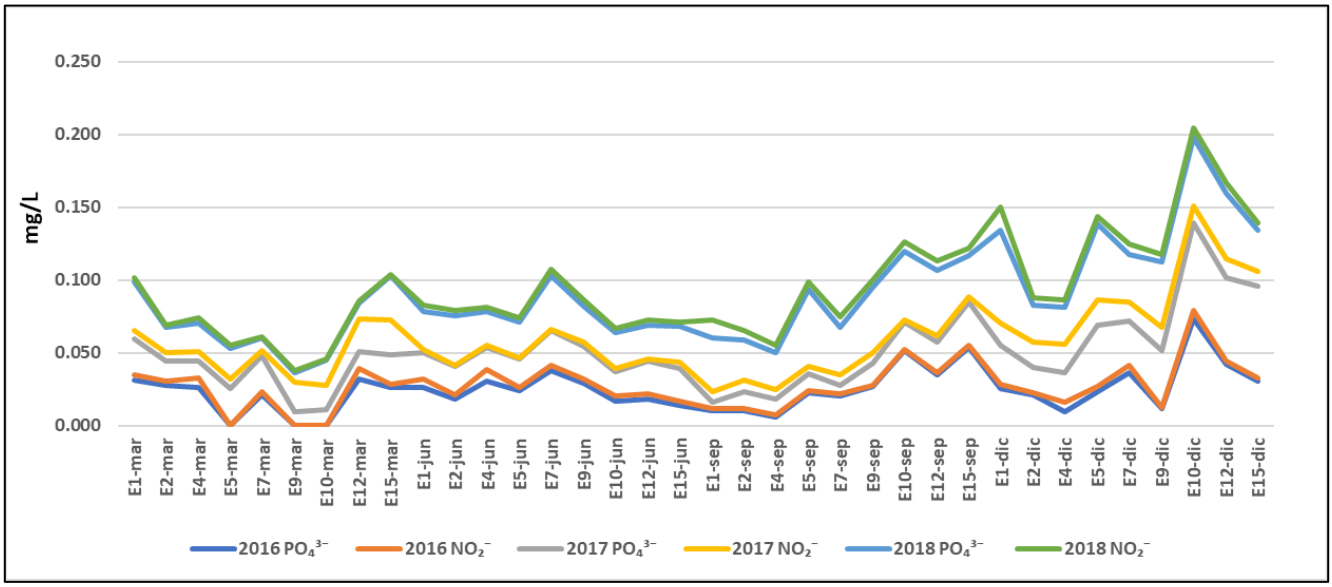

Figura 32. *Variabilidad temporal de la concentración de nutrientes (PO_4^{3-}: fosfato, NO_2^-: nitrito). Años 2016, 2017, 2018.*

5.3.4. Correlaciones ambiente-comunidad.

5.3.5 Prueba de normalidad (Shapiro–Wilk)

Los resultados en base a los datos morfológicos mostraron que, en la mayoría de los casos, los valores de p fueron inferiores al nivel de significancia establecido (α = 0.05), lo que indica que los datos no presentan una distribución normal. Esta falta de normalidad se observó tanto entre los distintos sitios de muestreo como entre los meses evaluados. En consecuencia, y con base en este diagnóstico estadístico, se optó por emplear pruebas no paramétricas en los análisis posteriores, ya que estas no requieren normalidad en la distribución de los datos y son más adecuadas para describir y comparar los patrones observados en la comunidad fitoplanctónica. (Tabla 19).

Tabla 49. *Resumen de la prueba de normalidad (Shapiro-Wilk) para los datos de fitoplancton (sitios y mes de muestreo) para los años 2016-2018, 2020 y 2021.*

	Test Shapiro-Wilk	
2016	valor W	0.049068
	valor p	$< 2.2 \times 10^{-16}$
2017	valor W	0.18327
	valor p	$< 2.2 \times 10^{-16}$
2018	valor W	0.13128
	valor p	$< 2.2 \times 10^{-16}$
2020-2021	valor W	0.015116
	valor p	$< 2.2 \times 10^{-16}$
Conclusión	Se rechaza la Ho. Los datos (abundancia) no siguen una distribución normal.	

5.3.6. Prueba de homogeneidad de varianzas (Levene)

Los resultados obtenidos mostraron valores de p inferiores al nivel de significancia establecido (α = 0.05), lo que indica que las varianzas entre los grupos no fueron homogéneas. La falta de homogeneidad sugiere que los datos presentan comportamientos dispersos y diferencias marcadas en la variabilidad de las abundancias fitoplanctónicas entre sitios y meses de muestreo para los años evaluados. (Tabla 20).

Tabla 20 *Resumen de la prueba de normalidad (Test Levene) para los datos de fitoplancton (sitios y meses de muestreo) para los años 2016-2018, 2020 y 2021.*

	Test Levene	
2016	Valor F	8.8678×10^{58}
	valor p	$< 2.2 \times 10^{-16}$
2017	Valor F	1.5134
	valor p	6.929×10^{-9}
2018	Valor F	8.9507
	valor p	$< 2.2 \times 10^{-16}$
2020-2021	Valor F	1.7826×10^{56}

	valor p	$< 2.2 \times 10^{-16}$
Conclusión	Se rechaza la Ho. No hay homogeneidad de varianzas entre los grupos.	

Dado que tanto la normalidad (evaluada mediante Shapiro–Wilk) como la homogeneidad de varianzas (evaluada mediante Levene) no se cumplieron, se decidió emplear pruebas no paramétricas en los análisis posteriores. Este enfoque permitió realizar comparaciones más robustas y adecuadas frente a la naturaleza real de los datos obtenidos en el estudio.

5.3.7. Análisis de correlación de Spearman

Durante la época húmeda del año 2016, la abundancia celular total de cianobacterias mostró una correlación positiva significativa con la temperatura (TE) ($p = 0.028$), mientras que las Charophyta presentaron una correlación negativa significativa con el oxígeno disuelto (OD) ($p = 0.018$) (Figura 33).

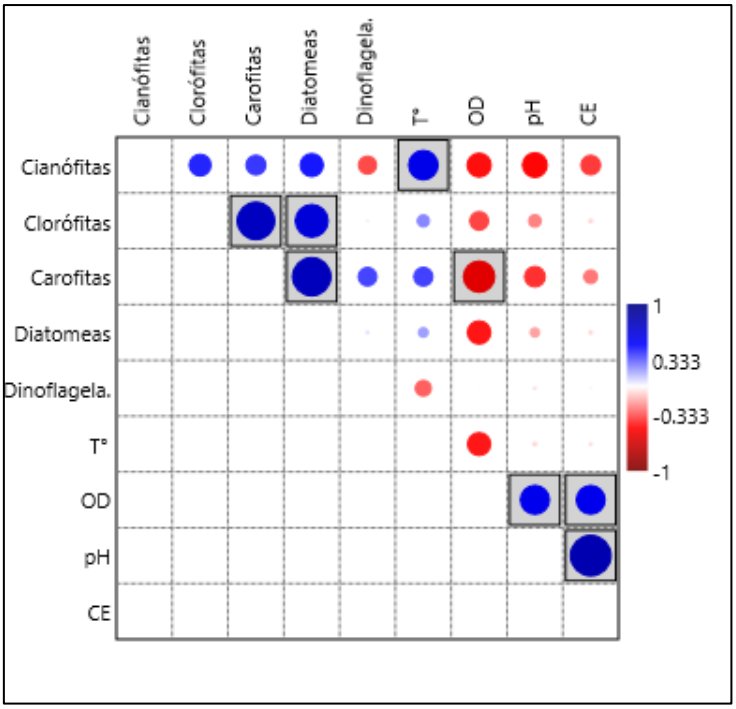

Figura 33 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2016. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

En la época húmeda de 2017, se observó una correlación positiva significativa entre la conductividad eléctrica (CE) y la abundancia celular tanto de Cyanobacteria (p = 0.004) como de Chlorophyta (p = 0.008) (Figura 34).

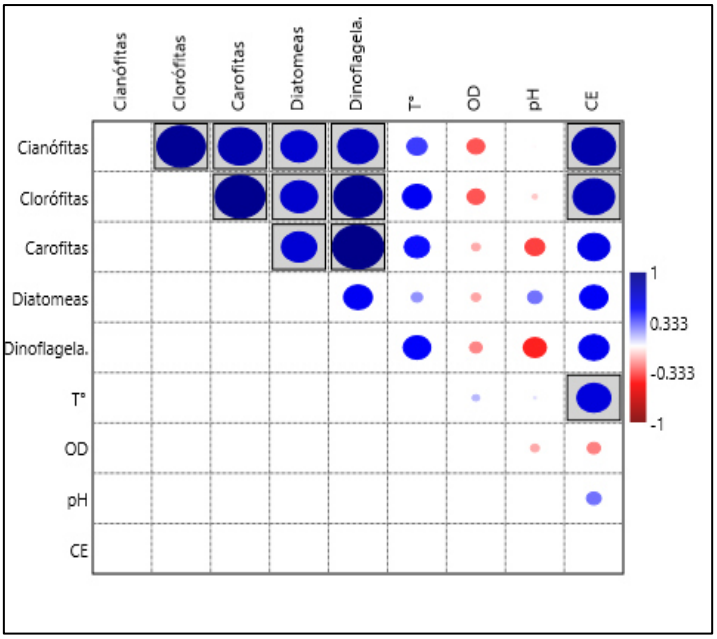

Figura 34 Resultados de la prueba de correlación de Spearman ($p \leq 0.05$) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2017. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

Durante la época húmeda del año 2018, la abundancia celular de Chlorophyta, Charophyta y Xanthophyta mostró una correlación positiva significativa con la temperatura (T°), con valores de $p = 0.001$, $p = 0.022$ y $p = 0.042$, respectivamente. Asimismo, las Cyanobacteria, Charophyta y Miozoa se correlacionaron significativamente con el pH ($p = 0.042$, $p = 0.046$ y $p = 0.038$, respectivamente). Por otro lado, las Chlorophyta y Xanthophytas presentaron una correlación positiva con la CE, con valores de $p = 0.046$ y $p = 0.018$, respectivamente (Figura 35). Además, se observó que la abundancia celular de Chlorophyta, Charophyta y Heterokontophyta también se correlacionó positivamente con la temperatura ($p = 0.033$, $p = 0.023$ y $p = 0.016$, respectivamente).

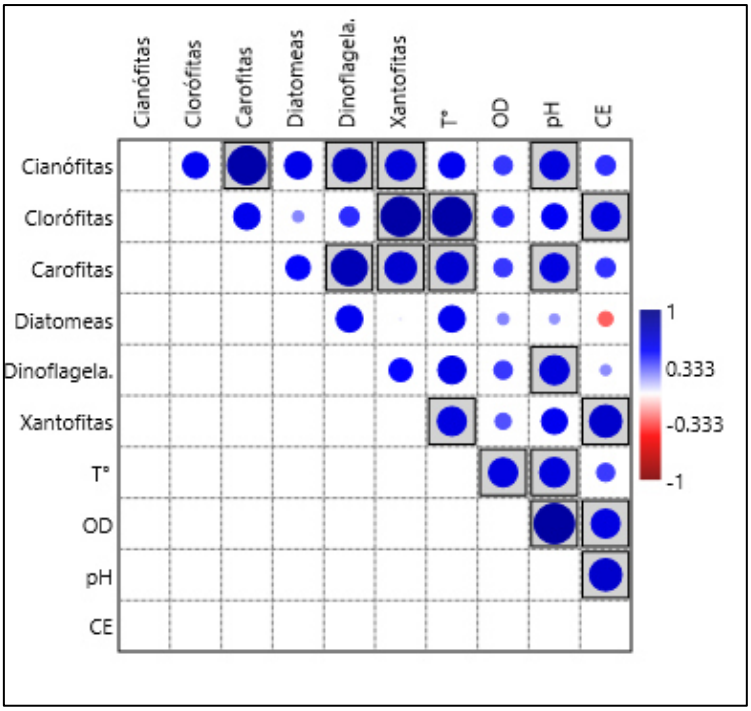

Figura 35 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2018. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

En época húmeda del año 2020, la abundancia celular total de Chlorophyta, Charophyta, Heterokontophyta y Miozoa presentaron una correlación positiva significativa con el pH (p=0.037 y p=0.006 y p=0.0001 y p=0.0336 respectivamente), además las Cyanobacteria y Chlorophyta presentaron una correlación positiva significativa con la CE (p=0.035 y p=0.002 respectivamente) (Figura 36).

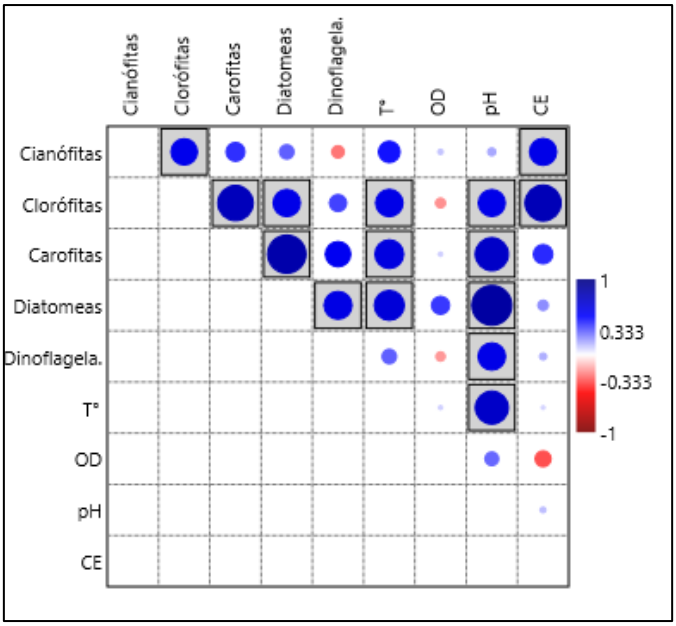

Figura 36 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda 2020. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

Para la época húmeda del año 2021 la abundancia celular total de Chlorophyta presentó una correlación positiva significativa con el pH (p=0.007) y con la CE (p=0.009) y las Charophyta se correlacionaron positivamente con la T°(p=0.029) (Figura 37).

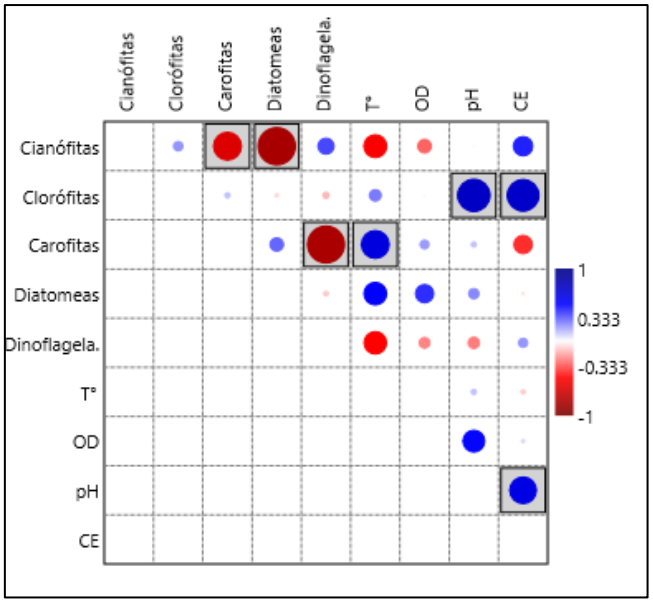

Figura 37 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época húmeda del 2021. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

Para la época seca del año 2016 la abundancia celular total de los grupos del fitoplancton no presentó ninguna correlación significativa con los parámetros fisicoquímicos (Figura 38).

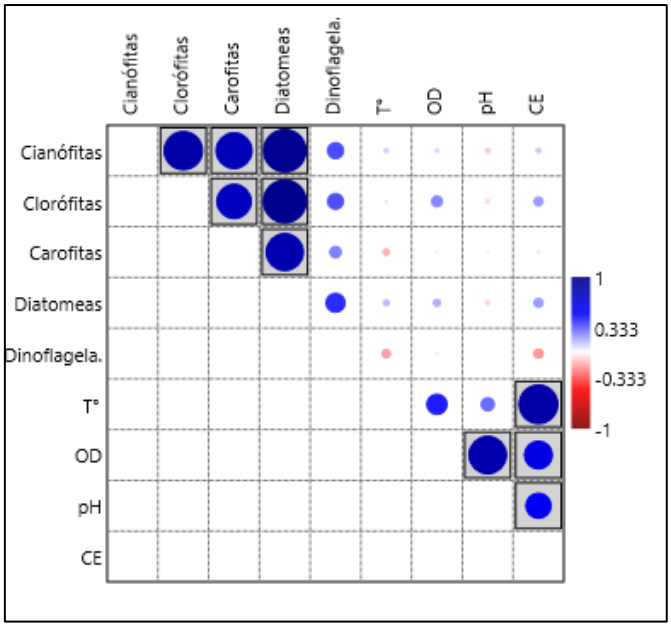

Figura 38 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2016. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

La abundancia celular total de Chlorophyta y Charophyta presentaron una correlación positiva significativa con el OD (p= 0.025 y p=0.048), en época seca del año 2017 (Figura 39).

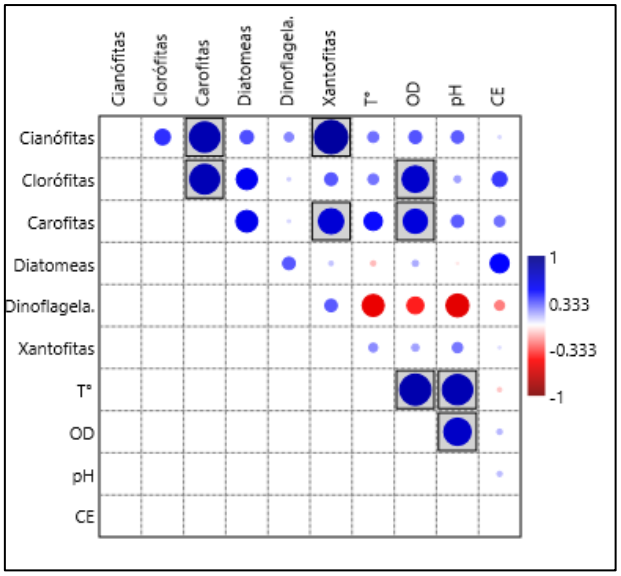

Figura 39 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2017. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores ténues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

Para la temporada seca del año 2018 la mayoría de los grupos del fitoplancton se correlacionaron positivamente con algún parámetro fisicoquímicos, por ejemplo las Charophyta presentaron una correlación positiva significativa con el OD (p= 0.048), las Cyanobacteria, Chlorophyta y Heterokontophyta presentaron una correlación positiva significativa con el pH (p=0.044 y p=0.026 y p=0.032 respectivamente) y las Cyanobacteria, Chlorophyta, Charophyta y Heterokontophyta correlacionaron significativamente con la CE (p=0.045, p= 0.033, p= 0.001 y p= 0.001 respectivamente) (Figura 40).

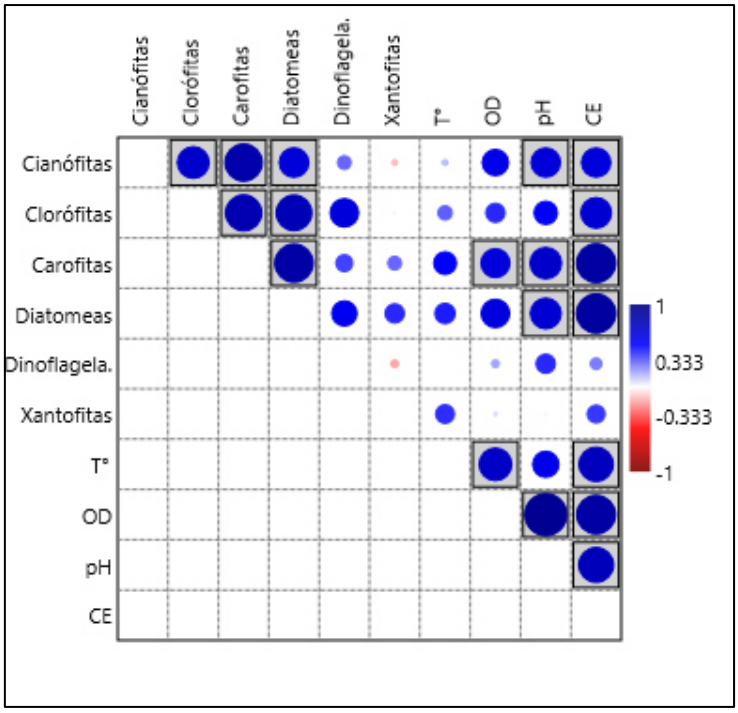

Figura 40 Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2018. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1). Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.

Para la época seca del año 2021 la abundancia celular total de los grupos del fitoplancton no presentó ninguna correlación significativa con los parámetros fisicoquímicos (Figura 41).

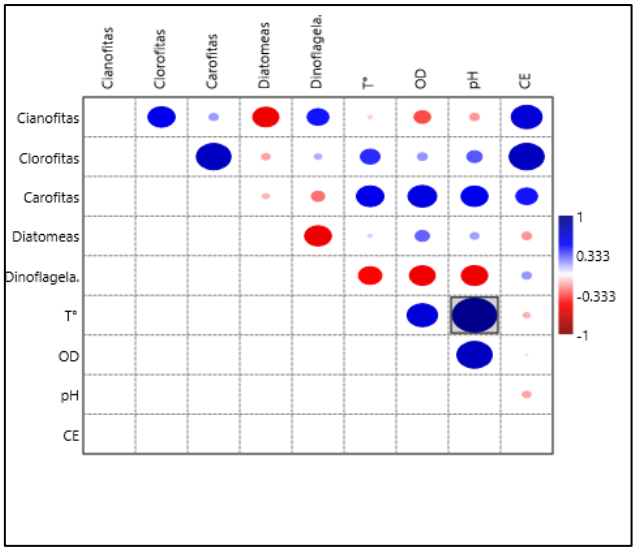

Figura 41. *Resultados de la prueba de correlación de Spearman (p≤ 0.05) entre la abundancia celular de los grupos del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos en época seca del 2021. La barra lateral muestra el rango del coeficiente de correlación (de –1 a 1) Entre más intensidad del color, ya sea azul o rojo, mayor es la correlación, colores tenues significan correlación baja Los círculos sombreados en plomo indican correlación significativa.*

5.3.8 Análisis Multivariados

5.3.4.4.1. Análisis de componentes principales (PCA) de variables ambientales

El PCA para la temporada húmeda explicó el 77.5% de la varianza total; el primer componente explico el 45.2%, mientras que el segundo el 32.4%. La variable que mostró el coeficiente de correlación más alto para el primer componente fue la CE (0.651). El pH (0.063) mostró un coeficiente de correlación positivo, pero bajo para el segundo componente. El biplot distingue todos los perfiles, aunque algunas muestras de ambos perfiles se sobreponen (P2 y P3) es decir presentan condiciones físicoquímicas similares. Los sitios de muestreo de los perfiles de Lago Mayor Sur (P4) y Lago Menor (P5) se alinean principalmente con la CE y los sitios de muestreo del Perfil 1 con el pH. (Figura 42).

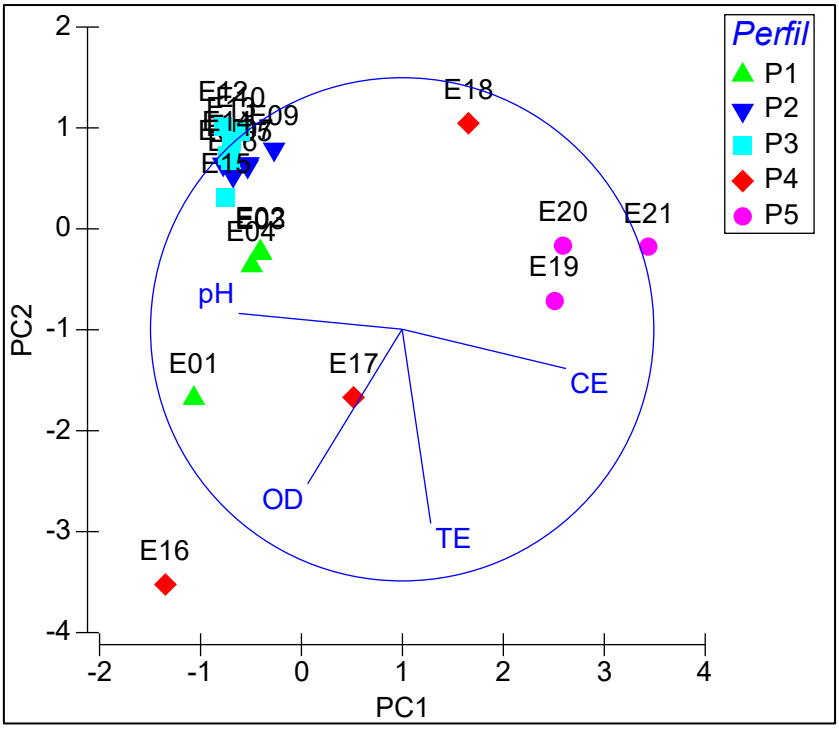

Figura 42. *Análisis de Componentes Principales para las variables fisicoquímicas durante la temporada húmeda en los perfiles del Lago Titicaca. CE: conductividad eléctrica; TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno.*

El PCA para la temporada seca explicó el 78.4% de la varianza total; el primer componente explico el 49.5%, mientras que el segundo el 28.9%. La variable que mostro el coeficiente de correlación más alto para el primer componente fue la CE (0.282). La CE (0.703) y la TE (0.612) mostraron los coeficientes de correlación más altos para el segundo componente principal. El biplot distingue entre los perfiles, aunque algunas muestras de ambos perfiles se sobreponen (P2 y P3) debido a que presentan condiciones físicoquímicas similares. Los sitios de muestreo de los perfiles de Lago Mayor Sur (P4) y Lago Menor (P5) se alinean principalmente con la CE y la TE y los sitios de muestreo de Bahía de Puno (P1) con el pH. (Figura 43).

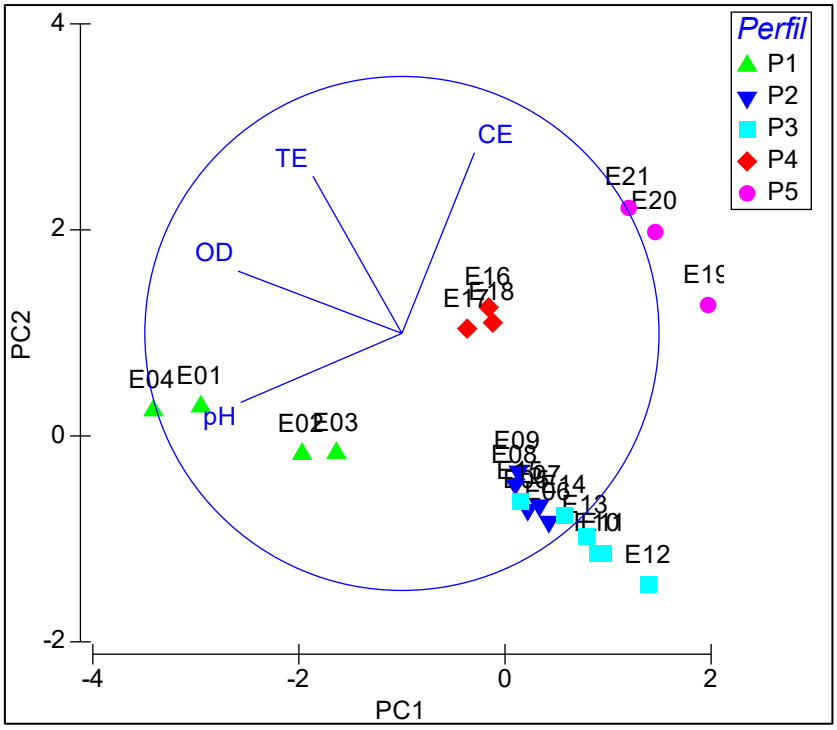

Figura 43. *Análisis de Componentes Principales para las variables fisicoquímicas durante la temporada seca en los perfiles del Lago Titicaca. CE: conductividad eléctrica; TE: temperatura; OD: oxígeno disuelto; pH: potencial de hidrógeno.*

5.3.4.4.2. Análisis de Redundancia Basado en Distancias (dbRDA)

La figura 44 muestra un análisis de ordenación correspondiente al año 2016, donde se evalúa cómo las variables ambientales (pH, CE, TE, OD) explican los patrones de variación en la comunidad fitoplanctónica. En el plano formado por los ejes dbRDA1 (56.5 % de la variación explicada) y dbRDA2 (21.3 %), se observa la distribución de las muestras según los meses de muestreo.

Los vectores ambientales indican la dirección y magnitud de la influencia de cada variable en la estructura comunitaria. Por ejemplo: La CE se proyecta hacia la parte derecha del eje 1, asociándose con las muestras agrupadas en ese sector, muestras de septiembre del Perfil III. La TE se orienta hacia la parte superior izquierda, vinculándose con algunas muestras de diciembre. OD y pH presentan influencias más moderadas, distribuidas dentro del círculo de proyección.

En términos de patrones temporales, se observan agrupamientos diferenciados por mes, especialmente septiembre y junio (temporada seca), cuyas muestras se concentran hacia el lado derecho del gráfico, sugiriendo condiciones ambientales particulares que influyen en la composición del fitoplancton. En contraste, las muestras de marzo y diciembre se distribuyen hacia el cuadrante izquierdo, cercanas al vector de OD y pH. En conjunto, la figura revela variación temporal y espacial en la estructura del ensamble fitoplanctónico durante 2016, explicada en gran medida por las variables fisicoquímicas representadas.

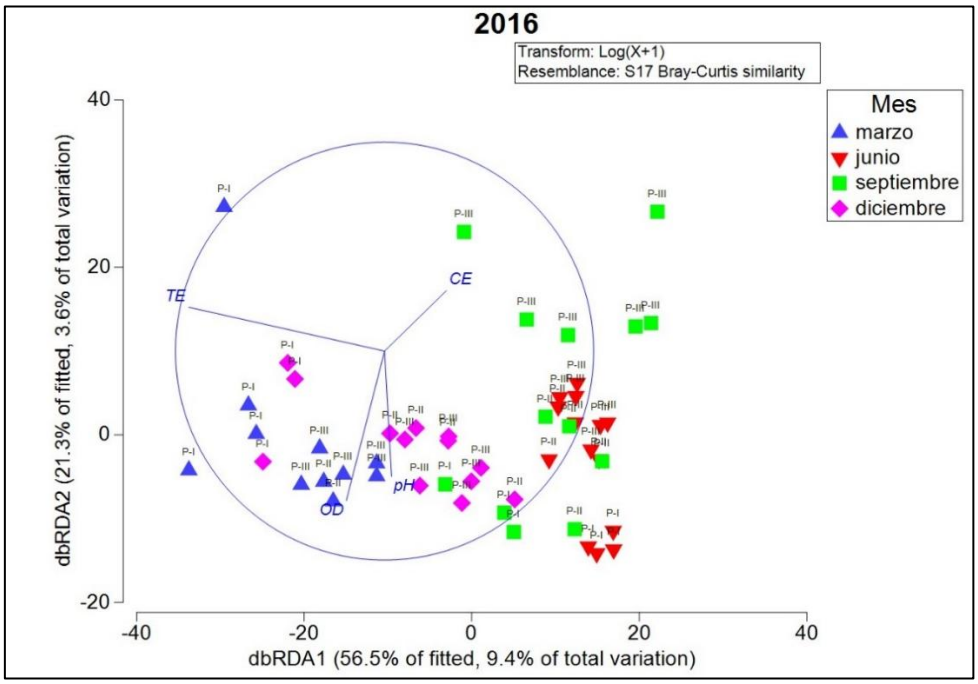

Figura 44. *Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) mediante dbRDA (2016). Las muestras estan diferenciadas por mes: marzo (triángulos azules), junio (triángulos rojos), septiembre (cuadrados verdes) y diciembre (rombos magenta).*

La figura 45, muestra un análisis dbRDA correspondiente al año 2017, donde se evalúa cómo las variables ambientales influyen en la variación de la comunidad fitoplanctónica. El gráfico presenta la distribución de las muestras sobre los ejes dbRDA1 y dbRDA2, los cuales explican 38.7 % y 29.1 % de la variación ajustada, respectivamente.

Los vectores indican la contribución de las variables ambientales sobre la estructura comunitaria: OD se orienta hacia el cuadrante superior izquierdo, señalando su mayor influencia con algunas muestras de septiembre y diciembre del Perfil II. PO_4^{3-} tiene una influencia moderada en el mismo sector. CE y TE se proyectan hacia el cuadrante derecho, asociándose con algunas muestras de diciembre del Perfil I. pH muestra un efecto mayor señalando su mayor influencia con algunas muestras de marzo del Perfil II.

En cuanto a la distribución temporal, se observa que: Las muestras de marzo y junio se agrupan o distribuyen mayormente en el cuadrante inferior derecho. En septiembre presenta dispersión intermedia hacia el centro–izquierda. Diciembre se concentra principalmente en el sector derecho del gráfico. En conjunto, esta ordenación evidencia que la variación espacial y temporal del fitoplancton en 2017 estuvo influida principalmente por OD, PO_4^{3-}, CE y TE, generando patrones diferenciados entre meses.

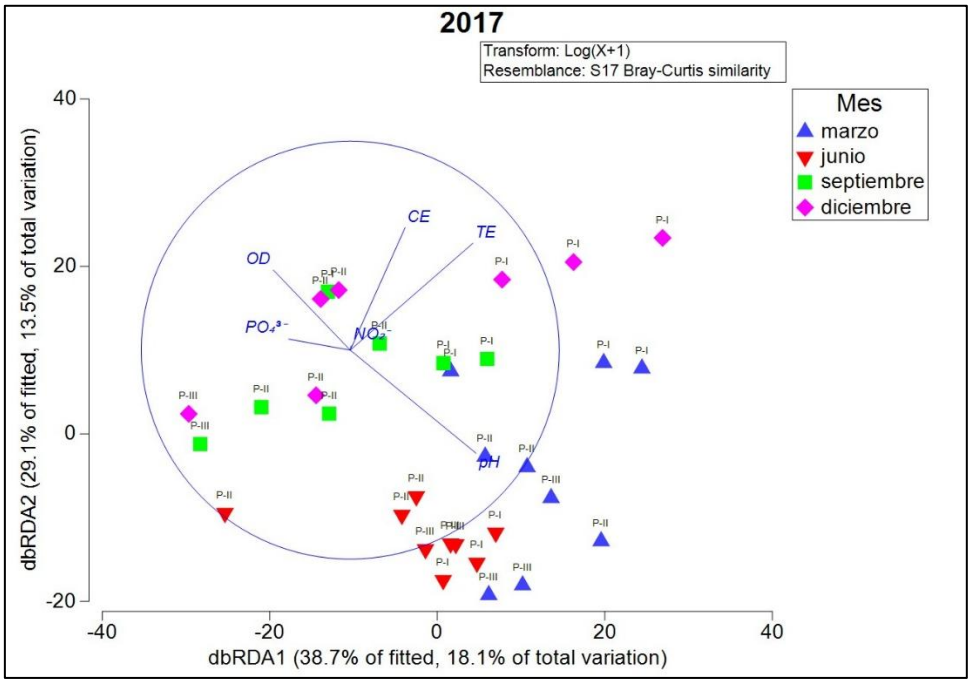

Figura 45. *Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) mediante dbRDA (2017). Las muestras están diferenciadas por mes: marzo (triángulos azules), junio (triángulos rojos), septiembre (cuadrados verdes) y diciembre (rombos magenta).*

La figura 46 presenta un análisis de ordenación dbRDA correspondiente al año 2018, aplicado para evaluar cómo las variables fisicoquímicas influyen en la estructura de la comunidad fitoplanctónica. El gráfico muestra la distribución de las muestras sobre los ejes dbRDA1 y dbRDA2, que explican 55.7 % y 20.1 % de la variación ajustada, respectivamente.

Los vectores ambientales proyectados indican la influencia de cada variable en la composición del fitoplancton: el pH destaca con una marcada dirección hacia el cuadrante derecho, asociándose claramente con las muestras de junio y algunas de marzo, que se agrupan en esa zona. CE y TE orientan hacia la parte superior izquierda, vinculándose con las muestras de marzo, que se concentran alrededor de esa región. OD muestra una influencia baja y se proyecta hacia el centro-izquierdo.NO_2^- y PO_4^{3-} se ubican en el sector inferior, relacionados con algunas muestras de septiembre y diciembre.

En términos de patrones temporales: junio presenta un agrupamiento compacto en el extremo derecho, influenciado principalmente por valores altos de pH. Marzo se sitúa mayormente en la parte izquierda del gráfico, asociada a CE y TE. Septiembre muestra dispersión en el área central, sin un vector ambiental dominante. Diciembre tiende a agruparse en el cuadrante inferior, vinculado a nutrientes como NO_2^- y PO_4^{3-}.

En conjunto, la figura evidencia que durante 2018 la variación en la comunidad fitoplanctónica estuvo explicada principalmente por pH, CE, TE, y nutrientes, generando patrones espaciales y estacionales bien definidos.

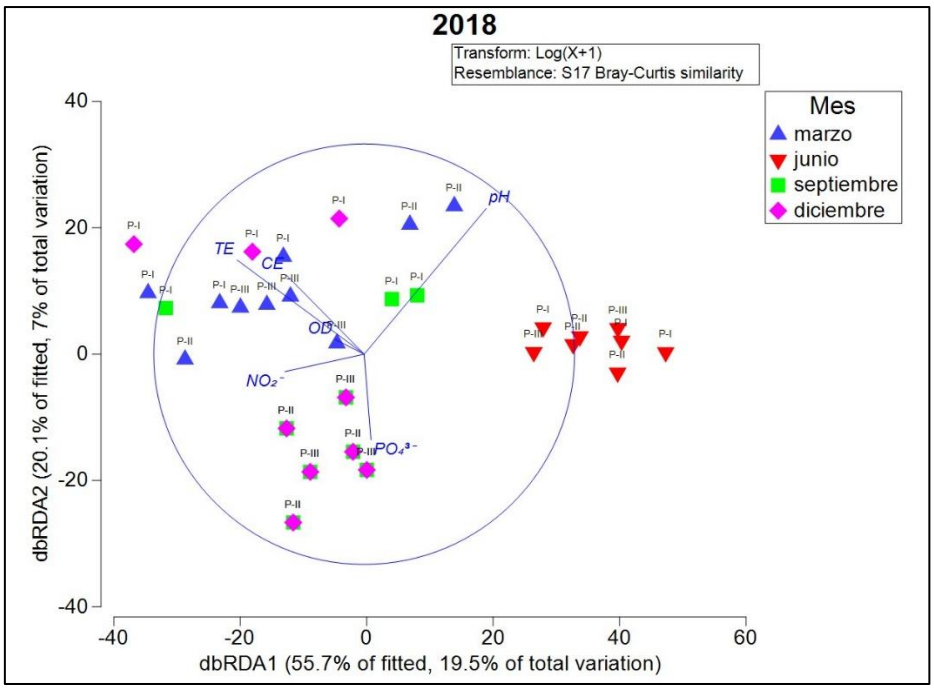

Figura 46. *Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) y nutrientes ($NO2^-$ y PO_4^{3-}) mediante dbRDA (2018). Las muestras están diferenciadas por mes: marzo (triángulos azules), junio (triángulos rojos), septiembre (cuadrados verdes) y diciembre (rombos magenta).*

La figura 47 muestra un análisis de ordenación dbRDA correspondiente a los años 2020 y 2021, en donde la distribución de las muestras en los ejes dbRDA1 y dbRDA2 explican 43.6% y 34% de la variación ajustada, respectivamente.

Los vectores ambientales indican la influencia de cada parámetro sobre la estructura comunitaria: El pH influye fuertemente hacia el cuadrante inferior derecho, donde se concentran algunas muestras de septiembre. OD se orienta hacia el lado inferior central del círculo, asociado a un pequeño grupo de muestras. TE describe una influencia intermedia y se proyecta hacia el lado central-izquierdo. CE se orienta hacia la parte izquierda del plano, asociada principalmente con muestras dispersas de noviembre y septiembre.

En cuanto a los patrones temporales:

Noviembre presenta una dispersión amplia en el cuadrante izquierdo y superior del gráfico, mostrando variabilidad entre estaciones. Abril se concentra principalmente en el cuadrante derecho, indicando condiciones ambientales similares entre estaciones durante ese mes. Septiembre aparece mayormente en la parte central del gráfico, con algunas muestras hacia el cuadrante inferior, influenciadas por pH y OD.

En conjunto, la figura evidencia que durante 2020–2021 la variación en la comunidad fitoplanctónica estuvo influenciada principalmente por pH, OD, CE y TE, generando patrones temporales diferenciados entre meses.

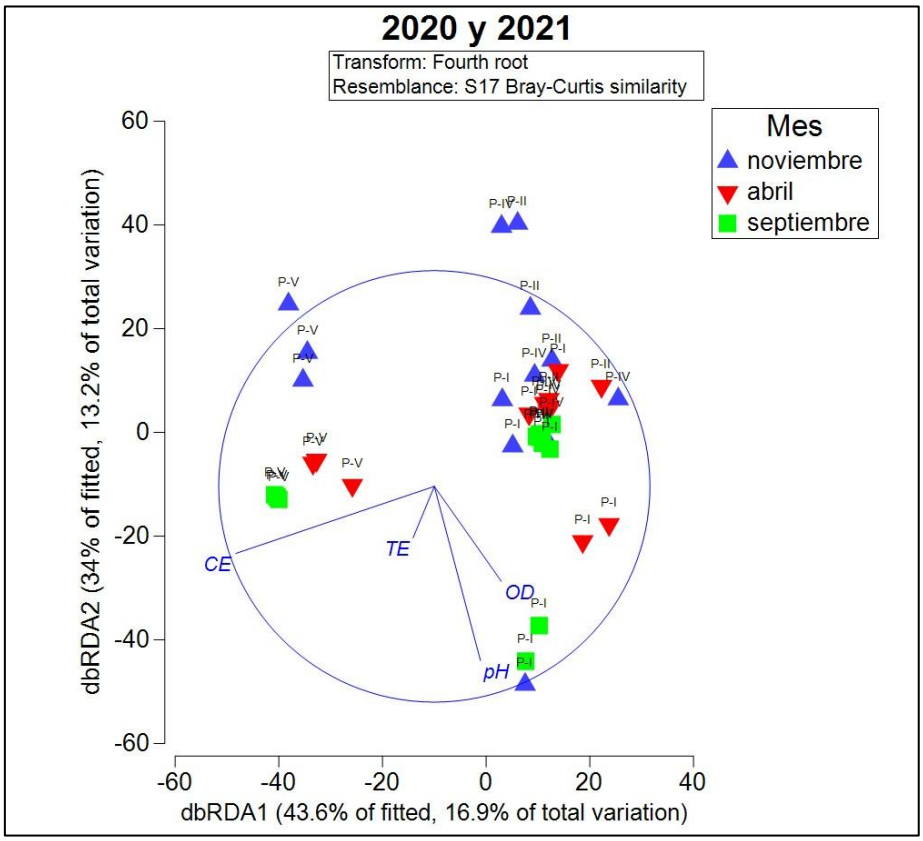

Figura 47. *Distribución espacial y temporal del fitoplancton explicada por variables ambientales (CE, TE, OD y pH) mediante dbRDA (2020 y 2021). Las muestras están agrupadas por mes: noviembre (triángulos azules), abril (triángulos rojos) y septiembre (cuadrados verdes).*

6. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1. Caracterización de fitoplancton: composición y abundancia del fitoplancton

Siguiendo los criterios en la identificación taxonómica en base a aspectos morfológicos tradicionales, se han registrado durante los 5 años de estudio para el Lago Titicaca 134 taxa: 23 Cyanobacteria, 55 Chlorophyta, 12 Charophyta, 38 Bacillariophyta, cinco Miozoa y una Ochrophyta. Estudios previos de la zona en la década de los 70s y 80s para el lago, han sido principalmente en parámetros fisicoquímicos y diversidad biológica asociada (Iltis *et al*., 1991; Richerson *et al*., 1977; Wurtsbaugh *et al.,* 1985), estos trabajos incluyeron estudios del fitoplancton, sobre todo a nivel taxonómico – descriptivo, ecológico (variación estacional relacionada a parámetros químicos) y florísticos principalmente (Montoya *et al.,* 2014; Richerson *et al*., 1986; Theriot *et al*., 1985).

6.1.1. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2016

En cuanto a la variación temporal del fitoplancton, esta mostró cambios marcados a lo largo del año, asociados a las condiciones estacionales del sistema. En marzo y diciembre, durante la temporada húmeda, se registraron altas abundancias de *Chlorococcum* sp, *Oocystis borgei*, *Amphora ovalis* y *Cyclotella meneghiniana* lo que coincide con el incremento de nutrientes aportados por la escorrentía y la mayor mezcla de la columna de agua, condiciones que suelen favorecer el crecimiento de clorofitas oportunistas (Reynolds, 2006). En junio y septiembre, durante la temporada seca, varias especies como *Ceratium hirundinella, Oocystis borgei Oocystis crassa, Gomphosphaeria pusilla, Anabaena sphaerica, Ankistrodesmus falcatus, Fragilaria crotonensis y Amphora ovalis* mantuvieron valores moderados. Este patrón refleja la persistencia de especies con estrategias adaptativas que les permiten tolerar periodos de menor disponibilidad de nutrientes o condiciones más estables en la columna de agua (Reynolds *et al*., 2002).

Los resultados evidencian una marcada heterogeneidad espacial en la composición y abundancia del fitoplancton entre los perfiles PI (bahía de Puno), PII (Lago Mayor Norte) y PIII (Lago Mayor Sur) durante el año 2016. La presencia diferencial de especies como *Cyclotella meneghiniana* y *Amphora ovalis* indica que cada zona presenta condiciones ambientales particulares, probablemente asociadas a variaciones en la concentración de nutrientes, la

profundidad y los procesos hidrodinámicos locales. Este comportamiento coincide con lo señalado en estudios limnológicos clásicos, los cuales sostienen que la distribución del fitoplancton responde a gradientes físicos y químicos dentro de un mismo cuerpo de agua (Reynolds, 2006; Wetzel, 2001).

6.1.2. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2017

En temporada húmeda, la presencia destacada de dinoflagelados como *Ceratium hirundinella* coinciden con condiciones de mezcla y disponibilidad de nutrientes típicas de la temporada, que suelen favorecer a este grupo por su capacidad de migración vertical y adaptación a ambientes variables (Reynolds, 2006), además la coexistencia de diatomeas, clorofitas y carófitas en diciembre sugieren un periodo de alta productividad, posiblemente asociado al reingreso de nutrientes por las primeras lluvias y la mezcla parcial de la columna de agua, patrones documentados para lagos tropicales y subtropicales (Lewis, 1996). En la temporada seca, se observó la persistencia de especies como *Ceratium hirundinella, Klebsormidium subtile y Mougeotia sp.* Esta continuidad sugiere una respuesta ecológica asociada al incremento simultáneo de nutrientes y temperatura durante este periodo, condiciones que suelen favorecer el aumento de la biomasa fitoplanctónica y la dominancia de ciertos grupos funcionales. De acuerdo con Reynolds (2006) y Chorus & Bartram (1999), la disponibilidad de nutrientes junto con el calentamiento de la columna de agua actúa como impulsores clave de la producción primaria, promoviendo la proliferación de especies con alta capacidad de adaptación a ambientes estables y enriquecidos.

En cuanto a la variación espacial, los tres perfiles evaluados muestran una marcada heterogeneidad espacial en la estructura del fitoplancton. En el Perfil I, las mayores abundancias en temporada húmeda indican una fuerte influencia de los pulsos estacionales de nutrientes y de la mezcla de la columna de agua, condiciones que suelen favorecer incrementos temporales en la biomasa, especialmente de clorofitas, carófitas, dinoflagelados y diatomeas (Reynolds, 2006; Wetzel, 2001). El Perfil II y III presenta mayor diversidad durante todo el año y una presencia constante de *Ceratium hirundinella,* podría estar asociado a variaciones locales de nutrientes o a mayor mezcla del agua, condiciones que favorecen a dinoflagelados con estrategias de migración vertical y plasticidad trófica (Harris, 1986; Reynolds, 2006).

6.1.3. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2018

Durante la temporada húmeda, la comunidad fitoplanctónica se caracteriza por el predominio de clorofitas, diatomeas y cianobacterias, patrón que se asocia con el incremento en la disponibilidad de nutrientes y con una mayor mezcla de la columna de agua propia del periodo lluvioso (Reynolds, 2006; Wetzel, 2001). Estas condiciones favorecen el desarrollo y mantenimiento de una comunidad más diversa y con mayor biomasa. En concordancia, diversos estudios sobre dinámica estacional señalan que la riqueza y biomasa fitoplanctónica tienden a ser significativamente más altas en la estación húmeda, mientras que durante la estación seca la menor escorrentía y el reducido aporte hídrico de los afluentes se vinculan con descensos en la diversidad (Gao et al., 2024). En este contexto, la disminución de la riqueza registrada en junio puede explicarse por un déficit de precipitaciones, lo que habría limitado el ingreso de agua y nutrientes desde los tributarios y, en consecuencia, reducido la disponibilidad de recursos que sustentan la diversidad fitoplanctónica.

Variación espacial; La composición y abundancia del fitoplancton mostraron variaciones espaciales marcadas entre los tres perfiles del lago. En el Perfil I (Bahía de Puno), las mayores abundancias registradas en junio y septiembre estuvieron dominadas por clorofitas filamentosas y unicelulares como *Klebsormidium subtile, Neglectella solitaria y Oocystis borgei*, consistentes con estudios previos en zonas costeras del Lago Titicaca (Dejoux & Iltis, 1992). En el Perfil II, se observó mayor diversidad específica y presencia constante de diatomeas (*Navicula sp., Discostella stelligera*), clorofitas (*Pediastrum duplex)* y carófitas *(Mougeotia sp*.). Este patrón es característico de ambientes más estables, con buena transparencia y menor variación hidrológica (Wetzel, 2001). En el Perfil III, las abundancias aumentaron notablemente en septiembre, especialmente *Discostella stelligera, Fragilaria crotonensis* y *Mougeotia* sp. Especies planctónicas como *Discostella stelligera* han sido documentadas con frecuencias estacionales marcadas en ambientes acuáticos oligotróficos, como muchas otras diatomeas, dependen de la turbulencia para mantener su flotabilidad en las capas superiores de la columna de agua, según estudios de fitoplancton en embalses tropicales (Loaiza-Restano *et al*., 2020).

6.1.4. Abundancia relativa por perfil y temporada-año 2020-2021

Durante la temporada húmeda (noviembre de 2020 y abril 2021) predominaron diatomeas como *Fragilaria crotonensis* y *Aulacoseira granulata*, junto con clorofitas (*Oocystis borgei, Pseudopediastrum boryanum*), coloniales, patrón que se asocia con el incremento en la disponibilidad de nutrientes y con una mayor mezcla de la columna de agua propia del periodo lluvioso (Reynolds, 2006). En la temporada seca (septiembre de 2021), predominan clorofitas, diatomeas y cianobacterias (*Limnococcus sp.* y *Aphanocapsa sp)*. Esta elevada productividad es consistente con el incremento de la temperatura y la disponibilidad de nutrientes remanentes antes del inicio de la temporada lluviosa, un patrón común en lagos tropicales y andinos (Lewis, 1996; Chorus & Bartram, 1999).

Variación espacial: En noviembre de 2020, el Perfil I estuvo dominado por clorofitas como *Oocystis borgei* y *Pseudopediastrum boryanum*, los Perfiles II y IV presentaron predominio de diatomeas bentónicas como *Cocconeis placentula, Gomphonema sp. y Nitzschia* sp., propias de zonas con mayor turbulencia o influencia del sustrato. Asimismo, el Perfil IV mostró abundancias moderadas de cianobacterias (*Aphanocapsa sp.* y *Limnococcus sp.*), asociadas a aportes localizados de nutrientes (Vincent *et al*., 1984).

En 2021 se repitieron estos patrones espaciales. El Perfil I mantuvo la dominancia de clorofitas como *Oocystis borgei* y *Coelastrum microporum*, junto a carófitas, lo cual concuerda con análisis de la comunidad fitoplanctónica que reportan la predominancia de Chlorophyta en la Bahía de Puno durante distintas épocas de muestreo (Domínguez Villanueva, 2022). Los Perfiles II y IV continuaron dominados por diatomeas como *Aulacoseira granulata* y *Nitzschia* sp., típicas de aguas más profundas y sujetas a mezcla vertical (Reynolds, 2006). En el Perfil IV se observó nuevamente un incremento de cianobacterias (*Aphanocapsa* y *Limnococcus*), reflejando posibles enriquecimientos locales de nutrientes (Vincent *et al*., 1984).

La dinámica temporal del fitoplancton está fuertemente controlada por la estacionalidad climática, con mayores abundancias y diversidad durante la temporada lluviosa y los periodos de transición, cuando el incremento de nutrientes por escorrentía y la mayor mezcla de la columna de agua favorecen el desarrollo de clorofitas, diatomeas, cianobacterias y dinoflagelados. En contraste, durante la temporada seca se observa una reducción relativa de la riqueza y una mayor persistencia de especies con estrategias adaptativas que les permiten tolerar condiciones más estables y menor disponibilidad de nutrientes.

Existe una marcada heterogeneidad espacial en la composición y abundancia del fitoplancton entre los diferentes perfiles del lago, asociada principalmente a gradientes de

profundidad, estabilidad de la columna de agua, mezcla vertical y disponibilidad de nutrientes. La Bahía de Puno (Perfil I) se caracteriza por la dominancia de clorofitas oportunistas y mayores abundancias, reflejando una mayor influencia antrópica y enriquecimiento nutricional, mientras que los perfiles del Lago Mayor presentan comunidades más diversas, con predominio de diatomeas y carofitas, propias de ambientes más profundos y relativamente estables.

6.1.5. Comparación metodológica microscópica vs. molecular

Los análisis mediante la prueba de chi-cuadrado revelaron diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,001$) en la representación proporcional de los filos de microalgas entre los métodos moleculares y los basados en microscopía en los cuatro perfiles estudiados (Perfil I, II, IV y V). Este patrón, coherente en todos los perfiles, sugiere que ambos enfoques capturan señales distintas de la estructura comunitaria, por lo que su uso en forma aislada puede producir conclusiones parciales sobre la composición fitoplanctónica (Santi *et al*., 2021).

Los datos moleculares, representados en este caso por las secuencias ASV, proporcionaron información valiosa sobre la diversidad de microalgas, al revelar discrepancias significativas y muy pocas coincidencias con respecto a los resultados obtenidos mediante la identificación morfológica tradicional por microscopía.

a). Concordancia taxonómica e índice de Jaccard en temporada húmeda y seca a nivel de clase.

La comparación entre los métodos morfológico y molecular a nivel de clase mostró una baja concordancia taxonómica en ambas temporadas. En la temporada húmeda se identificaron 10 clases con el método morfológico y 16 con el molecular, mientras que en la temporada seca se registraron 10 y 13, respectivamente. Solo cinco clases coincidieron entre métodos, con índices de Jaccard de 23.8% (TH) y 28% (TS), lo que indica un solapamiento limitado entre las comunidades detectadas. Esta baja similitud es consistente con la literatura, que señala que las técnicas moleculares suelen registrar una mayor riqueza debido a su capacidad para detectar taxones pequeños, crípticos, dañados o con rasgos morfológicos poco evidentes, así como secuencias sin asignación taxonómica formal (ASV no clasificados) (Deiner *et al*., 2017; Lacoursière-Roussel *et al*., 2018).

Las clases exclusivas detectadas por el enfoque molecular como Chrysophyceae, Eustigmatophyceae y Coccolithophyceae, en temporada seca, corresponden a grupos conocidos por su tamaño reducido y morfología limitada, lo que dificulta su detección mediante microscopía óptica tradicional. Esta tendencia coincide con análisis que demuestran que la secuenciación metabarcoding es particularmente eficaz para revelar linajes crípticos o de baja abundancia (Abad *et al*., 2016). Por otro lado, la microscopía registró clases exclusivas como Ulvophyceae, Klebsormidiophyceae y Dinophyceae, taxones con estructuras celulares observables y robustas, que a menudo pueden subamplificarse o no cuantificarse de forma precisa en análisis moleculares debido a sesgos en la elección de marcadores, variación en el número de copias de genes y cobertura incompleta de bases de datos de referencia, fenómenos bien documentados en estudios comparativos de metabarcoding frente a microscopía (Santi *et al*., 2021).

b). Concordancia taxonómica e índice de Jaccard en temporada húmeda y seca a nivel de orden.

En ambos períodos, los métodos microscópico y molecular mostraron diferencias en la detección de órdenes de fitoplancton, reflejando las limitaciones y fortalezas propias de cada técnica.

Durante la TH, se identificaron 23 órdenes mediante microscopía y 22 mediante análisis molecular, de los cuales nueve fueron comunes, lo que representa una concordancia de ~40% y un índice de Jaccard de 25%, indicando similitud baja entre métodos. En TS, ambas metodologías coincidieron en 14 órdenes (concordancia de 52–56%) y Jaccard de 37%, reflejando similitud moderada. Para esta temporada (TS) la microscopía destacó principalmente diatomeas con estructuras silíceas bien definidas como *Achnanthales, Cocconeidales y Fragilariales*, mientras que el metabarcoding identificó órdenes crípticos de baja representación morfológica, como *Eustigmatales, Chromulinales y Pleurocapsales*. Estas discrepancias reflejan limitaciones inherentes de cada método, incluyendo variación en la eficacia de marcadores moleculares y lagunas en las bases de datos frente a las habilidades diagnósticas de la microscopía (Weydmann-Zwolicka *et al*., 2024)

c.) Coincidencias y diferencias taxonómica a nivel de género entre microscopía y metabarcoding

Para los phyla Charophyta y Cyanobacteria, ambos métodos no detectaron géneros en común, lo cual puede explicarse porque, a medida que se desciende en el nivel taxonómico, aumentan las imprecisiones asociadas a la caracterización morfológica (Manoylov, 2014; Stoeck et al., 2017). De manera similar, en los phyla Heterokontophyta y Chlorophyta se identificaron dos géneros en comun mediante ambas metodologías: *Cyclotella* sp. y *Ulnaria* sp. (diatomeas), así como *Botryococcus* sp. y *Ankyra* sp. (clorofitas).

Para el phylum Heterokontophyta, el análisis molecular mostró que aproximadamente el 30 % de las secuencias recuperadas aparecen como “no clasificadas” o “lecturas de DNA sin clasificar”, probablemente debido a limitaciones en las bases de datos de referencia. Como consecuencia, estas deficiencias impidieron identificar taxones abundantes presentes en la mayoría de las muestras, *como Fragilaria crotonensis*. En este sentido, Visco *et al*. (2015) señalaron que la falta de bibliotecas de referencia suficientemente completas constituye una fuente común de sesgo en la flora europea de diatomeas. Es esperable que este sesgo sea aún mayor en nuestra región, donde la representación en las bases de datos genéticas es considerablemente más limitada.

Para el phylum Cyanobacteria, la identificación a nivel de género y especie resulta particularmente compleja, ya que existen especies crípticas y su determinación taxonómica constituye una tarea exigente que, en muchos casos, solo puede ser realizada por taxónomos experimentados (Komárek, 2010). En este contexto, el enfoque molecular basado en ASV permitió detectar cianobacterias como *Cyanobium* sp., *Euhalothece* sp. y, en menor proporción, *Geminocystis* sp., las cuales no fueron identificadas mediante microscopía tradicional.

En particular, *Cyanobium* sp. se caracteriza por presentar células con morfología coccoide o de pequeños bacilos y un tamaño muy reducido (0.8 a 3 µm). Algunas especies pueden formar microcolonias, mientras que otras existen como células individuales y de vida libre (Jezberová & Komárková, 2007b; Callieri et al., 2012). De manera similar, las células típicas de *Geminocystis* sp. presentan tamaños entre 2.7 y 4.2 µm; ambos géneros pertenecen al grupo de las picocianobacterias (0.2–2 µm).

Estas picocianobacterias son altamente abundantes en diversos sistemas acuáticos, alcanzando en algunos casos concentraciones del orden de 10^6 células/mL (Cabello, 2018).

Resultados similares fueron reportados por MacKeigan *et al*. (2022), quienes compararon los ensamblajes de cianobacterias planctónicas identificados mediante microscopía invertida y metabarcoding de DNA en 379 lagos de Canadá. En dicho estudio se evidenció que una de las principales diferencias entre ambos métodos fue la capacidad del enfoque molecular para detectar picocianobacterias, las cuales suelen ser subestimadas o incluso no detectadas mediante microscopía óptica.

Esta limitación también se evidenció en nuestros análisis, donde las picocianobacterias estuvieron ausentes en el análisis morfológico, pero fueron claramente detectadas mediante el enfoque molecular.

Es importante aclarar que la presencia de *Euhalothece* sp. (8–14 µm) en el lago Titicaca, una cianobacteria típicamente asociada a ambientes hipersalinos, probablemente corresponde a un error de asignación en la base de datos. Este tipo de identificaciones erróneas puede ocurrir incluso cuando se utilizan bases de datos seleccionadas y actualizadas, como SILVA.

En este caso, una búsqueda BLAST del ASV sugiere que las secuencias atribuidas a *Euhalothece* sp. presentan mayor similitud con *Synechocystis* sp. u otras cianofíceas. Sin embargo, bases de datos curadas como SILVA las asignan a *Euhalothece* (registro AY584507), secuencia que BLAST también vincula estrechamente con *Synechocystis*. Esta situación evidencia una limitación importante de los métodos moleculares: la falta de bases de datos de referencia completas dificulta la asignación taxonómica confiable a niveles inferiores para muchas algas de agua dulce, lo que puede resultar en taxones sin asignar o son clasificados de manera errónea (Santi, 2021).

Otras diferencias resaltantes entre ambas metodologías se observaron en el Phylum Ochrophyta, por ejemplo, el análisis metabarcoding, durante la temporada seca, destacó la presencia de *Nannochloropsis sp. y Trachydiscus sp*, evidenciándose una clara dominancia del género *Nannochloropsis sp.* (clase Eustigmatophyceae). En contraste este género no fue identificado mediante el análisis morfológico tradicional. Fawley *et al*. (2015) describen que las células típicas del género *Nannochloropsis* sp. presentan formas variadas: las células maduras suelen ser casi esféricas (4,0 y 5,1 µm), o elípticas (3,4 × 4,1 µm); mientras que las células jóvenes son típicamente angulosas o aplanadas, con dimensiones cercanas a 2,0 × 3,3 µm.

Debido al tamaño extremadamente pequeño de esta microalga, son difíciles de observar e identificar en las muestras de agua. Estas características morfológicas, junto con su reducido tamaño, podrían explicar su subdetección ó incluso su ausencia en los análisis realizados mediante microscopía óptica tradicional.

Esta discrepancia resalta las limitaciones de cada enfoque y la importancia de integrar métodos moleculares y tradicionales para obtener una visión más completa de la estructura de las comunidades fitoplanctónicas, así como lo reportan en su investigación MacKeigan *et al.* (2022), al concluir que las comunidades identificadas mediante microscopía y metabarcoding son actualmente complementarias, más que equivalentes. Por ello, recomiendan aplicar una estrategia metodológica combinada, especialmente al monitorear sistemas acuáticos con distintos estados tróficos.

Es importante destacar que la técnica molecular permitió detectar dos euglenófitas, *Colacium* y *Eutreptia,* que no fueron identificadas mediante microscopía tradicional. Esta ausencia puede deberse, en parte, al deterioro celular causado por el fijador utilizado (formol), que dificultó su reconocimiento morfológico. El formaldehído no es adecuado para la preservación de células algales desnudas, ya que puede distorsionar su forma y provocar la pérdida de estructuras delicadas como los flagelos (Karlson *et al*., 2010), lo que podría ocurrir con organismos como los euglenoides.

En consecuencia, ciertas algas de cuerpo blando o sin cubierta pueden degradarse o pasar desapercibidas tras la fijación, lo que compromete su detección por métodos morfológicos (CEN/TC, 2005). Si bien la formalina es ampliamente reconocida como uno de los fijadores más efectivos para algas de agua dulce (John *et al.*, 2011), su eficacia varía según el tipo de microalga.

Las discrepancias observadas en la detección de euglenófitas, así como de cianobacterias y otros grupos algales, pueden explicarse en parte por diferencias en el volumen de muestra procesado. En el análisis por microscopía, utilizando el método de sedimentación invertida, se emplearon volúmenes de 10–25 mL, mientras que en el análisis por metabarcoding se procesaron aproximadamente 1000 mL. Esta diferencia también podría explicar la no detección de algunos géneros mediante microscopía, ya que podrían encontrarse en concentraciones muy bajas, por debajo de su límite de detección.

Esta situación limita la posibilidad de realizar comparaciones directas entre ambos enfoques. Resultados similares fueron reportados por MacKeigan *et al*. (2022), quienes

analizaron volúmenes de entre 2 y 10 mL para microscopía, en contraste con los 500 mL utilizados en metabarcoding. Además, las unidades de análisis difieren sustancialmente entre ambos métodos: mientras que la microscopía se basa en el conteo de células individuales, el metabarcoding se fundamenta en la detección de variantes de secuencias de amplicones (ASV), lo que añade una capa adicional de complejidad a la comparación directa (Pawlowski *et al*., 2018; Vuorio *et al*., 2020).

En los análisis basados en metabarcoding, la interpretación de la abundancia relativa de los taxones debe realizarse con cautela, ya que las proporciones de lecturas de DNA no siempre reflejan directamente la abundancia celular observada mediante métodos tradicionales. En este sentido, Vasselon *et al.* (2017) señalaron que la proporción de lecturas asignadas a un taxón puede verse influenciada por diversos factores tecnológicos (por ejemplo, métodos de extracción de DNA, amplificación por PCR, secuenciación y filtrado bioinformático) y biológicos (como la biomasa celular). La combinación de estos factores puede generar una discrepancia considerable entre las proporciones de lecturas de DNA y la abundancia relativa de células observadas por microscopía en comunidades de diatomeas.

En conjunto, los resultados indican que la divergencia entre ambos métodos no necesariamente implica error, sino complementariedad. La integración de enfoques morfológicos y moleculares se recomienda para obtener una representación más completa de la composición fitoplanctónica, especialmente en sistemas donde coexisten taxones morfológicamente crípticos y comunidades altamente diversas (Pawlowski et al., 2020).

6.2. Índices de diversidad y calidad biológica

6.2.1. Índices de diversidad alfa

En primer lugar, es importante considerar el régimen hidrológico del lago Titicaca, ya que factores como el flujo y la velocidad de la corriente, la descarga, el transporte de materiales y el tipo de cauce influyen en la composición y estructura del fitoplancton (Ramírez & Plata-Díaz, 2008). En este ecosistema se distinguen dos periodos bien definidos: una temporada húmeda, que se extiende entre diciembre y abril (3 a 5 meses), y una temporada seca, que abarca de mayo a noviembre (7 a 8 meses). Estas variaciones estacionales pueden modificar

de manera significativa la dinámica de las comunidades fitoplanctónicas.

Durante la época seca suele observarse una mayor estabilidad en las comunidades fitoplanctónicas, debido a que en este periodo solo ocurre entre el 3% y el 8% de la precipitación anual (Línea Base Biológica de la Cuenca del Lago Titicaca, 2013), lo que genera una disminución del caudal de los afluentes (Montoya & Ramírez, 2007). Esta condición se refleja en los resultados obtenidos para los años 2016, 2017, 2018 y 2020, en los que la diversidad fitoplanctónica registrada fue de nivel medio, indicando una mayor heterogeneidad de microalgas. Este patrón podría explicarse por la mayor incidencia de radiación solar, el menor recambio de agua y la acumulación de materia orgánica y nutrientes, factores que favorecen el incremento del metabolismo del fitoplancton y, en consecuencia, una mayor tasa de reproducción celular (Tundisi, 1990).

Durante la época húmeda de los años 2017 y 2018 se observó una baja diversidad fitoplanctónica, lo que sugiere que las intensas precipitaciones, que representan aproximadamente entre el 65 % y 78 % de la precipitación anual y se concentran en los cuatro meses de lluvias (Línea Base Biológica de la Cuenca del Lago Titicaca, 2013), influyen significativamente en la biodisponibilidad de nutrientes. Estos cambios en las condiciones hidrológicas y químicas del sistema pueden alterar la estructura y composición de las comunidades fitoplanctónicas.

El índice de diversidad de Shannon y Wiener es uno de los más utilizados en la ecología de comunidades (Licursi & Gómez, 2003). Su análisis integra tanto la riqueza de especies como la distribución de los individuos entre ellas, permitiendo evaluar la estructura de las comunidades biológicas. Asimismo, este índice se emplea para determinar el grado de contaminación de una masa de agua, por lo que es considerado un indicador útil del impacto que las condiciones ambientales ejercen sobre las especies (Lobo & Kobayasi, 1990; Baylón *et al.,* 2018).

Considerando la escala de contaminación propuesta por Wilhm y Dorris (1968), los valores de diversidad media a alta registrados durante la época húmeda y seca del año 2016 corresponden a cuerpos de agua considerados como limpios. En los cuales se observó una alta diversidad de especies cosmopolitas pertenecientes a diversos filos, entre ellos Bacillariophyta, Charophyta, Chlorophyta, Cyanobacteria, Euglenophyta y Ochrophyta.

Para el periodo de estudio correspondiente a los años 2017 y 2018, así como para la temporada húmeda de 2020 y la temporada seca de 2021, los valores del índice sugieren condiciones de contaminación moderada. Asimismo, se registraron valores muy bajos de diversidad (H' < 1) en las estaciones E2 (2020) y E3 y E7 (2021). Esta situación podría estar asociada a la marcada dominancia de ciertas especies en dichos sitios, como *Fragilaria crotonensis* en E2, *Mougeotia* sp. en E3 y *Aulacoseira granulata* en E7, lo que influye en la reducción del valor del índice de diversidad.

Fragilaria crotonensis constituye un componente común del plancton contemporáneo del lago Titicaca (Tapia *et al*., 2003) y su abundancia ha incrementado durante los últimos dos siglos (Weide et al., 2017). Por su parte, *Aulacoseira granulata* presenta una amplia distribución en América del Sur tropical, en un rango altitudinal que va desde los 31 hasta los 4056 msnm (Fritz *et al*., 2019). Los valores bajos de diversidad registrados en estas estaciones reflejan una reducida diversidad fitoplanctónica, característica de aguas que pueden considerarse fuertemente contaminadas.

6.2.2. Índices de calidad biológica específicos

6.2.2.1. Índice Diatómico General (IDG)

Los sitios de muestreo que presentan valores bajos del Índice Diatómico General (IDG) evidencian niveles muy elevados de contaminación. Por ejemplo, en el sitio E1 (IDG: 1,3) durante la temporada húmeda de 2020 y en el sitio E14 (IDG: 1,7) en la misma temporada del año 2018, se observó una clara dominancia del género *Nitzschia* sp. Las especies pertenecientes a los géneros *Nitzschia* sp. y *Navicula* sp. han sido ampliamente reportadas como tolerantes a condiciones de polución (Díaz *et al.,* 2000). Otro caso similar se observa en los sitios E10 y E15 durante la temporada seca de 2017, los cuales presentan niveles de contaminación elevados y dominancia de *Nitzschia sp.* y *Cyclotella sp.* De acuerdo con Lange-Bertalot (1979), las diatomeas del género *Nitzschia* no solo persisten en ambientes fuertemente contaminados, sino que su reproducción puede incluso verse favorecida bajo estas condiciones.

En general, el IDG revela que la mayoría de los sitios de muestreo presentan niveles de contaminación que varían entre moderada y media. No obstante, se identificaron dos excepciones en la temporada seca de 2016: los sitios E1 y E10, que registraron una calidad biológica óptima. En estos sitios de muestreo, por ejemplo; E1 se observó una dominancia de diatomeas típicas de ambientes bien conservados, como *Asterionella sp., Cocconeis sp., Cymbella sp., Epithemia sp.* y en E10 la presencia de los géneros *Campylodiscus sp., Diploneis sp., Fragilaria sp., Gyrosigma sp. y Pinnularia sp.*

En cuanto a la distribución espacial del IDG para el 2016, 2017 y 2018, se evidencia un patrón espacial heterogéneo, donde se refleja diferencias marcadas en la calidad biológica del Lago Titicaca, asociadas a gradientes de presión antrópica y condiciones ambientales locales. Los valores de IDG entre 3.5 y 4.0 registrados en algunos sitios de muestreo de la Bahía de Puno y del Lago Mayor indican condiciones de contaminación media, coherentes con la influencia de descargas urbanas, actividades portuarias y aportes de nutrientes provenientes de aguas residuales domésticas, factores ampliamente documentados para esta zona del lago (Beltrán Farfán *et al*., 2015).

En cuanto a la distribución espacial del IDG correspondiente al periodo 2020–2021 evidencia un patrón espacial heterogéneo en la calidad biológica del lago, reflejando la influencia de presiones ambientales y antrópicas en los distintos sectores evaluados. La mayoría de los sitios de muestreo ubicados en la Bahía de Puno (Perfil I), el Lago Mayor norte (Perfil II), la zona sur del lago en Juli (Perfil IV) y el Lago Menor en Yunguyo (Perfil V) presentaron valores de IDG comprendidos entre 3 y 4, rango que corresponde a condiciones de contaminación media a moderada Este patrón es consistente con procesos de enriquecimiento trófico asociados al aporte de nutrientes provenientes de descargas domésticas, escorrentía agrícola y otras actividades humanas desarrolladas en la cuenca (Lobo & Kobayasi, 1990).

Desde una perspectiva bioindicadora, la respuesta de las comunidades de diatomeas integrada en el IDG confirma su sensibilidad a gradientes de calidad del agua y su utilidad para detectar alteraciones ecológicas a escala espacial y temporal. Resultados similares han sido reportados en otros lagos tropicales de altura, donde las diatomeas reflejan de manera efectiva los efectos del enriquecimiento trófico y la degradación progresiva de los ecosistemas acuáticos (Lobo *et al*., 2015). En conjunto, nuestros resultados ponen de manifiesto la

necesidad de fortalecer las estrategias de gestión y monitoreo ambiental orientadas a la reducción de cargas contaminantes y a la recuperación de la calidad ecológica del Lago Titicaca.

6.2.2.2. Índices de Nygaard para el fitoplancton

El Índice de Nygaard para el fitoplancton durante todo el periodo de estudio evidenció que las aguas del Lago Titicaca presentan un ecosistema acuático mesotrófico a eutrófico.

Los sitios más eutrofizados se presentaron en la temporada húmeda del año 2017 y 2020, mientras que el resto de los sitios de muestreo presentaron un estado mesotrófico, con características intermedias de eutrofización. Eso es debido a que en la temporada húmeda las altas precipitaciones a través de la escorrentía atraen materia orgánica a los ríos y posteriormente al lago, al descomponerse esta materia orgánica induce que los nutrientes como, por ejemplo, el nitrógeno y el fosforo se incrementen en los cuerpos de agua (Elida del Carmen, 2015). Sumado a ello el aumento de la temperatura es favorable para el desarrollo de las proliferaciones de las microalgas del fitoplancton, en el origen de la eutrofización (Bouhassoun, 2018).

La eutrofización puede generar un crecimiento excesivo, rápido y descontrolado de microalgas, fenómeno conocido como floración fitoplanctónica o bloom. En estos eventos, generalmente una o pocas especies dominan la comunidad, reduciendo la diversidad del fitoplancton (Bouhassoun, 2018). Es importante señalar que los valores más altos de eutrofización coinciden con los índices más bajos de diversidad, como se evidenció durante la época húmeda de los años 2017 y 2020. Este comportamiento ha sido reportado en otros estudios, donde se señala que el estado trófico desempeña un papel determinante en la estructura y composición biótica de los ecosistemas acuáticos (Ferrer et al., 2012; Lugioyo et al., 2007).

En el lago Titicaca se ha registrado la presencia de especies indicadoras de eutrofización, como la diatomea *Nitzschia* sp., considerada un indicador de baja calidad del agua debido a su alta tolerancia a condiciones eutróficas (Lobo et al., 2015), así como *Aulacoseira granulata*, especie característica de ambientes acuáticos eutróficos, especialmente en reservorios y lagos con alta disponibilidad de nutrientes (Bicudo *et al*., 2016). A pesar de que varios ecosistemas acuáticos dependen principalmente de la productividad del fitoplancton, otros absorben una contribución considerable de las macrófitas, perifiton y

microfitobentos (Chacon-Torres & Rosas Monge 1998). Por ejemplo, en la bahía de Puno la vegetación de Totora y presencia de la macrófita *Lemna* están restringidas a áreas periféricas estrechas ubicadas en zonas litorales con perfil de pendiente suave.

6.2.2.3. ¿Los índices reflejan correctamente el gradiente trófico?

En conjunto, los índices aplicados reflejan de manera consistente el gradiente trófico del Lago Titicaca. El índice de Shannon–Wiener evidenció variaciones temporales asociadas al régimen hidrológico, con mayores valores de diversidad en la época seca y valores bajos durante la época húmeda, cuando el incremento de nutrientes y la dominancia de especies tolerantes reducen la heterogeneidad del fitoplancton. De forma complementaria, el Índice Diatómico General (IDG) y el índice de Nygaard mostraron patrones espaciales y temporales concordantes, identificando condiciones predominantemente mesotróficas a eutróficas y estados de contaminación moderada en la mayor parte del lago. La coincidencia entre la baja diversidad, valores intermedios del IDG y altos niveles de eutrofización confirma que estos índices capturan adecuadamente las principales tendencias del gradiente trófico.

6.3.2.4. ¿Son aplicables directamente o requieren calibración local?

Aunque los índices demostraron ser útiles como herramientas diagnósticas, su aplicación directa presenta limitaciones debido a las particularidades ambientales del Lago Titicaca, como su altitud, dinámica hidrológica y composición específica de las comunidades fitoplanctónicas. Estas condiciones pueden modificar la respuesta de los taxones indicadores frente al enriquecimiento trófico, generando valores intermedios persistentes. Por ello, si bien los índices son aplicables para evaluar tendencias generales y comparar zonas y periodos, se recomienda su calibración local y su uso complementario con variables fisicoquímicas, a fin de mejorar la precisión en la evaluación del estado ecológico del lago.

6.3. Caracterización fisicoquímica y de nutrientes y análisis estadístico inferencial (bivariado y multivariado).

6.3.1. Caracterización fisicoquímica y de nutrientes

El lago Titicaca está clasificado como un lago de gran altitud, caracterizado por condiciones climáticas extremas, con marcadas variaciones diarias y estacionales de

temperatura y precipitación, alta insolación y baja presión atmosférica (Jacobsen & Dangles, 2017).

En el presente estudio, los valores de temperatura (TE) registrados fueron adecuados para el lago. Se observaron temperaturas más elevadas durante la época húmeda en comparación con la época seca, en concordancia con estudios previos (Beltrán Farfán et al., 2015; IMARPE, 2009; Romero, 2018; Vásquez, 2017), los cuales reportan un leve incremento de la temperatura superficial durante la temporada de lluvias. La TE incide directamente en la velocidad de las reacciones químicas, así como en la tasa de fotosíntesis de algas y plantas acuáticas, desempeñando un papel clave en el control de muchas propiedades funcionales del fitoplancton y como regulador de la producción primaria en la mayoría de los ecosistemas lacustres.

En condiciones de mayor temperatura, las tasas de producción y descomposición tienden a incrementarse, especialmente en la época húmeda (Northcote et al., 1991). Por el contrario, temperaturas bajas pueden reducir la actividad enzimática, la absorción de nutrientes y el crecimiento de algas (Groga, 2012). En línea con estudios internacionales, Gonzales *et al*. (2021) reportaron temperaturas promedio de 17.91 °C y 14.2 °C para los lagos Colta y Cuicocha (Ecuador), respectivamente, valores comparables con los observados en la presente investigación y dentro de los límites establecidos por la normativa peruana de calidad del agua.

Entre los parámetros fisicoquímicos, el oxígeno disuelto (OD) es uno de los indicadores más importantes para evaluar la calidad del agua (Odum, 1956). De acuerdo con los Estándares de Calidad Ambiental (ECA), las concentraciones de OD deben ser ≥5 mg/L. En el presente estudio, los valores promedio de OD oscilaron entre 6.01 mg/L (E21) y 7.39 mg/L (E01) durante la época húmeda, y entre 5.76 mg/L (E12) y 7.47 mg/L (E01) en la época seca, por lo que se mantienen dentro de los rangos considerados adecuados. Estos resultados son similares a los reportados por IMARPE et al. (2015), quienes registraron concentraciones de 6.93 mg/L en el Lago Mayor, 6.02 mg/L en el Lago Menor y 7.29 mg/L en la bahía de Puno.

El OD es esencial para el mantenimiento de la vida acuática, ya que los organismos productores primarios generan, mediante la fotosíntesis, oxígeno y compuestos orgánicos que sustentan la cadena trófica (Palao, 2010). Asimismo, factores como la alta productividad

primaria asociada a procesos de eutrofización o la mayor profundidad del cuerpo de agua también pueden favorecer la disminución del oxígeno disponible (Anderson *et al.*, 2007).

En cuanto a la conductividad eléctrica (CE) del agua, se registraron valores que oscilan entre 1516 µS/cm (E07 y E12) y 1922 µS/cm (E19) durante la época húmeda, y entre 1512 µS/cm (E11) y 1914 µS/cm (E21) en la época seca. Estos valores superan el límite recomendado por los ECA para la conservación del ambiente acuático (<1000 µS/cm), lo que indica una posible alteración de la calidad del agua. Resultados similares fueron reportados por Beltrán *et al*. (2015) en la bahía interior de Puno, donde también se registraron niveles elevados de CE (1626.95 µS/cm a 1713.08 µS/cm). En contraste, Custodio *et al*. (2018), al evaluar la calidad del agua en diversas lagunas de los Andes Centrales del Perú, informaron valores de CE considerablemente más bajos en la laguna de Tragadero: 269.8 µS/cm durante la temporada húmeda y 264.3 µS/cm en la temporada seca, ambos dentro de los límites permisibles establecidos por los ECA para la vida acuática.

El incremento de la CE en este tipo de sistemas puede atribuirse, en parte, a las características propias de los lagos y ciénagas ubicados en zonas cálidas o tropicales, donde se produce una mayor escorrentía superficial y aportes adicionales de los ríos circundantes (Roldán & Ramírez, 2008). Además, es posible que estos valores elevados estén asociados al ingreso de materia orgánica y sales disueltas provenientes de aguas residuales domésticas y otras actividades antropogénicas, como las escorrentías agrícolas, los cuales siguen generando impactos en el río, ya que este problema ha sido reportando en años anteriores y también en otros sistemas lenticos y loticos altoandinos (Roldán & Ramírez, 2008; Custodio *et al*., 2018).

En cuanto a los nutrientes, los valores de fósforo total (PT) oscilaron entre 0.005 mg/L y 0.064 mg/L. Cinco sitios costeros pertenecientes a los perfiles I, II y III registraron concentraciones que superaron el límite establecido por los ECA para la conservación del ambiente acuático (> 0.035 mg/L). Estos sitios incluyen E1 (Perfil I), E5 y E9 (Perfil II), E10 y E15 (Perfil III), durante los meses de septiembre y diciembre. En la misma línea, el PT superó los límites tolerables en varios sitios, lo que es indicativo de eutrofización causada por el ingreso de nutrientes muy probablemente provenientes de aguas residuales y actividades agrícolas, de manera similar a la eutrofización generada en lagos altoandinos (Copetti *et al*., 2015; Pinto *et al*., 2020).

El fitoplancton depende de la absorción de nutrientes inorgánicos, especialmente nitrato, nitrito, silicato y fosfato, para su crecimiento y reproducción. Por ello, la concentración de nutrientes en un cuerpo de agua constituye uno de los principales factores que influyen en la composición y dinámica de las comunidades fitoplanctónicas (Wang, 2003). En el sitio E1, el elevado valor de PT podría deberse a su proximidad (aproximadamente 15 m) a la planta de tratamiento de agua, una zona caracterizada por aguas turbias, presencia de *Lemna* sp. (lenteja de agua), baja velocidad de corriente, sedimentos arenosos en la orilla y abundante vegetación acuática.

El exceso de nutrientes, principalmente fósforo y nitrógeno, favorece procesos de eutrofización —naturales o antropogénicos— que se manifiestan en una proliferación significativa de fitoplancton, fenómeno ya documentado en zonas costeras y bahías del lago Titicaca (Bouhassoun, 2018) y también evidenciado en nuestros resultados, particularmente en las estaciones litorales de los perfiles evaluados, donde se registraron valores elevados de PT; incluso en el sitio de muestreo E7 se detectaron concentraciones que superan los límites establecidos por los Estándares de Calidad Ambiental (ECA).

Desde un enfoque ecológico, la disponibilidad y el balance entre nutrientes limitantes desempeñan un papel central en la estructuración de las comunidades fitoplanctónicas, regulando tanto la biomasa como la composición taxonómica (Tilman *et al*., 1982). En este contexto, los incrementos de nitrógeno y fósforo alteran las relaciones de competencia entre especies, favoreciendo el desarrollo de grupos oportunistas y de alta tasa de crecimiento. En las áreas cercanas a centros urbanos o agrícolas, se observa además una mayor concentración de contaminantes, debido a la ausencia de lluvias que permitan la dilución o dispersión de los aportes externos, lo que intensifica los procesos de enriquecimiento trófico observados.

En cuanto a los nitritos (NO_2^-), se registraron concentraciones bajas (< 0.02 mg/L), similares a las reportadas por IMARPE *et al*. (2015), que indicaron valores promedio de 0.007 mg/L para el Lago Mayor y 0.011 mg/L para el Lago Menor. Cabe señalar que, si bien la normativa peruana vigente no contempla límites para nitritos en los Estándares de Calidad Ambiental (ECA), diversos autores como Metcalf & Eddy (1998) advierten que su presencia en concentraciones elevadas puede ser un indicador de contaminación fecal reciente, lo que subraya la importancia de su monitoreo en cuerpos de agua expuestos a descargas antropogénicas.

6.3.2. Análisis estadístico inferencial (bivariado y multivariado).

6.3.2.1. Prueba de normalidad (Shapiro–Wilk)

Los resultados obtenidos mediante la prueba de normalidad de Shapiro–Wilk evidenciaron valores bajos del estadístico W en los grupos de datos evaluados. Ante este resultado, se realizó una revisión del procesamiento estadístico y de los registros de abundancia obtenidos, verificándose que los cálculos fueron realizados correctamente y que los valores reflejan el comportamiento real de la comunidad fitoplanctónica analizada. Por ello, los valores bajos del estadístico no se atribuyen a errores en el cálculo, sino a las características propias de los datos ecológicos de abundancia, los cuales suelen presentar distribuciones altamente asimétricas.

Esta respuesta estadística puede explicarse debido a que las comunidades de fitoplancton generalmente presentan una estructura donde pocas especies alcanzan altas abundancias celulares, mientras que una gran cantidad de especies se encuentran en bajas concentraciones o con registros cercanos a cero. Esta distribución, caracterizada por la presencia de especies dominantes y especies raras, genera una marcada asimetría en los datos y una mayor dispersión de los valores, reduciendo el ajuste hacia una distribución normal.

Según Legendre y Legendre (2012), los datos ecológicos de abundancia presentan frecuentemente desviaciones respecto a la normalidad debido a la heterogeneidad ambiental y a la distribución desigual de las especies dentro de una comunidad. De manera similar, Gotelli y Ellison (2004) señalan que las comunidades naturales suelen seguir patrones donde pocas especies son muy abundantes y muchas especies presentan abundancias reducidas, lo que genera distribuciones asimétricas difíciles de ajustar a modelos normales.

Por lo tanto, la ausencia de normalidad encontrada en los datos debe interpretarse como una característica inherente de la dinámica ecológica del fitoplancton y no como un indicio de errores en el procesamiento o análisis de la información.

6.3.2.2. Interpretación del análisis de la correlación de Spearman

En ambas temporadas se registraron correlaciones significativas entre los grupos taxonómicos del fitoplancton y diversas variables fisicoquímicas. Durante la TH, las cianobacterias, clorofitas, carofitas, xantófitas y diatomeas mostraron una correlación positiva significativa con la TE. Asimismo, las cianobacterias, clorofitas y xantófitas se correlacionaron significativamente con la CE, mientras que las cianobacterias, clorofitas, carofitas, diatomeas y dinoflagelados presentaron correlaciones significativas con el pH. Por su parte, en la TS también se observaron asociaciones relevantes: las clorofitas y carofitas mostraron una correlación positiva significativa con el OD, mientras que las cianofitas, clorofitas y diatomeas se correlacionaron significativamente con el pH, y las cianofitas, clorofitas, carofitas y diatomeas lo hicieron con la CE. Además, las carofitas evidenciaron una correlación positiva con la TE a lo largo de casi todo el periodo de estudio, con excepción del año 2016.

Estos resultados coinciden con lo reportado en otros ecosistemas lacustres. Alcocer *et al.* (2022) observaron una tendencia creciente en la abundancia y biomasa del fitoplancton en el lago tropical de gran altitud Alchichica (México), posiblemente como respuesta al incremento de la temperatura. De manera similar, Zhao *et al.* (2022) reportaron para el lago Taihu que la abundancia de cianobacterias se asoció positivamente con el fósforo total (PT) y la temperatura del agua, identificando a estos dos factores como los principales impulsores de su proliferación. Borics *et al.* (2012) también destacaron la capacidad de las cianobacterias para crecer rápidamente bajo condiciones favorables de temperatura, luz y proporción N:P.

En general, la temperatura ejerce efectos específicos sobre distintos taxones del fitoplancton, influyendo directamente en sus tasas de crecimiento y reproducción (Paerl *et al*., 2011), y provocando cambios en la composición de la comunidad. Se reconoce que las altas temperaturas favorecen la reproducción y el crecimiento de clorofitas y cianobacterias (Alam *et al.,* 2013; Poste *et al*., 2013).

En relación con el oxígeno disuelto (OD), los resultados coinciden con lo reportado por Yin *et al.* (2022), quienes observaron una relación positiva entre el OD y la densidad del fitoplancton en el lago Dongting. Según estos autores, dicha asociación podría explicarse por la actividad fotosintética del fitoplancton, la cual favorece la absorción de dióxido de carbono y la liberación de oxígeno al medio acuático.

Con respecto a la CE, reportes de Yin *et al.* (2022), evidenciaron una relación positiva entre la CE y la densidad, así como la riqueza del fitoplancton en el lago Dongting, en China. Estos hallazgos sugieren que la CE desempeña un papel importante en la estructura y distribución de las comunidades fitoplanctónicas.

Se deben mencionar la presencia de factores ambientales no medibles ó difíciles de cuantificar de manera rutinaria y que pueden influir en las comunidades de fitoplancton, como la disponibilidad real de la luz, las interacciones biológicas (competencia, depredación y alelopatía) y la dinámica hidrológica fina (microturbulencias, mezcla y cambios en la estratificación). También influyen eventos meteorológicos no registrados, aportes externos difusos de nutrientes o contaminantes, procesos ecológicos internos del propio fitoplancton (ciclos de vida y estados fisiológicos), la presión humana no monitoreada y la variabilidad genética entre especies. En conjunto, estos factores pueden modificar la estructura, abundancia y distribución del fitoplancton incluso cuando los parámetros fisicoquímicos medidos no lo reflejan directamente (Reynolds, 2006)

6.3.2.3. Interpretación ecológica de los patrones de ordenación (PCA y dbRDA)

El PCA permitió identificar los principales gradientes ambientales que estructuran las condiciones del lago Titicaca. En ambas temporadas, TH y TS, los dos primeros componentes explicaron más del 77% de la variabilidad total, lo que indica un buen poder de síntesis del modelo.

Durante la TH, el primer componente estuvo fuertemente asociado a la CE, lo que sugiere que la entrada de solutos por escorrentía es el factor dominante en este periodo, tal como se ha descrito en otros estudios limnológicos (Wetzel, 2001). El segundo componente mostró una menor contribución del pH, aunque permitió diferenciar parcialmente a los perfiles. Los perfiles PIV (Lago Mayor Sur) y PV (Lago Menor) se alinearon con el gradiente de CE, mientras que los sitios de PI se relacionaron más con el pH.

En la TS, la estructura del PCA fue similar: la CE siguió siendo la variable dominante del primer componente, aunque la TE adquirió mayor relevancia en el segundo componente. Esto coincide con la mayor estabilidad hidrológica previamente reportada para la estación seca y

con el rol de la TE en sistemas tropicales de alta montaña (Tundisi & Tundisi, 2012). Nuevamente, PIV y PV se asociaron con la CE y la TE, mientras que la Bahía de Puno (PI) se vinculó más al pH.

La superposición entre PII y PIII en ambas temporadas indica que estas zonas presentan condiciones fisicoquímicas similares. Esto concuerda con estudios previos que señalan que, en ciertas áreas del Lago Mayor, el lago muestra una dinámica relativamente homogénea, con poca variación espacial en sus condiciones físicas, químicas y biológicas durante algunos períodos del año (Richerson, 1992).

En conjunto, los resultados confirman que la CE es el principal eje ambiental del lago en ambas estaciones, mientras que la TE y el pH actúan como gradientes secundarios dependiendo del régimen hidrológico. Esta estructura multivariada coincide con patrones descritos para otros lagos tropicales y altoandinos, donde la estacionalidad determina la química del agua y la organización de las comunidades. (Lewis, 2000)

Los resultados del análisis dbRDA para los años 2016, 2017, 2018, 2020 y 2021 evidencian que la estructura de la comunidad fitoplanctónica estuvo fuertemente condicionada por gradientes fisicoquímicos, los cuales explicaron una proporción elevada de la variación observada. Este patrón concuerda con lo descrito para ecosistemas lénticos, donde variables como la CE, la TE, el pH, el OD y los nutrientes actúan como factores clave en la organización espacial y temporal del fitoplancton (Reynolds, 2006; Wetzel, 2001). La alta varianza explicada por los ejes principales de la dbRDA sugiere que las variables incluidas representan adecuadamente los principales forzantes ambientales que estructuran el ensamble.

En 2016, la CE emergió como uno de los factores más influyentes, asociándose principalmente con las muestras de septiembre. Este resultado es consistente con estudios que indican que la CE refleja la concentración de iones disueltos y puede actuar como un integrador de procesos hidrológicos y de aportes externos, influyendo indirectamente en la composición del fitoplancton (Yin *et al*., 2022). Asimismo, la asociación de la TE con las muestras de diciembre sugiere un control térmico estacional sobre la comunidad, lo cual coincide con estudios en ecosistemas lacustres que señalan que los gradientes térmicos influyen en la distribución y dinámica del fitoplancton al modificar procesos fisiológicos y ecológicos dentro de la columna de agua (Longhi & Beisner, 2009).

Durante 2017, la influencia ambiental se distribuyó de manera más equilibrada entre las variables. La asociación del OD y del fosfato (PO_4^{3-}) con muestras de septiembre y diciembre resalta la importancia de los nutrientes y de las condiciones de oxigenación en la estructuración de la comunidad, especialmente en periodos donde la disponibilidad de fósforo puede convertirse en un factor limitante o regulador de la biomasa y composición algal (Gómez-Figueroa *et al*. 2023).

En 2018, el pH se consolidó como el principal factor estructurante, especialmente asociado con las muestras de junio, lo que sugiere que las variaciones en la alcalinidad y en el equilibrio del sistema carbonato–bicarbonato ejercieron un efecto determinante sobre la composición del fitoplancton. Este patrón coincide con estudios que señalan que el pH puede influir significativamente en la abundancia y composición de los principales grupos fitoplanctónicos en ecosistemas lacustres, favoreciendo o limitando a determinados taxones y modificando la estructura de la comunidad (Zhang *et al.,* 2022).

La asociación de la CE y la TE con las muestras de marzo refuerza la influencia combinada de factores físicos al inicio del periodo anual, mientras que la relación de NO_2^- y PO_4^{3-} con muestras de septiembre y diciembre destaca el papel de los nutrientes en la diferenciación estacional de la comunidad, particularmente en fases de mayor reciclaje o aporte externo de nutrientes (Schindler, 1977). El OD mostró una influencia secundaria, lo que sugiere que, aunque relevante, su efecto estuvo subordinado a otros gradientes ambientales durante este año.

Para 2020–2021, el pH se destacó como el factor más influyente, particularmente en las muestras de septiembre, lo que evidencia su papel clave en la regulación de la disponibilidad de carbono inorgánico. El OD mostró una influencia más puntual, asociada a procesos de mezcla y a la actividad fotosintética, mientras que la TE presentó un efecto intermedio, coherente con su función moduladora sobre las tasas de crecimiento y la estacionalidad del fitoplancton. Por su parte, la CE se relacionó principalmente con las muestras de noviembre y septiembre, lo que refleja la importancia de los gradientes iónicos y de posibles aportes externos en la diferenciación de las comunidades fitoplanctónicas. En este sentido, estudios realizados en el lago Dongting han señalado que la composición y distribución del fitoplancton pueden estar fuertemente influenciadas por la conductividad eléctrica, según análisis de regresión lineal y correlación de Pearson (Yin et al., 2022).

En conjunto, estos resultados confirman que la variación interanual y estacional del fitoplancton responde a la interacción de múltiples factores fisicoquímicos, cuyo peso relativo

cambia entre años y meses. La importancia recurrente de variables como CE, TE, OD, pH y nutrientes coincide con los modelos conceptuales ampliamente aceptados para la dinámica del fitoplancton en ecosistemas lacustres, donde la estructura comunitaria resulta del balance entre forzantes físicos, químicos y procesos biológicos internos (Wetzel, 2001; Reynolds, 2006).

7. CONCLUSIONES

Las comunidades fitoplanctónicas del Lago Titicaca evidencian una marcada heterogeneidad espacial y temporal asociada tanto al gradiente de impacto antrópico como a la estacionalidad climática. Las zonas costeras, particularmente la Bahía de Puno, presentaron mayores abundancias y dominancia de clorofitas oportunistas, mientras que los sectores alejados de la costa mostraron comunidades más diversas dominadas por diatomeas y carofitas. La comparación entre microscopía óptica y metabarcoding de DNA ambiental demostró que ambos métodos no son equivalentes sino complementarios: la microscopía ofrece mayor precisión morfológica en taxones estructuralmente definidos, mientras que el enfoque molecular detecta una diversidad taxonómica superior, incluyendo organismos pequeños, crípticos o de baja abundancia. En consecuencia, la integración metodológica constituye la estrategia más robusta para la caracterización integral del fitoplancton.

Los índices bióticos de diversidad, dominancia y estado trófico indicaron condiciones de contaminación moderada y estados mesotróficos a eutróficos, reflejando una disponibilidad intermedia a alta de nutrientes que favorece la proliferación fitoplanctónica. Estos hallazgos muestran señales tempranas de deterioro que hacen imprescindible el monitoreo continuo y la implementación de medidas de gestión ambiental.

La elevada conductividad eléctrica y las altas concentraciones de fósforo total registradas en las zonas litorales evidencian la persistencia de presiones antrópicas y la presencia de procesos de eutrofización incipiente. La estructura del fitoplancton en el Lago Titicaca está fuertemente determinada por gradientes fisicoquímicos, siendo la conductividad eléctrica (CE), el pH, la temperatura del agua (TE), el oxígeno disuelto (OD) y los nutrientes los principales factores que explican la variación espacial y temporal de la comunidad. La influencia relativa de estas variables cambia según la estación y el año, reflejando la interacción dinámica entre los forzantes ambientales y la estacionalidad del sistema.

La correlación de Spearman evidenció asociaciones significativas entre los parámetros fisicoquímicos, en particular la TE del agua, el OD, el pH y la CE y la abundancia y distribución de los principales grupos taxonómicos de fitoplancton. Los análisis multivariados (PCA y dbRDA) confirman que la comunidad fitoplanctónica responde de manera consistente a múltiples factores ambientales, validando que variables como CE, pH, TE, OD y nutrientes son adecuados indicadores de la dinámica limnológica del lago. Estos resultados destacan la

importancia de considerar simultáneamente los gradientes físicos, químicos y biológicos para comprender la variación interanual y estacional del fitoplancton en ecosistemas altoandinos.

8. RECOMENDACIONES

8.1. Recomendaciones de gestión ambiental orientadas a la conservación y el manejo sostenible del ecosistema

Monitoreo integral y continuo

Se propone que se fortalezca la gestión eficaz del Lago Titicaca como, por ejemplo, diseñar un sistema de tratamiento de aguas residuales eficiente en las estaciones costeras del Lago para reducir su carga de materia orgánica y nutrientes.

Se debe establecer un programa permanente de calidad del agua para detectar cambios en algunas variables clave del agua, como la transparencia del agua, temperatura, conductividad eléctrica, solidos suspendidos, materia orgánica, oxígeno disuelto, para lograr interpretar sus efectos. Analizar conjuntamente la información del fitoplancton y los parámetros fisicoquímicos se podrá obtener diagnósticos más precisos de la calidad del agua.

Se recomienda que, en áreas eutrofizadas, por ejemplo, con alta concentración de nutrientes inorgánicos, se establezcan medidas de monitoreo y manejo, ya que un exceso de nutrientes puede desencadenar proliferaciones algales, disminución del oxígeno disuelto y, en consecuencia, impactos negativos sobre la biodiversidad acuática y los usos ecosistémicos del lago.

Uso del fitoplancton como indicador clave

Emplear las comunidades fitoplanctónicas como indicadores principales de la calidad del agua, ya que responden rápidamente a la contaminación y al exceso de nutrientes.

Para hacer más eficiente la gestión de lagos mediante el uso de índices bióticos, se recomienda emplear un enfoque integral que combine indicadores tradicionales basados en la estructura de comunidades (fitoplancton, macroinvertebrados, macrófitas) con métricas moleculares obtenidas por técnicas como el metabarcoding de DNA ambiental. Esta complementariedad permitiría superar las limitaciones de cada método por separado, logrando una evaluación más precisa y representativa del estado ecológico.

Se recomienda adaptar y estimar índices bióticos a las condiciones específicas de cada lago, considerando su variabilidad temporal (estacionalidad) y espacial (zonas litorales y

pelágicas). Al desarrollar índices ecológicos específicos para cada región y aplicarlos para lagos tropicales de alta montaña, reflejaran adecuadamente sus características ambientales y biológicas particulares.

Finalmente, se sugiere fortalecer las bases de datos de referencia taxonómica y promover programas de monitoreo a largo plazo, de manera que los índices no solo sirvan para diagnosticar el estado trófico y la biodiversidad, sino también como herramientas predictivas para la toma de decisiones en conservación y manejo sostenible. Utilizar los resultados del monitoreo para priorizar áreas críticas, reducir las fuentes de contaminación y orientar acciones de manejo y restauración.

Estandarización de métodos

Aplicar protocolos de muestreo y análisis estandarizados para asegurar resultados comparables y confiables en el tiempo y entre distintas zonas del lago Titicaca. Estos protocolos estandarizados de validación cruzada entre enfoques morfológicos y moleculares fortalecerán la confiabilidad de los resultados y promoverán una evaluación más integral de la biodiversidad acuática.

Mejora de bases de datos genéticas

Fortalecer y actualizar las bases de datos genéticas regionales para mejorar la identificación de especies de la flora microalgal y cianobacterial mediante métodos moleculares.

Se propone impulsar el mejoramiento de las bases de datos moleculares regionales, con el fin de aumentar la precisión en la identificación taxonómica y reducir las incertidumbres asociadas a los análisis genéticos. Para ello se recomienda ampliar y depurar continuamente las bases de datos de referencia moleculares, incorporando secuencias de DNA de especies locales y regionales, a fin de mejorar la resolución taxonómica para la evaluación de la biodiversidad en ecosistemas acuáticos.

8.2. Recomendaciones en Investigación básica orientadas a la conservación y el manejo sostenible del ecosistema

Se recomienda fortalecer la investigación básica mediante estudios autoecológicos de especies indicadoras clave, que permitan comprender sus respuestas a los cambios ambientales y mejorar su uso en el monitoreo del ecosistema.

La incorporación de estudios paleolimnológicos aportará una visión histórica del ecosistema, facilitando la identificación de tendencias y cambios a largo plazo.

Promover la cooperación binacional y la capacitación técnica local para asegurar una gestión sostenible y a largo plazo del lago Titicaca.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Abad, D.; Albaina, A.; Aguirre, M.; Laza-Martínez, A.; Uriarte, I.; Iriarte, A.; Villate, F.; Estonba, A. (2016). Is metabarcoding suitable for estuarine plankton monitoring? A comparative study with microscopy. *Mar. Biol*,163, 149–150.

Aceituno, P., & Montecinos, A. (1993). Circulation anomalies associated with dry and wet periods in the South American Altiplano. In Proceedings of the Fourth International Conference on Southern Hemisphere Meteorology and Oceanography (pp. 330–331). American Meteorological Society.

APHA. (2005). *Métodos normalizados para el análisis de aguas potables y residuales* (17.ª ed.). Editorial Díaz de Santos.

Alam, M. G. M., Jahan, N., Thalib, L., Wei, B., & Maekawa, T. (2001). Efectos de los factores ambientales sobre el cambio estacional de las poblaciones de fitoplancton en un estanque cerrado de agua dulce. *Reinar. En t.*, *27*, 363–371.

Alcocer, J., Lugo, A., Fernández, R., Vilaclara, G., Oliva, M. G., Oseguera, L. A., Silva-Aguilera, R. A., & Escolero, Ó. (2022). 20 years of global change on the limnology and plankton of a tropical, high-altitude lake. *Diversity, 14*(190). https://doi.org/10.3390/d14030190

Ali, E., & Shehawi, A. (2017). Environmental indices and phytoplankton community structure as biological indicators for water quality of the River Nile, Egypt. *Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries, 21*, 85–102. https://doi.org/10.21608/ejabf.2017.2387

Ascencio, E., Mendoza, L., Baylón, M., Rivera, P., Krakhmalnyi, A. F., Cruces, F., & Urrutia, R. (2020). Reporte de *Peridiniopsis borgei* Lemmermann (Dinophyceae) en aguas continentales de Perú. *Gayana. Botánica, 77*(1), 62–66.

Baylón, M., Roa, K., Libio, T., Tapia, L., Jara, E., Macedo, D., Salvatierra, A., & Dextre, A. (2018). Evaluación de la diversidad de algas fitoplanctónicas como indicadores de la calidad del agua en lagunas altoandinas del departamento de Pasco (Perú). *Ecología Aplicada, 17*(1), 119–132. http://dx.doi.org/10.21704/rea.v17i1.1180

Baylón, M., & Ramirez, J. L. (2025). A Comparison of eDNA Metabarcoding and Microscopy Techniques to Analyze Algal Diversity in Lake Titicaca, Peru. *Diversity*, 17(8), 560. https://doi.org/10.3390/d17080560

Beltrán Farfán, D. F., Palomino Calli, R. P., Moreno Terrazas, E. G., Peralta, C. G., & Montesinos-Tubée, D. B. (2015). Calidad de agua de la bahía interior de Puno, lago Titicaca durante el verano del 2011. *Revista Peruana de Biología*, 22(3), 335–340. https://doi.org/10.15381/rpb.v22i3.11440

Bellinger, E. G., & Sigee, D. C. (2010). Freshwater Algae: Identification and Use as Bioindicators. Wiley-Blackwell.

Benson, D. A., Karsch-Mizrachi, I., Lipman, D. J., Ostell, J., & Wheeler, D. L. (2005). GenBank. *Nucleic Acids Research, 33*(Database issue), D34–D38.

Bravakos, P., Kotoulas, G., Skaraki, K., Pantazidou, A., & Economou, A. (2016). A polyphasic taxonomic approach in isolated strains of Cyanobacteria from thermal springs of Greece. *Molecular Phylogenetics and Evolution, 98*, 147–160.

Bicudo, D. C., Tremarin, P. I., Almeida, P. D., Zorzal-Almeida, S., Wengrat, S., Faustino, S. B., … Morales, E. A. (2016). Ecology and distribution of *Aulacoseira* species (Bacillariophyta) in tropical reservoirs from Brazil. *Diatom Research, 31*(3), 199–215. https://doi.org/10.1080/0269249X.2016.1227376

Borics, G., Tóthmérész, B., Lukács, B. A., & Várbíró, G. (2012). Functional groups of phytoplankton shaping diversity of shallow lake ecosystems. *Hydrobiologia, 698*, 251–262.https://doi.org/10.1007/s10750-012-1129-6

Bouhassoun, A., Chaptal, E., Février, J., François, R., Hesling, P., Ménage, C., Picard, L., Plessis, M., Poirier, R., & Zipper, D. (2018). *Estudio pluridisciplinario del lago Titicaca (Bolivia–Perú) – Impactos de los cambios globales sobre la calidad del agua y las actividades productivas – Situación actual, escenarios y modos de recuperación durable de las zonas más vulnerables* [Informe de misión]. ISTOM & IRD.

Cabello-Yeves, P. J. (2018). *Novel microbial lineages from freshwater systems revealed by genomics and genome-resolved metagenomics* (Tesis doctoral). Universidad de Alicante. Recuperado de http://hdl.handle.net/10045/87431

Calizaya, J., Avendaño, M., & Delgado, I. (2013). Evaluación de la calidad del agua fluvial con diatomeas (*Bacillariophyceae*), una experiencia en Tacna, Perú. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública, 30*(1), 58–63. https://doi.org/10.1590/S1726-46342013000100012

Callahan, B. J., McMurdie, P. J., & Holmes, S. P. (2017). Exact sequence variants should replace operational taxonomic units in marker-gene data analysis. *ISME Journal, 11*, 2639–2643. https://doi.org/10.1038/ismej.2017.119

Callahan, B. J., McMurdie, P. J., Rosen, M. J., Han, A. W., Johnson, A. J. A., & Holmes, S. P. (2016). DADA2: High-resolution sample inference from Illumina amplicon data. *Nature Methods, 13*, 581–583. https://doi.org/10.1038/nmeth.3869

Callieri, C., Cronberg, G., & Stockner, J. G. (2012). Freshwater picocyanobacteria: single cells, microcolonies and colonial forms. En B. A. Whitton (Ed.), *Ecology of cyanobacteria II: Their diversity in space and time* (pp. 229–269). *Springer.* https://doi.org/10.1007/978-94-007-3855-3_8

Cañedo, R. M., Ortiz, C., Alfaro, E., Alfaro, J., Velez, X., Mangel, J. C., Siccha, R., Yamashiro, C., & Ramírez, J. L. (2021). Species delimitation of Southeast Pacific angel sharks (*Squatina* spp.) reveals hidden diversity through DNA barcoding. *Diversity, 13*(177).https://doi.org/10.3390/d13050177

Cartuche, A., Guan, Z., Ibelings, B., & Venail, P. (2019). Phytoplankton diversity relates negatively with productivity in tropical high-altitude lakes from southern Ecuador. *Sustainability, 11*(5235). https://doi.org/10.3390/su11195235

Catalan, J., Curtis, C. J., & Kernan, M. (2006). High mountain lakes: Extreme habitats and witnesses of environmental changes. *Limnetica*, 25(1–2), 551–584.

Cavero, J. G., & Manrique, M. F. (2019). Lagunas altoandinas de Huánuco evaluadas para el desarrollo de acuicultura, 2016. *Informe del Instituto del Mar del Perú, 46*(2), abril–junio.

Chacón-Torres, A., & Rosas-Monge, C. (1998). Water quality characteristics of a high-altitude oligotrophic Mexican lake. *Aquatic Ecosystem Health & Management, 1*, 237–243.https://doi.org/10.1080/14634989808656935

Chorus, I., & Bartram, J. (Eds.). (1999). Toxic cyanobacteria in water: A guide to their public health consequences, monitoring and management. E & FN Spon.

CEN/TC 230. (2005). *Water quality—Guidance on quantitative and qualitative sampling*

of marine phytoplankton (p. 26). iTeh Standards.

Cirés, S., & Quesada, A. (2011). *Catálogo de cianobacterias planctónicas potencialmente tóxicas de las aguas continentales españolas*. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Secretaría General Técnica, Centro de Publicaciones. https://www.miteco.gob.es/es/agua/publicaciones/catalogo_cianobacterias.aspx

Clarke, K. (1993). Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Australian Journal of Ecology 18*: 117–143.

Clarke K. and R. Gorley. 2015. Primer v7: User Manual/Tutorial. PRIMER-E: Plymouth.

Copetti, D., Finsterle, K., Marziali, L., Stefani, F., Tartari, G., Douglas, G., Reitzel, K., Spears, B. M., Winfield, I. J., Crosa, G., D'Haese, P., Yasseri, S., & Lürling, M. (2015). Eutrophication management in surface waters using lanthanum modified bentonite: A review. *Water Research, 97*, 162–174. https://doi.org/10.1016/j.watres.2015.11.056

Corrales, M., Villalobos, K., Rodríguez, A., Muñoz, N., & Umaña, R. (2017). Identificación y caracterización molecular de cianobacterias tropicales de los géneros *Nostoc*,

Calothrix, *Tolypothrix* y *Scytonema* (Nostocales: Nostocaceae), con posible potencial biotecnológico. *Research Journal, 9*(2), 280–288.

Custodio, M., Peñaloza, R., Chanamé, F., Yaranga, R., & Pantoja, R. (2018). Assessment of the aquatic environment quality of high Andean lagoons using multivariate statistical methods in two contrasting climatic periods. *Journal of Ecological Engineering, 19*(6), 24–33.https://doi.org/10.12911/22998993/92677

Deiner, K., Bik, H. M., Mächler, E., Seymour, M., Lacoursière-Roussel, A., Altermatt, F., Creer, S., Bista, I., Lodge, D. M., de Vere, N., Pfrender, M. E., & Bernatchez, L. (2017). *Environmental DNA metabarcoding: Transforming how we survey animal and plant communities*. *Molecular Ecology, 26*(21), 5872–5895. https://doi.org/10.1111/mec.14350

Dejoux, C., & Iltis, A. (1991). *El lago Titicaca: Síntesis del conocimiento limnológico actual* (589 pp.). ORSTOM.

Djemiel, C.; Plassard, D.; Terrat, S. (2020). µgreen-db: A reference database for the 23S rRNA gene of eukaryotic plastids and cyanobacteria. *Sci. Rep*.10, 5915. https://doi.org/10.1038/s41598-020-62555-1.

Díaz, V., Queimaliños, C., Modenutt, B., & Ayala, V. (2000). Effects of fish farm effluents on the periphyton of an Andean stream. *Archives of Fishery and Marine Research*, *48*(3), 283–294.

Domínguez Villanueva, A. E. (2022). Variabilidad espacial y temporal del fitoplancton en la Bahía de Puno – Lago Titicaca (Tesis de grado). Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Perú.

Dufrêne, M. & Legendre, P. (1997). Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. *Ecological Monographs*, 67(3), 345–366.

Edgar, R. C., & Flyvbjerg, H. (2015). Error filtering, pair assembly and error correction for next-generation sequencing reads. *Bioinformatics*, *31*(21), 3476–3482. https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btv401

Edgar, R. C. (2016). UNOISE2: Improved error-correction for Illumina 16S and ITS amplicon sequencing. *bioRxiv*. https://doi.org/10.1101/081257.

Fawley, M. W., Jameson, I., & Fawley, K. P. (2015). The phylogeny of the genus *Nannochloropsis* (Monodopsidaceae, Eustigmatophyceae), with descriptions of *Nannochloropsis australis* sp. nov. and *Microchloropsis* gen. nov. *Phycologia*, *54*(5), 545–552.https://doi.org/10.2216/15-02.1

Ferrer, N. C., Cony, N. L., Fornerón, C. F., & Piccolo, M. C. (2012). Caracterización del fitoplancton y estado trófico de la laguna Sauce Grande (Provincia de Buenos Aires, Argentina) en el otoño de 2010. *Biología Acuática*, *27*, 129–141.

Flores, E., López-Lozano, A., & Herrero, A. (2015). Nitrogen Fixation in the Oxygenic Phototrophic Prokaryotes (Cyanobacteria): The Fight Against Oxygen. *Biological Nitrogen Fixation*, 879-890. doi: 10.1002/9781119053095.ch86

Fritz, S. C., Benito, X., & Steinitz-Kannan, M. (2019). Long-term and regional perspectives on recent change in lacustrine diatom communities in the tropical Andes. *Journal of Paleolimnology*, *61*(2), 251–262. https://doi.org/10.1007/s10933-018-0056-6.

Galanti, S., & Gunsalus, R. (2021). Pheniqs 2.0: Accurate, high-performance Bayesian decoding and confidence estimation for combinatorial barcode indexing. *BMC Bioinformatics*, *22*, 1–15. https://doi.org/10.1186/s12859-021-04188-x.

Gao, W., Zhang, Y., Zhang, M., Wang, Y., Li, X., & Chen, J. (2024). Water quality and habitat drive phytoplankton taxonomic and functional diversity in the Yangtze River. *Ecology and Evolution, 14*, e4896. https://doi.org/10.1002/ece3.4896

Gómez-Figueroa, JA, Rendón-von Osten, J., Poot-Delgado, CA, Dzul-Caamal, R. y Okolodkov, YB (2023). Respuesta estacional de los principales grupos de fitoplancton a variables ambientales a lo largo de la costa de Campeche, sur del Golfo de México. *Phycology ,* 3 (2), 270-279. https://doi.org/10.3390/phycology3020017

Gotelli, N. J., & Ellison, A. M. (2004). *A Primer of Ecological Statistics*. Sinauer Associates.

Groga, N. (2012). Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d'Ivoire) [Tesis doctoral, Universidad de Abidjan]. Repositorio Institucional.

Guillén, O. A. (2015). *Libro Lago de Sanabria: Presente y futuro de un ecosistema en desequilibrio*. Editorial Universidad de Salamanca. ISBN 978-84-608-2818-1.

Guglielmi, G., Canterle, D., & Maione, M. (2019). Environmental factors affecting phytoplankton diversity in high-altitude Andean lakes. *Ecología Aplicada*, *18*(2), 150–164. https://doi.org/10.21704/rea.v18i2.1543

Guiry, M. D., & Guiry, G. M. (2023). *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Recuperado de https://www.algaebase.org

Hammer, Ø., Harper, D. A. T., & Ryan, P. D. (2001). PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4(1), 1–9. Recuperado de https://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm

Harris, G. (1986). Phytoplankton ecology: Structure, function and fluctuation. Chapman & Hall.

Hemraj, D., Hossain, A., Ye, Q., Qin, J., & Leterme, S. C. (2017). Plankton bioindicators of environmental conditions in coastal lagoons. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, *184*,102–114.https://doi.org/10.1016/j.ecss.2016.10.045

Hugerth, L. W., & Andersson, A. F. (2017). Analysing microbial community composition through amplicon sequencing: From sampling to hypothesis testing. *Frontiers in Microbiology*, *8*, Article 1561. https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.01561.

IMARPE. (2013). *Protocolo de análisis de nitrito en agua de mar* (Cod. IMP-AFIOQG/Pt-LAB 01.01/NO2. Edición 01). Instituto del Mar del Perú. https://www.imarpe.gob.pe.

Iquise, R. (2017). *Variación espacial del zooplancton en tres épocas en relación a factores fisicoquímicos del agua en la bahía interior y exterior del lago Titicaca, Puno* [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Mayor de San Marcos].

Instituto del Mar del Perú. (2011). *Estudio de la comunidad microalgal y zooplanctónica del lago Titicaca*. Instituto del Mar del Perú. https://www.imarpe.gob.pe.

Jacobsen, D., & Dangles, O. (2017). *Ecology of high-altitude waters*. Oxford University Press.

Jezberová, J., & Komárková, J. (2007). Morphometry and growth of three Synechococcus-like picoplanktic cyanobacteria at different culture conditions. *Hydrobiologia*, *578*, 17–27. https://doi.org/10.1007/s10750-006-0460-3.

John, D. M., Whitton, B. A., & Brook, A. J. (2011). *La flora de algas de agua dulce de las Islas Británicas: Una guía de identificación de algas de agua dulce y terrestres* (2a ed.). Cambridge University Press.

John, D. M., & Tsarenko, P. (2011). Order Chlorococcales. En D. M. John, B. A. Whitton, & A. J. Brook (Eds.), *The freshwater algal flora of the British Isles: An identification guide to freshwater and terrestrial algae* (pp. 410–418). Cambridge University Press.

John, D. M. (2011a). Orders Chaetophorales, Microsporales, Ulotrichales. En D. M. John, B. A. Whitton, & A. J. Brook (Eds.), *The freshwater algal flora of the British Isles: An identification guide to freshwater and terrestrial algae* (pp. 524–554). Cambridge UniversityPress.

John, D. M. (2011b). Order Cladophorales (=Siphonocladales). En D. M. John, B. A. Whitton, & A. J. Brook (Eds.), *The freshwater algal flora of the British Isles: An identification guide to freshwater and terrestrial algae* (pp. 557–564). Cambridge UniversityPress.

Karlson, B., Cusack, C., & Bresnan, E. (2010). Microscopic and molecular methods for quantitative phytoplankton analysis. En *Intergovernmental Oceanographic Commission, Manuals and Guides* (UNESCO), Paris, France. https://doi.org/10.25607/OBP-75

Krammer, K., & Lange-Bertalot, H. (1997). Bacillariophyceae 2: Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. In H. Ettl, J. Gerloff, H. Heyning, & D. Mollenhauer (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa* (Vol. 2/2). Gustav Fischer Verlag.

Krammer, K., & Lange-Bertalot, H. (2004). Bacillariophyceae 2/3: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. In H. Ettl, J. Gerloff, H. Heyning, & D. Mollenhauer (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Gustav Fischer Verlag.

Komárek, J., & Fott, B. (1983). Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung Chlorococcales. En A. Thienemann (Ed.), *Das Phytoplankton des Süßwassers: Systematik und Biologie* (Vol. 7, No. 1, pp. 1–1044). E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung.

Komárek, J., & Anagnostidis, K. (1999). Cyanoprokaryota 1: Chroococcales. En H. Ettl, G. Gärtner, H. Heyning, & D. Mollenhauer (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa* (Vol. 19, Part 1, pp. 1–548). Gustav Fischer Verlag.

Komárek, J., & Anagnostidis, K. (2005). Cyanoprokaryota 2: Oscillatoriales. En B. Büdel, L. Krienitz, G. Gärtner, & M. Schagerl (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa* (Vol. 19, Part 2, pp. 1–759). Elsevier/Spektrum.

Komárek, J. (2010). Recent changes (2008) in cyanobacteria taxonomy based on a combination of molecular background with phenotype and ecological consequences (genus and species concept). *Hydrobiologia, 639*(1), 245–259.

Komárek, J. (2013). *Cyanoprokaryota: 3rd Part: Heterocytous Genera*. En B. Büdel, G. Gärtner, L. Krienitz, & M. Schagerl (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa* (Vol. 19, 3ra parte, pp. 1-1130). Springer Spektrum.

Komárek, J., Kaštovský, J., Mareš, J., & Johansen, J. R. (2014). Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera), using a polyphasic approach. *Preslia, 86*, 295–335.

Komárková, J., Montoya, H., & Komárek, J. (2015). Cyanobacterial water bloom of *Limnoraphis robusta* in the Lago Mayor of Lake Titicaca: Can it develop? *Hydrobiologia, 764*. https://doi.org/10.1007/s10750-015-2298-x

Lacoursière Roussel, A., Howland, K., Normandeau, E., Grey, E. K., Archambault, P., Deiner, K., Lodge, D. M., Hernandez, C., Leduc, N., & Bernatchez, L. (2018). eDNA metabarcoding as a new surveillance approach for coastal Arctic biodiversity. *Ecology and Evolution*, 8(16), 7763–7777. https://doi.org/10.1002/ece3.4213

Lange-Bertalot, H. (1979). Pollution tolerance of diatoms as a criterion for water quality estimation. *Nova Hedwigia Beiheft*, 64, 285-304.

Lavado, W., Ronchail, J., Espinoza, J. C., & Guyot, J. L. (2012). Basin-scale analysis of rainfall and runoff in Peru (1969–2004): Pacific, Titicaca and Amazonas drainages. *Hydrological Sciences Journal*, 57(4), 625–642. https://doi.org/10.1080/02626667.2012.672996

Lazzaro, X., Rybarczyk, H., Meziane, T., Hubas, C., Lamy, D., Point, D., Martínez, J. M., Guédron, S., Duwig, C., Groleau, A., Rocha Lupa, S., Alcoreza Ortiz, M. P., Lanza Aguiar, W. G., Flores, A. J., Loyza Torrico, E. Z., Ibañez Luna, C., Núñez Villalba, J., Gamarra Peralta, C., Villanueva Quispe, C., ... Achá Cordero, D. (2016). *Accelerated eutrophication in Lake Titicaca: Historical evolution, mechanisms, monitoring, and observatory approach*. En S. Guédron, D. Achá Cordero, M. A. Vella, & O. E. Ramos Ramos (Eds.), *Proceedings of the International Colloquium on Current and Ancient Contamination in Andean Aquatic Ecosystems* (pp. 23-24). Universidad Mayor de San Andrés.

Lemley, D. A., Adams, J. B., & Bate, G. C. (2016). A review of microalgae as indicators in South African estuaries. *South African Journal of Botany*.

Lee, E., Ryan, U. M., Monis, P., McGregor, G. B., Bath, A., Gordon, C., & Paparini, A. (2014). Polyphasic identification of cyanobacterial isolates from Australia. *Water Research, 59*, 248-261. https://doi.org/10.1016/j.watres.2014.04.023

Legendre, P., & Legendre, L. (2012). Numerical Ecology (3rd ed.). Elsevier.

León, P., Vásquez, P., Quispe, L., & Oyague, E. (2018). Diatomeas teratológicas como organismos bioindicadores de la calidad del agua del río Tingo, Hualgayoc, Cajamarca. *Ciencia & Desarrollo*, 22, 26-33. https://doi.org/10.33326/26176033.2018.22.742

Lewis, W. M., Jr. (1996). Tropical lakes: how latitude makes a difference. pp. 43–64. En: Perspectives in Tropical Limnology (F. Schiemer & K. T. Boland, eds.). SPB Academic Publishing, Amsterdam.

Lewis, W. M. (2000). Basis for the protection and management of tropical lakes. Lakes & Reservoirs: Research and Management, 5, 35–48.

Licursi, M., & Gómez, N. (2003). Aplicación de índices bióticos en la evaluación de la calidad del agua en sistemas lóticos de la llanura pampeana Argentina a partir del empleo de diatomeas. *Biología Acuática, 21*, 31-49.

Loaiza-Restano, A. M., Marquardt, G. C., Ferragut, C., & de Mattos Bicudo, C. E. (2020). Spatial and temporal variation of the phytoplankton structure in cascading oligotrophic reservoirs of southeast Brazil. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 32, e12.

Lobo, E. A., Schuch, M., Heinrich, C. G., da Costa, A. B., Düpont, A., Wetzel, C. E., & Ector, L. (2015). Development of the Trophic Water Quality Index (TWQI) for subtropical temperate Brazilian lotic systems. *Environmental Monitoring and Assessment, 187*(6), 354. https://doi.org/10.1007/s10661-015-4586-3

Lobo, E., & Kobayasi, H. (1990). Shannon's diversity index applied to some freshwater diatom assemblages in the Sakawa River System (Kanagawa Prefecture, Japan) and its use as an indicator of water quality. *Japanese Journal of Phycology (Sorui)*, 38, 229-243.

Longhi, M. L., & Beisner, B. E. (2009). Environmental factors controlling the vertical distribution of phytoplankton in lakes. *Journal of Plankton Research*, 31(10), 1195–1207. https://doi.org/10.1093/plankt/fbp075

López, J., Yucra, H., Bárcena, V., & Saavedra, R. (2017). Morfología y taxonomía de dinoflagelados tecados (Peridiniales, Peridiniaceae) en la represa Tahuin (Oro, Ecuador) y Poechos (Sullana, Perú). *The Biologist, 15*(1), 99-108. http://dx.doi.org/10.24039/rtb2017151146

Ludwig, J. A., & Reynolds, J. F. (1988). *Statistical ecology*. John Wiley & Sons.

Lugioyo, G. M., Miravet, M. E., Pérez, R., Álvarez, C., & Espinosa, G. (2007). Evaluación del estado trófico de las aguas oceánicas adyacentes al sur de Cuba a partir de indicadores microbiológicos y fitoplanctónicos. *Revista de Investigaciones Marinas, 28*(3), 201-207.

McCune, B., & Grace, J. (2002). Analysis of Ecological Communities. MjM Software Design (p. 12). Dean L. Urban.

MacKeigan, P. W., Garner, R. E., Monchamp, M. V., Walsh, D. A., Onana, V. E., Kraemer, S. A., Pick, F. R., Beisner, B. E., Agbeti, M. D., da Costa, N. B., Shapiro, B. J., & Gregory-

Eaves, I. (2022). Comparing microscopy and DNA metabarcoding techniques for identifying cyanobacteria assemblages across hundreds of lakes. *Harmful Algae, 113*, 102187. https://doi.org/10.1016/j.hal.2022.102187

Manoylov, KM. (2014). Identificación taxonómica de algas (morfológica y molecular): conceptos de especies, metodologías y sus implicaciones para la bioevaluación ecológica. *J. Phycol*. 50, 409–424.

Martin, M. (2011). Cutadapt elimina secuencias adaptadoras de lecturas de secuenciación de alto rendimiento. *EMBnet Journal, 17*(1), 10-12. https://doi.org/10.14806/ej.17.1.200.

McGregor, G. B. (2018). Freshwater cyanobacteria of north-eastern Australia: 3. Nostocales. *Phytotaxa, 359*(1), 1-166.

Mendoza, L. H. (2020). Primer reporte de *Lemmermanniella uliginosa* (Synechococcaceae, Cyanobacteria) en América del Sur, y primer reporte del género para Perú. *Revista Peruana de Biología, 27*(3), 401-405. https://doi.org/10.15381/rpb.v27i3.17301.

Molina, L., Apfata, P., Yapo, U., Romero, M., Arenazas, A., & Falcón, C. (2018). Diversidad de microalgas en tres sectores del río Ocoña (Provincia de Camaná y Condesuyos, Región Arequipa) cercanos a asentamientos mineros, durante las épocas de estiaje y creciente del 2017. *Veritas, 19*, 55. https://doi.org/10.35286/veritas.v19i1.167

Montoya, Y., & Ramírez, J. (2007). Variación estructural de la comunidad perifítica colonizadora de sustratos artificiales en la zona de ritral del río Medellín, Colombia. *Revista de Biología Tropical, 55*(2), 585-593.

Montoya, T. H. (2014). Cyanobacterial species potentially forming water-blooms in the Lake Titicaca (Peru). *Hydrobiologia*, 381-390.

Northcote, T., Morales, P., & Levy, D. (1991). Contaminación en el Lago Titicaca, Perú: Capacitación, investigación y manejo. *Westwater Research Centre, University of British Columbia*, Vancouver, Canada.

Paerl, H. W., Pasillo, N. S., & Calandrino, E. S. (2011). Controlling harmful cyanobacterial blooms in a world experiencing anthropogenic and climatic-induced change. *Science of The Total Environment, 409*(17), 1739–1745. https//doi.org/10.1016/j.2011.02.001.

Paul, S., Wooldridge, T., & Perissinotto, R. (2016). Evaluation of abiotic stresses of temperate estuaries by using resident zooplankton: A community vs. population approach. *Estuarine, Coastal and Shelf Science, 170*, 102-111. https://doi.org/10.1016/j.ecss.2016.01.012.

Pawlowski, J., Kelly-Quinn, M., Altermatt, F., Apothéloz-Perret-Gentil, L., Beja, P., Boggero, A., Borja, A., Bouchez, A., Cordier, T., Domaizon, I., et al. (2018). The future of biotic indices in the ecogenomic era: Integrating (e)DNA metabarcoding in biological assessment of aquatic ecosystems. *Science of The Total Environment, 11*, 96. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.11.096

Pham, H. T. L., Nguyen, L. T. T., Duong, T. A., Bui, D. T. T., Doan, Q. T., Nguyen, H. T. T., & Mundt, S. (2017). Diversity and bioactivities of nostocacean cyanobacteria isolated from paddy soil in Vietnam. *Systematic and Applied Microbiology, 40*(6), 470–481. https://doi.org/10.1016/j.syapm.2017.07.001

Pierre, R., Mus, T. M., Naturelle, H., & Pierre, D. L. (2016). Accelerated eutrophication in Lake Titicaca: Historical evolution, mechanisms, monitoring, and observatory approach. *Environmental Monitoring and Assessment*. https://doi.org/10.1007/s10661-016-5150-0

Pinto, F. P., Tormam, M. F., Bork, C. K., Guedes, H. A. S., & da Silva, L. B. P. (2020). Seasonal assessment of water quality parameters in Mirim Lagoon, Rio Grande do Sul State, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências, 92*(3), e20181107. https://doi.org/10.1590/0001-3765202020181107

Poste, A. E., Diablos, R. E., & Guildford, S. J. (2013). Phosphorus enrichment and carbon depletion contribute to high microcystin concentrations and Microcystis biomass in Ugandan lakes. *Limnology and Oceanography, 58*(3), 1075–1088. https://doi.org/10.4319/lo.2013.58.3.1075

Quast, C.; Pruesse, E.; Yilmaz, P.; Gerken, J.; Pablo, T.; Pablo, Y.; Jörg, Y.; Frank, P.; Glöckner, O. (2013). The SILVA ribosomal RNA gene database project: Improved data processing and web-based tools. Nucleic Acids Res. 41, 590–596. https://doi.org/10.1093/nar/gks1219.

Ramírez, A. M., & Plata-Díaz, Y. (2008). Diatomeas perifíticas en diferentes tramos de dos sistemas lóticos de alta montaña (Páramo de Santurbán, Norte de Santander, Colombia) y su relación con las variables ambientales. *Acta Biológica Colombiana, 13*(1), 199-216.

Reynolds, C. S., Huszar, V., Kruk, C., Naselli-Flores, L., & Melo, S. (2002). Towards a functional classification of the freshwater phytoplankton. *Journal of Plankton Research*, 24(5), 417–428. https://doi.org/10.1093/plankt/24.5.417

Reynolds, C. S. (2006). Ecology of Phytoplankton. Cambridge, UK: Cambridge University Press. ISBN-13: 978-0-521-60519-9.

Richerson, P. J., Widmer, C., & Kittel, T. (1977). The limnology of Lake Titicaca (Perú–Bolivia). *University of California Davis Institute of Ecology*, 14-78.

Richerson, P. J., Neale, P. J., Wurtsbaugh, W., Alfaro, R., & Vincent, W. (1986). Patterns of temporal variation in Lake Titicaca: A high-altitude tropical lake. I. Background, physical and chemical processes, and primary production. *Hydrobiologia, 138*, 205–220.

Richerson, P. J. (1992). The thermal stratification regime in Lake Titicaca. En C. Dejoux & A. Iltis (Eds.), Lake Titicaca: A Synthesis of Limnological Knowledge (pp. …). Kluwer Academic Publishers.

R Core Team. R: A Language and Environment for Statistical Computing; R Foundation for Statistical Computing: Vienna, Austria, 2020. Available online: https://www.r-project.org/ (accessed on 1 April 2025).

Roldán, G., & Ramírez, J. (2008). *Fundamentos de Limnología Neotropical* (2a ed.). Editorial Universidad de Antioquia.

Santi, I., Kasapidis, P., Karakassis, I., & Pitta, P. (2021). *Comparison of DNA metabarcoding and microscopy methodologies for the study of aquatic microbial eukaryotes*. *Diversity, 13*(5), 180. https://doi.org/10.3390/d13050180

Salmaso, N., Boscaini, A., & Pindo, M. (2020). Unraveling the diversity of eukaryotic microplankton in a large and deep perialpine lake using a high throughput sequencing approach. *Frontiers in Microbiology, 11*, 789. https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00789

Sherwood, A. R., & Presting, G. G. (2007). Universal primers amplify a 23S rDNA plastid marker in eukaryotic algae and cyanobacteria. *Journal of Phycology, 43*(3), 605–608. https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2007.00341.x

Shiels, K., Browne, N., Donovan, F., Murray, P., & Saha, S. K. (2019). Molecular characterization of twenty-five marine cyanobacteria isolated from coastal regions of Ireland. *Biology, 8*(3), 59. https://doi.org/10.3390/biology8030059

Silva, P., Muñoz, L., Losada, L., & Rodríguez, R. (2018). Composition of the phytoplankton community in the first stages of the Quimbo Dam life cycle in Huila-Colombia. *Revista de Biología Tropical*, 66(2), 550-561.

Singh, S. P., Pathak, J., & Sinha, R. P. (2017). Cyanobacterial factories for the production of green energy and value-added products: An integrated approach for economic viability. *Renewable and Sustainable Energy Reviews, 69*, 578–595. https://doi.org/10.1016/j.rser.2016.11.110

Stoeck, T.; Breiner, H. W.; Filker, S.; Ostermaier, V.; Kammerlander, B.; Sonntag, B. (2014). Un estudio morfogenético sobre el plancton ciliado de un lago de montaña señala la necesidad de marcadores de código de barras específicos de linaje en la ecología microbiana. Environ. Microbiol. 16, 430–444.

Strickland, J. D. H., & Parsons, T. R. (1972). *A practical handbook of seawater analysis* (2nd ed.). Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 167.

Sulca, L., León, P., & Oyague, E. (2019). Caracterización trófica de dos bofedales de la provincia de Candarave, región Tacna. *Ciencia & Desarrollo, 21*, 37-49. https://doi.org/10.33326/26176033.2017.21.728

Tapia, P. M., Fritz, S. C., Baker, P. A., Seltzer, G. O., & Dunbar, R. B. (2003). A late Quaternary diatom record of tropical climate history from Lake Titicaca (Peru and Bolivia). *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology, 194*(1-3), 139–164. https://doi.org/10.1016/S0031-0182(03)00227-6

Tapolczai, K., Keck, F., Bouchez, A., Rimet, F., & Vasselon, V. (2019). Diatom DNA metabarcoding for biomonitoring: Strategies to avoid major taxonomical and

bioinformatical biases limiting molecular indices capacities. *Frontiers in Ecology and Evolution, 7*, 409. https://doi.org/10.3389/fevo.2019.00409

Theriot, E., Carney, H. J., & Richerson, P. J. (1985). Morphology, ecology and systematics of *Cyclotella andina* sp. nov. (Bacillariophyceae) from Lake Titicaca, Peru-Bolivia. *Phycologia, 24*(4), 381–387. https://doi.org/10.2216/i0031-8884-24-4-381.1

Tilman, D., Kilham, S. S., & Kilham, P. (1982). Phytoplankton community ecology: The role of limiting nutrients. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 13, 349–372.

Torbjorn, T., et al. (2016). VSEARCH: A versatile open-source tool for metagenomics. *PeerJ, 4*, e2584. https://doi.org/10.7717/peerj.2584

Tundisi, J. G. (1990). Distribuição espacial, sequência temporal e ciclo sazonal do fitoplâncton em represas: Fatores limitantes e controladores. *Revista Brasileira de Biología, 50*(4), 937-955.

Tundisi, J. G., & Tundisi, T. M. (2012). Limnology (1ª ed.). CRC Press. ISBN 978-0203803950.

UNE-EN 15204. (2007). Calidad del Agua Guía Para el Recuento de Fitoplancton por Microscopía Invertida (Técnica Utermöhl). Asociación Española de Normalización y Certificación (AENOR): Madrid, Spain, p. 44.

Valentini A, Taberlet P, Miaud C, Civade R, Herder J, Thomsen PF, Bellemain E, Besnard A, Coissac E, Boyer F, Gaboriaud C, Jean P, Poulet N, Roset N, Copp GH, Geniez P, Pont D, Argillier C, Baudoin J-M, Peroux T, Crivelli AJ, Olivier A, Acqueberge M, Le Brun M, Møller PR, Willerslev E, Dejean T. (2016). Next-generation monitoring of aquatic biodiversity using environmental DNA metabarcoding. *Mol Ecol* 25(4):929–942. https://doi.org/ 10.1111/mec.13428

Vasselon, V., Rimet, F., Tapolczai, K., & Bouchez, A. (2017). Assessing ecological status with diatoms DNA metabarcoding: Scaling-up on a WFD monitoring network (Mayotte island, France). *Ecological Indicators, 82*, 1-12. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.06.056.

Vera, C., Higgins, W., Amador, J., Ambrizzi, T., Garreaud, R., Gochis, D., … Zhang, C. (2006). Toward a unified view of the American monsoon systems. *Journal of Climate*, 19(20), 4977–5000. https://doi.org/10.1175/JCLI3896.1

Vincent, W. F., Wurtsbaugh, W., Vincent, C. L., & Richerson, P. J. (1984). Seasonal dynamics of nutrient limitation in a tropical high-altitude lake (Lake Titicaca, Peru–Bolivia). *Freshwater Biology*, 14, 473–486.

Visco, J. A., Apothéloz-Perret-Gentil, L., Cordonier, A., Esling, P., Pillet, L., & Pawlowski, J. (2015). Environmental monitoring: Inferring the diatom index from next-generation sequencing data. *Environmental Science & Technology, 49*(13), 7597-7605. https://doi.org/10.1021/acs.est.5b00516

Wang, B. D. (2003). Distribuciones de nutrientes y su limitación en el fitoplancton en el Mar Amarillo y el Mar de China Oriental. *Barbilla. Aplicación J. Ecol., 14*, 1122–1126.

Weide, D. M., Fritz, S. C., Hastorf, C. A., Bruno, M., Baker, P. A., Guedron, S., & Salenbien, W. (2017). A 6000-year diatom record of mid- to late-Holocene fluctuations in the level of Lago Wiñaymarca, Lake Titicaca (Peru/Bolivia). *Quaternary Research, 88*(2), 179–182. https://doi.org/10.1017/qua.2017.23

Wetzel, R. G. (2001). Limnology: Lake and river ecosystems (3rd ed.). Academic Press.

Weydmann-Zwolicka, A., Dąbrowska, A. M., Mioduchowska, M., & Zwolicki, A. (2024). Comparison of DNA metabarcoding and microscopy in analysing planktonic protists from the European Arctic. *Marine Biodiversity*, 54(3). https://doi.org/10.1007/s12526-024-01436-6

Wilhm, J. L., & Dorris, T. C. (1968). Biological parameters for water quality criteria. BioScience, 18(6), 477-481. https://doi.org/10.2307/1294272

Whitton, B. A., & Potts, M. (2000). Introduction to the Cyanobacteria. In B. A. Whitton & M. Potts (Eds.), *The Ecology of Cyanobacteria: Their Diversity in Time and Space* (pp. 1–9). Springer.

Wurtsbaugh, W. A., Vincent, W. F., Tapia, R. A., Vincent, C. L., & Richerson, P. J. (1985). Nutrient limitation of algal growth and nitrogen fixation in a tropical alpine lake, Lake Titicaca (Peru/Bolivia). *Freshwater Biology, 15*(2), 185–195. https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.1985.tb00191.x

Yang J, Jeppe K, Pettigrove V, Zhang X. (2018). Environmental DNA metabarcoding supporting community assessment of environmental stressors in a field-based sediment microcosm study. *Environ Sci Technol* 52(24):14469–14479. https://doi.org/10.1021/acs.est.8b04903

Yin, X., Yan, G., Wang, X., Huang, D., & Li, L. (2022). Spatiotemporal distribution pattern of phytoplankton community and its main driving factors in Dongting Lake, China: A seasonal study from 2017 to 2019. *Water, 14*(11), 1674. https://doi.org/10.3390/w14111674

Yucra, H. A. (2005). Uso de diatomeas como bioindicadoras de calidad de agua. *The Biologist, 3*, 5.

Yusuf, Z. H. (2020). Phytoplankton as bioindicators of water quality in Nasarawa reservoir, Katsina State Nigeria. *Acta Limnologica Brasiliensia, 32*, e4. https://doi.org/10.1590/S2179-975X2619

Zhao, K., Wang, L., You, Q., Zhang, J., Pang, W., & Wang, Q. (2022). Impact of cyanobacterial bloom intensity on plankton ecosystem functioning measured by eukaryotic phytoplankton and zooplankton indicators. *Ecological Indicators, 140*, 109028. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2022.109028

Zhang, Y., Qin, B., Zhu, G., Gao, G., Luo, L., & Zhang, L. (2022). Phytoplankton composition and their related factors in five different lakes in China: Implications for lake management. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 19(5), 3135. https://doi.org/10.3390/ijerph19053135

Zhou, J., & Lau, K. M. (1998). Does a monsoon climate exist over South America? *Journal of Climate*, 11(5), 1020–1040. https://doi.org/10.1175/1520-0442(1998)011

10. ANEXOS

10. Protocolo de extracción de ADN a partir de muestras de agua para el análisis molecular de la comunidad fitoplanctónica.

Paso 1: LISIS

a) Se retiró el parafilm del extremo más ancho del filtro sterivex.

b) Se adicionó 900 uL de Buffer C1 insertando la punta de la pipeta a través de la entrada de la unidad del filtro.

c) Se procedió a sellar ambos extremos del filtro utilizando parafilm.

d) Se agitó (vortexar) por 5 minutos a velocidad máxima para que se desprenda todo el DNA del papel. Luego se incubó a 70°C por 5 minutos en la estufa previamente calentada.

e) Nuevamente vortexar por 5 minutos a velocidad máxima.

PASO 2: REMOVER EL VOLUMEN LISADO

a) Se removió el parafilm. Por la abertura de entrada del filtro, se colocó una jeringa estéril vacía. Por el otro extremo fue expulsado el volumen lisado, el cual se colecto en un tubo nuevo y estéril.

PASO 3: UNIÓN DEL DNA A LAS NucleoMag B-Beads

a) Del volumen colectado, se transfirió 450 uL en un nuevo tubo estéril.

b) Se adicionó 25 uL de NucleoMag B-Beads y 475 uL de Binding Buffer MWA2.

c) Se mezcló el volumen obtenido utilizando una pipeta, succionando y soltando el volumen 6 veces.

d) Mezcló nuevamente el volumen utilizando un shaker a 800 rpm por 5 minutos a temperatura ambiente. Una vez mezclado, se aseguró que la solución sea homogénea, evitando concentraciones de beads.

e) Se colocar el tubo en el separador magnético por 5 minutos hasta que todas las beads se unan a los magnetos.
Se retiró con una pipeta el sobrenadante y descartó.

PASO 4: LAVADO CON MWA3

a) Se removió el tubo del separado magnético.

b) Adicionó 850 uL de Buffer MWA3. Colocó el tubo en el shaker a 800 rpm durante 2 minutos a 20°C para resuspender las beads. Luego invertir el tubo (com la taba hacia abajo) para homogenizar la solución suavemente con los dedos.

c) Nuevamente se colocó el tubo en el separador magnético por 5 minutos.

d) Removió el sobrenadante y descartó.

PASO 5: LAVAR CON MWA3

a) Removió el tubo del separado magnético.

b) Adicionar 850 uL de Buffer MWA3. Colocar el tubo en el shaker a 800 rpm durante 2 minutos a temperatura ambiente para resuspender las beads. Luego invertir el tubo (com la taba hacia abajo) para homogenizar la solución suavemente con los dedos.

c) Nuevamente se colocó el tubo en el separador magnético por 5 minutos.

d) Removió el sobrenadante y descartó.

PASO 6: LAVAR CON MW4

a) Removió el tubo del separado magnético.

b) Adicionar 850 uL de Buffer MWA4. Pipetió durante 2 minutos a temperatura ambiente para resuspender las beads. Luego invertir el tubo (com la taba hacia abajo) para homogenizar la solución suavemente con los dedos.

c) Nuevamente se colocó el tubo en el separador magnético por 5 minutos.

d) Removió el sobrenadante y descartó.

PASO 7: SECADO AL AIRE DE LAS BEADS MAGNÉTICAS

a) Con el tubo dentro del separador magnético, abrir la tapa del tubo y taparlo con un pedazo de papel limpio (puede ser papel toalla) por 15 minutos.

PASO 8: ELUCIÓN DEL DNA

b) Removió el tubo del separador magnético.

c) Agregó 100 ml de agua de PCR al tubo. Resuspendió las *beads* por 5 minutos en el termomixer a temperatura ambiente.

d) Nuevamente colocó el tubo en el separador magnético por 2 minutos.

e) Conservó el sobrenadante y se colocó en un nuevo tubo.

f) Etiquetar el tubo con lápiz y congelar el DNA.

10.1. Diversidad específica según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en las estaciones de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2018).

Sitios	H’	Tipo de Diversidad	DMg	Tipo de Diversidad
E-1	2.5	Mediana diversidad	3.2	Mediana biodiversidad
E-2	2.7	Mediana diversidad	3.7	Mediana biodiversidad
E-4	3.1	Alta diversidad	3.8	Mediana biodiversidad
E-5	1.8	Mediana diversidad	1.8	Baja biodiversidad

E-7	1.5	Poca diversidad	1.9	Baja biodiversidad
E-9	2.1	Mediana diversidad	2.3	Mediana biodiversidad
E-10	1.5	Poca diversidad	1.7	Baja biodiversidad
E-12	2.2	Mediana diversidad	2.7	Mediana biodiversidad
E-13	1.9	Mediana diversidad	2.2	Mediana biodiversidad
E-14	1.8	Mediana diversidad	1.0	Baja biodiversidad
E-15	2.2	Mediana diversidad	3.2	Mediana biodiversidad

10.2. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca (2016).

MES	ZONA	ESTACIÓN	TEMPERATURA (°C)	OXÍGENO DISUELTO (mg/L)	pH	CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA (µS/cm)
	BAHIA PUNO	E01	17.9	6.63	8.63	1452
	BAHIA PUNO	E02	17.1	6.64	8.63	1490
	BAHIA PUNO	E03	17.2	6.65	8.62	1503
	BAHIA PUNO	E04	17.6	5.37	8.34	1467
	LAGO MAYOR	E05	NSR	NSR	NSR	NSR
	LAGO MAYOR	E06	16.6	6.26	8.55	1480
	LAGO MAYOR	E07	16.3	6.39	8.61	1455
MARZO	LAGO MAYOR	E08	16.2	6.33	8.58	1431
	LAGO MAYOR	E09	NSR	NSR	NSR	NSR
	LAGO MAYOR	E10	NSR	NSR	NSR	NSR
	LAGO MAYOR	E11	15.7	6.78	8.57	1470
	LAGO MAYOR	E12	15.7	6.75	8.57	1477
	LAGO MAYOR	E13	16.1	6.69	8.56	1457
	LAGO MAYOR	E14	16.39	6.63	8.54	1459
	LAGO MAYOR	E15	16.6	6.72	8.56	1443
	BAHIA PUNO	E01	12.8	7.16	8.75	1556
	BAHIA PUNO	E02	12.8	6.76	8.74	1548
	BAHIA PUNO	E03	13	6.7	8.73	1524
	BAHIA PUNO	E04	13.1	6.89	8.74	1538
	LAGO MAYOR	E05	13	6.12	8.65	1531
	LAGO MAYOR	E06	13.1	6	8.58	1535
	LAGO MAYOR	E07	13.3	6.01	8.61	1530
JUNIO	LAGO MAYOR	E08	13.5	6.05	8.62	1542
	LAGO MAYOR	E09	13.6	6.56	8.66	1542
	LAGO MAYOR	E10	12.9	5.78	8.63	1535
	LAGO MAYOR	E11	13	5.97	8.61	1532
	LAGO MAYOR	E12	13.1	6.1	8.64	1531
	LAGO MAYOR	E13	13.3	5.85	8.59	1533
	LAGO MAYOR	E14	13.3	6.05	8.57	1542
	LAGO MAYOR	E15	13.5	6.15	8.59	1541
	BAHIA PUNO	E01	15.1	7.72	8.88	1557
	BAHIA PUNO	E02	14.8	7.01	8.75	1557
	BAHIA PUNO	E03	14.1	7.11	8.75	1555
	BAHIA PUNO	E04	14	7.26	8.73	1543
	LAGO MAYOR	E05	13.3	7.2	8.68	1536
	LAGO MAYOR	E06	12.8	6.78	8.59	1534
	LAGO MAYOR	E07	13	6.66	8.6	1533
SEPTIEMBRE	LAGO MAYOR	E08	13.7	6.64	8.55	1530
	LAGO MAYOR	E9	13.4	6.51	8.58	1535
	LAGO MAYOR	E10	12.4	4.75	8.55	1536
	LAGO MAYOR	E11	12.6	5	8.53	1533
	LAGO MAYOR	E12	12.3	3.1	8.52	1531
	LAGO MAYOR	E13	13.4	5.32	8.55	1534
	LAGO MAYOR	E14	13.9	5.43	8.54	1536
	LAGO MAYOR	E15	14.6	4.17	8.57	1540
	BAHIA PUNO	E01	17.5	7.31	8.88	1616
	BAHIA PUNO	E02	16.6	6.61	8.71	1562
	BAHIA PUNO	E03	16.7	6.55	8.68	1557
	BAHIA PUNO	E04	17	7.83	8.73	1559
	LAGO MAYOR	E05	14	7.02	8.7	1543
	LAGO MAYOR	E06	14.7	6.86	8.69	1536
	LAGO MAYOR	E07	14.8	6.76	8.67	1545
DICIEMBRE	LAGO MAYOR	E08	15.2	6.81	8.64	1537
	LAGO MAYOR	E9	15.5	6.66	8.65	1526
	LAGO MAYOR	E10	14.6	6.72	8.74	1533
	LAGO MAYOR	E11	14.4	6.58	8.68	1531
	LAGO MAYOR	E12	14.5	6.61	8.71	1533
	LAGO MAYOR	E13	14.8	6.58	8.65	1533
	LAGO MAYOR	E14	15.1	6.71	8.74	1535
	LAGO MAYOR	E15	15.3	6.55	8.69	1536

10.3. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca (2017).

MES	ZONA	ESTACIÓN	TEMPERATURA (°C)	OXÍGENO DISUELTO (mg/L)	pH	CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA (µS/cm)
MARZO	BAHIA PUNO	E01	15.7	5.69	8.75	1563
	BAHIA PUNO	E02	15.4	5.72	8.65	1547
	BAHIA PUNO	E03	15.5	6.19	8.69	1544
	BAHIA PUNO	E04	14.4	6.95	8.63	1541
	LAGO MAYOR	E05	14.7	5.38	8.89	1509
	LAGO MAYOR	E06	14.5	6.37	8.7	1508
	LAGO MAYOR	E07	14.5	6.32	8.74	1508
	LAGO MAYOR	E08	14.9	6.33	8.75	1508
	LAGO MAYOR	E09	15.6	6.15	8.69	1501
	LAGO MAYOR	E10	14.3	5.93	8.86	1506
	LAGO MAYOR	E11	14.5	6.3	8.86	1506
	LAGO MAYOR	E12	14.4	6.24	8.87	1508
	LAGO MAYOR	E13	14.6	6.32	8.85	1507
	LAGO MAYOR	E14	14.9	6.29	8.86	1506
	LAGO MAYOR	E15	16.3	6.46	8.82	1489
JUNIO	BAHIA PUNO	E01	13	6.93	8.94	1501
	BAHIA PUNO	E02	13.3	6.77	8.94	1503
	BAHIA PUNO	E03	13.2	6.98	8.97	1504
	BAHIA PUNO	E04	13.6	7.4	8.98	1505
	LAGO MAYOR	E05	11.8	5.75	8.45	1506
	LAGO MAYOR	E06	13.1	5.79	8.69	1501
	LAGO MAYOR	E07	13.2	5.86	8.68	1503
	LAGO MAYOR	E08	13.5	5.9	8.7	1503
	LAGO MAYOR	E09	13.6	6.27	8.71	1504
	LAGO MAYOR	E10	13.2	6.14	8.79	1504
	LAGO MAYOR	E11	13.1	5.86	8.81	1502
	LAGO MAYOR	E12	13	6.09	8.79	1508
	LAGO MAYOR	E13	13.3	5.88	8.79	1506
	LAGO MAYOR	E14	13.5	5.93	8.75	1507
	LAGO MAYOR	E15	13.5	6.1	8.81	1507
SEPTIEMBRE	BAHIA PUNO	E01	14.8	7.31	8.66	1531
	BAHIA PUNO	E02	14.8	7.12	8.61	1525
	BAHIA PUNO	E03	14.9	7.08	8.69	1525
	BAHIA PUNO	E04	15.2	12.54	9.02	1508
	LAGO MAYOR	E05	13.1	7.08	8.46	1511
	LAGO MAYOR	E06	12.4	6.75	8.42	1508
	LAGO MAYOR	E07	13.5	6.89	8.5	1511
	LAGO MAYOR	E08	14.4	7	8.48	1511
	LAGO MAYOR	E09	14.7	6.99	8.49	1511
	LAGO MAYOR	E10	12.6	6.43	8.41	1510
	LAGO MAYOR	E11	12.5	6.51	8.34	1507
	LAGO MAYOR	E12	12.5	6.44	8.4	1509
	LAGO MAYOR	E13	12.9	6.72	8.41	1509
	LAGO MAYOR	E14	13.3	6.66	8.47	1509
	LAGO MAYOR	E15	13.8	6.8	8.59	1510
DICIEMBRE	BAHIA PUNO	E01	16.7	7.09	8.81	1647
	BAHIA PUNO	E02	16.1	6.57	8.62	1619
	BAHIA PUNO	E03	15.9	6.73	8.64	1619
	BAHIA PUNO	E04	15.6	5.98	8.5	1621
	LAGO MAYOR	E05	15	6.44	8.45	1608
	LAGO MAYOR	E06	14.7	6.46	8.47	1606
	LAGO MAYOR	E07	14.7	6.51	8.47	1506
	LAGO MAYOR	E08	14.7	6.53	8.46	1606
	LAGO MAYOR	E09	14.7	6.35	8.42	1603
	LAGO MAYOR	E10	14.7	6.41	8.44	1605
	LAGO MAYOR	E11	15	6.43	8.44	1606
	LAGO MAYOR	E12	14.4	6.41	8.43	1504
	LAGO MAYOR	E13	14.5	6.38	8.46	1603
	LAGO MAYOR	E14	14.5	6.46	8.47	1601
	LAGO MAYOR	E15	15	6.72	8.48	1601

10.4. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca (2018).

MES	ZONA	ESTACIÓN	TEMPERATURA (°C)	OXÍGENO DISUELTO (mg/L)	pH	CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA (µS/cm)
MARZO	BAHIA PUNO	E01	16.5	6.82	8.62	1591
	BAHIA PUNO	E02	16.3	6.66	8.5	1547
	BAHIA PUNO	E03	16.2	6.66	8.54	1540
	BAHIA PUNO	E04	16.6	6.59	8.5	1561
	LAGO MAYOR	E05	15.9	6.65	8.7	1567
	LAGO MAYOR	E06	15.8	6.58	8.71	1564
	LAGO MAYOR	E07	15	6.72	8.72	1567
	LAGO MAYOR	E08	14.9	6.71	8.68	1552
	LAGO MAYOR	E09	15.4	6.48	8.4	1507
	LAGO MAYOR	E10	15.8	6.64	8.49	1557
	LAGO MAYOR	E11	16.1	6.63	8.49	1555
	LAGO MAYOR	E12	14.8	6.61	8.48	1571
	LAGO MAYOR	E13	14.7	6.61	8.5	1574
	LAGO MAYOR	E14	14.7	6.53	8.47	1572
	LAGO MAYOR	E15	14.8	6.54	8.46	1578
JUNIO	BAHIA PUNO	E01	12.6	6.67	8.68	1492
	BAHIA PUNO	E02	12.5	6.83	8.7	1492
	BAHIA PUNO	E03	12.6	6.75	8.68	1494
	BAHIA PUNO	E04	12.5	9	8.82	1490
	LAGO MAYOR	E05	13.3	6.35	8.62	1493
	LAGO MAYOR	E06	13.2	6.17	8.59	1493
	LAGO MAYOR	E07	13.1	6.21	8.61	1493
	LAGO MAYOR	E08	13	6.22	8.62	1495
	LAGO MAYOR	E09	13.1	6.28	8.64	1495
	LAGO MAYOR	E10	13.4	6.5	8.61	1495
	LAGO MAYOR	E11	13.2	6.4	8.62	1495
	LAGO MAYOR	E12	13	6.37	8.6	1496
	LAGO MAYOR	E13	12.9	6.26	8.59	1496
	LAGO MAYOR	E14	13	6.28	8.58	1495
	LAGO MAYOR	E15	13	6.75	8.69	1494
SEPTIEMBRE	BAHIA PUNO	E01	14.7	7.56	8.69	1544
	BAHIA PUNO	E02	14	7.06	8.72	1518
	BAHIA PUNO	E03	14.4	7.08	8.69	1517
	BAHIA PUNO	E04	14.5	7.34	8.7	1517
	LAGO MAYOR	E05	14.3	6.86	8.45	1507
	LAGO MAYOR	E06	14.1	6.79	8.47	1506
	LAGO MAYOR	E07	13.2	6.76	8.45	1505
	LAGO MAYOR	E08	13.1	6.85	8.43	1502
	LAGO MAYOR	E09	12.9	6.42	8.27	1504
	LAGO MAYOR	E10	13.3	6.63	8.4	1504
	LAGO MAYOR	E11	13.1	6.7	8.38	1503
	LAGO MAYOR	E12	12.8	6.44	8.41	1502
	LAGO MAYOR	E13	12.8	6.64	8.4	1503
	LAGO MAYOR	E14	12.7	6.83	8.44	1503
	LAGO MAYOR	E15	13.5	6.85	8.5	1506
NOVIEMBRE	BAHIA PUNO	E01	17.6	7.09	8.83	1555
	BAHIA PUNO	E02	16.9	6.7	8.76	1530
	BAHIA PUNO	E03	16.6	6.55	8.69	1525
	BAHIA PUNO	E04	17	6.99	8.7	1522
	LAGO MAYOR	E05	14.3	6.86	8.45	1507
	LAGO MAYOR	E06	14.1	6.79	8.47	1506
	LAGO MAYOR	E07	13.2	6.76	8.45	1505
	LAGO MAYOR	E08	13.1	6.85	8.43	1502
	LAGO MAYOR	E09	12.9	6.42	8.27	1504
	LAGO MAYOR	E10	13.3	6.63	8.4	1504
	LAGO MAYOR	E11	13.1	6.7	8.38	1503
	LAGO MAYOR	E12	12.8	6.44	8.41	1502
	LAGO MAYOR	E13	12.8	6.64	8.4	1503
	LAGO MAYOR	E14	12.7	6.83	8.44	1503
	LAGO MAYOR	E15	13.5	6.85	8.5	1506

10.5. Resultados de los parámetros fisicoquímicos del agua en la bahía de Puno y el Lago Mayor del lago Titicaca en noviembre 2020, abril y septiembre 2021.

MES	ZONA	ESTACIÓN	TEMPERATURA (°C)	OXÍGENO DISUELTO (mg/L)	pH	CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA (mg/L)
NOVIEMBRE	BAHIA PUNO	E01	16.9	11.08	9.53	1871
	BAHIA PUNO	E02	17	6.23	8.62	1594
	BAHIA PUNO	E03	16.7	6.15	8.32	1593
	BAHIA PUNO	E04	16.3	6.62	8.56	1557
	LAGO MAYOR	E05	15.8	6.8	8.08	1530
	LAGO MAYOR	E07	15.6	6.44	7.21	1527
	LAGO MAYOR	E09	15.5	6.32	7.78	1527
	LAGO MAYOR	E16	18	8.62	8.20	1518
	LAGO MAYOR	E17	19.6	6.24	8.21	1537
	LAGO MAYOR	E18	14.6	6.22	7.23	1544
	LAGO MENOR	E19	15.8	6.72	7.65	1922
	LAGO MENOR	E20	16.2	6.14	7.89	1911
	LAGO MENOR	E21	16.4	6.01	7.40	1905
ABRIL	BAHIA PUNO	E01	18.6	8.93	8.995	1634
	BAHIA PUNO	E02	20.5	9.41	8.872	1608
	BAHIA PUNO	E03	19.7	5.98	8.248	1485
	BAHIA PUNO	E04	20.1	6.07	8.462	1550
	LAGO MAYOR	E07	17.6	6.28	8.377	1523
	LAGO MAYOR	E09	17.4	6.27	8.38	1433
	LAGO MAYOR	E16	15.6	6.34	8.417	1528
	LAGO MAYOR	E17	14.8	6.28	8.395	1531
	LAGO MAYOR	E18	15.1	6.26	8.454	1527
	LAGO MENOR	E19	15.1	7.03	8.51	1904
	LAGO MENOR	E20	16.3	5.94	8.442	1911
	LAGO MENOR	E21	16.5	6.15	8.404	1914
SEPTIEMBRE	BAHIA PUNO	E01	16.8	10.07	9.42	1799
	BAHIA PUNO	E02	16.4	8.96	9.35	1715
	BAHIA PUNO	E03	16	6.85	8.62	1563
	BAHIA PUNO	E04	16.2	6.67	8.50	1548
	LAGO MAYOR	E07	13.6	6.55	8.45	1544
	LAGO MAYOR	E09	13.6	6.59	8.47	1548
	LAGO MAYOR	E16	15.4	6.36	8.49	1541
	LAGO MAYOR	E17	15.0	6.61	8.50	1541
	LAGO MAYOR	E18	15.1	6.48	8.47	1538
	LAGO MAYOR	E19	12.9	6.38	8.43	1986
	LAGO MENOR	E20	13.8	6.38	8.45	1983
	LAGO MENOR	E21	14.2	6.34	8.47	1979

10.6. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2016).

Mes	Genero/Especie Indv/L	BAHIA PUNO				MOHO - ESCALLANI - LAGO MAYOR				VILLA SOCCA PUERTO ACOSTA - LAGO MAYOR					
		E-1	E-2	E-3	E-4	E-5	E-7	E-8	E-9	E-10	E-11	E-12	E-13	E-14	E-15
Marzo	*Anabaena sphaerica*		4858	11659	4858		0	3109			4664	9327	7967	-	19432
	Anabaena spiralis						7190	-			-	-	-	17489	-
	Chroococcum sp.	4664	1943	31091	1943		0	9716			3109	1457	4664	777	94732
	Gomphosphaeria pusilla	-	-	7773	8744		0	-			-	-	14380	-	-
	Gomphosphaeria sp	9133	15157	-	52467		0	-			-	-	-	9716	42265
	Limnoraphis robusta	2526	-	-	-		1652	24485			4664	2721	972	-	22833
	Microcystis aeruginosa	47609	19821	119508	24290		3012	17489			777	-	-	29148	-
	Microcystis delicatisima	-	-	-	-		-	-			-	-	777	8162	2429
	Nodularia inca	3303	-	1943	67041		2429	-			-	5052	-	-	-
	Nodularia harveyana	-	-	-	2915		0	8939			20209	-	-	4664	34978
	Oscillatoria sp	-	-	-	-		0	-			18266	1360	-	-	-
	Spirulina sp	-	-	-	-		-	-			-	-	389	389	-
	Ankyra judayi	-	1943	-	33035		-	12437			37310	2040	27594	61017	21861
	Actinastrum sp.	-	-	208896	3886		4372	-			-	-	389	-	-
	Ankistrodesmus falcatus	972	-	-	972		-	17489			29148	19432	-	98715	6801
	Botryococcus sp	-	-	11659	2915		-	12437			-	2332	9133	-	-
	Chlamydocapsa sp	-	-	-	-		-	18655			6607	-	-	10882	-
	Chlorhormidium subtitle	3303	8939	-	3886		-	9327			-	2429	-	-	-
	Chlorococcum sp	777	-	526612	346864		3886	-			17489	38864	4081	20987	27691
	Chodatella sp.	-	-	-	1943		0	4664			7384	9230	16323	-	12145
	Closteriopsis sp	-	-	22347	46637		3595	-			-	-	1555	19821	10202
	Closterium aciculare	777	8939	20404	30120		4372	777			-	1943	-	-	-
	Closterium moniliferum	-	-	-	-		-	-			-	-	2721	1555	10202
	Coelastrum cruciatum	972	3303	121451	50524		-	-			28760	17489	4664	-	-
	Coenococcus sp	-	-	-	-		-	-			-	-	-	8162	26233
	Crucigenia sp.	-	-	20404	-		1652	17489			27594	1943	7967	-	-
	desmodesmus quadricauda	2721	24290	-	11659		3692	-			-	1943	-	-	11659
	Dictyosphaerium ehrenberg	-	-	-	-		-	25262			18266	-	4858	10493	-
	Elakatothrix sp.	-	-	1943	2915		8259	-			-	1360	10493	-	24776
	Eudorina elegans	1555	9716	-	-		-	42751			9327	4178	-	1943	-
	Golenkinia sp.	-	-	3886	-		-	-			-	-	972	1555	24776
	Gloeocapsa sp	-	-	-	-		-	-			-	38864	1555	-	-
	Gloeocystis sp	194	29148	22347	-		-	-			1943	-	777	1943	3401
	Monoraphidium sp	-	-	-	-		1749	-			-	38864	-	1555	25262
	Nephrocytium agardhianum	-	97161	40808	-		-	138746			16323	-	972	16712	-
	Oocystis borgei	10493	291482	181691	52467		-	98715			20209	38864	-	1943	2915
	Oocystis crassa	9522	77729	22347	8744		-	-			-	17683	777	-	1943
	Parodoxia multisetta	-	-	1943	1943		2526	777			13603	-	777	-	-
	Pandorina morum	-	-	972	-		-	18655			777	-	-	-	11659
	Pediastrum boryanum	16323	291482	30120	-		-	-			-	29148	5830	7773	-
	Pediastrum duplex	6218	272050	4858	5830		-	1166			-	38864	11271	19821	22833
	Pediastrum simplex	-	-	3886	-		-	-			1943	-	9327	-	25262
	Pseudoquadrigula lacustris	8744	9327	972	972		1555	-			-	9716	972	-	-
	Scenedesmus acuminatus	-	-	-	-		-	-			1943	-	1166	777	4372
	Scenedesmus arcuatus	2915	-	31091	33035		6218	389			1943	777	777	3109	1943
	Scenedesmus ecornis	3692	19044	-	-		0	-			-	-	777	9716	-
	Sphaerocystis sp	-	-	6801	88416		0	18266			-	486	1555	-	-
	Tetraedron minimum	2526	-	-	-		0	-			1943	-	-	-	2429
	Ulothrix subtilissima	-	-	-	-		3886	-			-	-	-	4664	-
	Cosmariumsp.	583	38864	45666	31091		0	9327			-	-	1943	5441	6801
	Mougeotia sp.	10493	77729	3886	972		1749	8939			-	19432	972	22541	12145
	Spirogyra sp	389	17489	-	-		-	8162			389	-	-	20987	23804
	Staurastrum gracile	1	77729	1943	2915		2915	-			-	3984	-	10493	-
	Staurastrum sp	-	-	-	-		1943	-			-	8744	10493	-	1943
	Zygnema sp.	-	-	-	-		-	8162			-	5247	-	3109	-
	Amphipleura sp.	2332	5247	1943	4858		-	-			-	-	4664	9716	13603
	Amphiprora paludosa	-	-	-	-		-	31480			20209	4469	8744	17489	-
	Amphora ovalis	-	2332	16517	7773		-	-			-	-	1555	3498	972
	Asterionella formosa	-	3886	-	-		-	12437			-	9036	972	9716	3886
	Campylodiscus sp.	-	-	-	18461		-	-			-	-	-	9327	-
	Cocconeis placentula	10493	77729	1943	2915		1166	100270			2332	-	1749	-	22833
	Cyclotella meneghiniana	-	-	-	-		0	-			-	8744	-	20209	-
	Cyclotella stelligera	389	233186	6801	46637		1360	389			-	-	3303	15934	41779
	Cymatopleura solea	-	-	-	-		0	36921			12437	1943	16517	19821	12145
	Cymbella cistula	-	-	-	33035		0	13603			-	-	-	22541	25262
	Diadesmis sp	389	2332	-	-		9133	-			2721	1457	8744	1555	13117
	Diploneis smithii	-	-	-	20404		0	21764			-	-	16517	20209	26233
	Epithemia sp	-	8356	31091	-		3109	-			-	680	-	5441	15546
	Epithemia zebra	-	-	-	-		0	-			29148	2235	18461	-	-
	Fragilaria capucina	777	13603	1943	3886		8939	-			-	-	-	19821	26233
	Fragilaria crotonensis	-	-	31091	22347		972	9327			777	38864	10493	-	-
	Frustulia vulgaris	-	-	-	1943		0	-			-	14574	-	15934	25262
	Gyrosigma sp	-	-	1943	-		0	3109			-	-	10882	-	-
	Gonphonema sp	-	-	-	-		2332	-			20987	11659	1166	33035	2915
	Navicula radiosa	777	3886	-	-		-	14380			-	777	-	20209	-
	Navicula sp	1555	58296	43722	81615		-	389			-	14477	9522	-	2429
	Nitzschia aciculare	-	-	-	1943		1166	-			-	4372	-	7773	-
	Nitzschia sigmoidea	-	-	63155	20404		0	35367			2721	-	-	-	23804
	Nitzschia sp	1166	14574	75785	1943		0	12437			-	-	1166	-	-
	Pinnularia viridis	-	-	-	-		7773	20209			8162	1166	-	19044	18461
	Placoneis sp	-	-	-	-		0	-			-	-	5441	-	-
	Rophalodia gibba	-	-	-	-		0	-			8162	-	-	17489	-
	Stephanodiscus astraea	1555	-	-	3886		3303	57131			-	5635	-	-	2429
	Surirella sp	-	-	-	-		0	777			777	-	-	-	-
	Synedra sp	-	-	-	-		1360	-			-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	-	14768	4858	31091		19432	3109			3109	38864	-	-	-
	Parvodinium sp	-	-	-	-		0	8939			-	-	-	-	-
	Glenodinium sp	-	-	1943	20404		3984	4664	-	-	1555	-	-	-	-

Junio	*Anabaena sphaerica*	4858	1943	310915	262334	-	-	-	5830	1555	9327	-	2915	79672	87445	145741
	Anabaena spiralis	-	-	-	-	-	-	-	1555	777	6607	-	-	-	-	-
	Chroococcum sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40808	-	101047
	Gomphosphaeria pusilla	-	-	262334	301199	10688	-	10688	-	-	1943	-	1943	-	-	-
	Gomphosphaeria sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1943	-	-	-	-
	Limnoraphis robusta	5830	-	-	92303	-	-	-	-	-	-	-	-	-	169060	87445
	Microcystis aeruginosa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	7773	-	-
	Microcystis delicatisima	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	9327	-	3886	-	104934
	Nodularia inca	-	-	58296	204038	-	-	-	32646	1166	24096	-	2915	-	-	-
	Nodularia harveyana	7773	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1555	-	-	9716	9716
	Oscillatoria sp	-	-	29148	9716	-	-	-	-	-	-	-	-	87445	-	-
	Ankyra judayi	2915	-	-	24290	-	-	-	-	-	-	-	-	79672	-	-
	Actinastrum sp.	-	-	-	-	-	-	-	28760	18266	1943	-	-	-	-	-
	Ankistrodesmus falcatus	-	-	68013	466372	-	-	-	-	-	-	-	8744	44694	104934	29148
	Botryococcus sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1555	-	-	-	-
	Chlamydocapsa sp	-	-	14574	14574	-	-	-	-	-	-	-	1943	-	-	-
	Chlorhormidium subtitle	4858	9716	-	-	2915	-	2915	1555	1943	1943	-	-	81615	87445	-
	Closteriopsis sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5830	-	11659
	Closterium aciculare	-	4858	29148	310915	-	-	-	22541	15934	25262	-	18461	-	-	-
	Coelastrum cruciatum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	104934	-	7773
	Coenococcus sp	-	-	-	252618	-	-	-	-	-	-	-	-	-	48580	-
	Crucigenia sp.	-	-	-	-	-	-	-	17489	29148	-	29537	-	-	-	-
	desmodesmus quadricauda	52467	57325	-	-	-	-	-	-	-	-	-	972	5830	145741	104934
	Dictyosphaerium ehrenberg	14574	-	199180	466372	13603	-	13603	-	-	1555	-	-	-	-	-
	Elakatothrix sp.	81615	9716	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	91331	13603
	Eudorina elegans	-	1943	9716	-	5830	-	5830	1555	13214	-	1943	12631	13603	-	-
	Gloeocapsa sp	-	5830	-	102019	5830	-	5830	5441	1943	9327	-	-	-	-	120479
	Monoraphidium sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40808
	Nephrocytium agardhianum	31091	1943	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	143798	87445	69956
	Oocystis borgei	8744	15546	296340	310915	15546	-	15546	5441	27594	17489	2332	13603	-	-	-
	Oocystis lacustris	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	9716
	Oocystis crassa	-	8744	-	-	972	-	972	-	-	-	-	-	9716	-	-
	Parodoxia multisetta	-	-	-	-	-	-	-	1166	13214	2721	-	-	-	145741	87445
	Pandorina morum	4858	4858	199180	116593	-	-	972	-	-	-	-	-	44694	-	17489
	Pediastrum boryanum	1943	5830	-	-	-	-	2915	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pediastrum duplex	-	-	-	-	1943	-	1943	-	-	-	389	7773	-	-	-
	Pediastrum simplex	-	-	-	204038	-	-	-	-	-	-	-	2915	-	-	-
	Pseudoquadrigula lacustris	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	108820	9716	165173
	Scenedesmus ecornis	5830	972	-	-	-	-	-	18266	25262	1943	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp	-	-	-	301199	-	-	-	-	-	-	-	-	143798	9716	29148
	Ulothrix subtilissima	-	-	325489	-	-	-	-	-	-	-	-	8744	-	-	-
	Mougeotia sp.	-	-	223470	116593	-	-	-	12437	13214	1943	-	17489	9716	91331	104934
	Spirogyra sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2332	-	-	-	-
	Staurastrum gracile	-	-	-	-	-	-	1943	6607	18266	1555	-	4858	-	7773	91331
	Staurastrum sp	-	-	43722	29148	-	-	-	-	-	-	-	-	3886	1943	15546
	Amphiprora paludosa	-	-	-	-	-	-	-	1555	21764	2332	-	-	7773	104934	126309
	Asterionella formosa	4858	13603	-	-	-	-	7287	1943	389	-	2332	13603	-	-	-
	Campylodiscus sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	9716	126309
	Cocconeis placentula	8744	1943	-	-	2915	-	1457	-	-	-	-	3886	120479	104934	7773
	Cyclotella meneghiniana	-	2915	408075	204038	90360	-	972	12437	8162	-	-	5830	-	-	-
	Cyclotella stelligera	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3886	9716	-
	Cymbella cistula	4858	-	-	-	-	-	-	18266	28760	-	-	-	-	1943	9716
	Diadesmis sp	-	-	-	126309	-	-	-	-	-	-	-	-	137968	-	-
	Diploneis smithii	-	-	-	-	-	-	972	-	-	1943	-	-	-	1943	3886
	Epithemia sp	-	-	-	-	-	-	-	-	2721	-	-	-	-	-	-
	Epithemia zebra	7773	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2915	-	-	-
	Fragilaria capucina	-	-	-	-	-	-	-	12437	12437	-	-	-	104934	124366	-
	Fragilaria crotonensis	-	58296	446940	310915	29148	-	29148	-	-	-	-	2915	-	-	186549
	Gyrosigma sp	-	-	-	-	-	-	-	25262	17489	389	-	-	-	124366	48580
	Gonphonema sp	-	-	-	9716	-	-	-	-	-	-	389	-	3886	-	-
	Navicula radiosa	-	-	-	-	-	-	-	-	15934	-	-	-	-	-	-
	Navicula sp	-	-	38864	19432	-	-	-	-	-	-	-	-	1943	163230	126309
	Nitzschia aciculare	-	-	-	-	-	-	-	-	12437	-	-	8744	-	-	-
	Nitzschia sigmoidea	-	-	-	-	2915	-	2915	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nitzschia sp	-	-	-	-	-	-	-	15934	2721	-	-	-	-	104934	54410
	Pinnularia viridis	-	-	24290	58296	-	-	-	-	-	389	-	-	62183	9716	87445
	Rophalodia gibba	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	9716	126309
	Stephanodiscus astraea	-	-	19432	9716	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Surirella sp	-	-	-	-	-	-	-	777	389	-	-	-	9716	-	17489
	Synedra sp	-	15546	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	-	6801	-	-	30120	-	30120	16323	13214	24485	29148	388643	186549	239016	99104
	Parvodinium sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1943	-	-	68013
	Glenodinium sp	-	2915	-	-	-	-	-	389	389	-	-	-	-	-	-
	Tribonema sp	-	-	-	-	64126	-	64126	-	-	-	-	-	-	104934	48580

	Anabaena sphaerica	-	972	252618	199180	92303	-	-	40808	79672	-	143798	52467	-	-	-
	Anabaena spiralis	-	22347	-	-	-	-	-	79672	52467	48580	-	-	165173	112707	29148
	Chroococcum sp.	-	-	121451	-	-	-	-	-	99104	11659	-	-	-	-	-
	Gomphosphaeria pusilla	-	11659	199180	24290	262334	-	40808	104934	60240	3886	79672	32063	27205	5830	17489
	Gomphosphaeria sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	124366	-	-	-	-
	Limnoraphis robusta	-	-	165173	48580	102019	-	-	87445	99104	3886	-	-	60240	-	99104
	Microcystis aeruginosa	-	31091	-	-	-	-	-	3886	-	-	-	-	-	-	-
	Microcystis delicatisima	-	-	136025	247760	92303	-	-	-	-	9716	-	-	-	-	-
	Nodularia inca	-	-	24290	-	-	-	-	9716	15546	-	-	2915	-	-	-
	Nodularia harveyana	-	-	-	-	29148	-	-	-	-	-	101047	-	-	-	-
	Oscillatoria sp	-	-	-	301199	-	-	-	104934	-	79672	-	-	-	-	-
	Ankyra judayi	-	-	72871	126309	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Actinastrum sp.	-	-	-	-	247760	-	-	-	15546	-	9716	-	-	-	-
	Ankistrodesmus falcatus	-	5830	-	199180	-	-	-	9716	-	-	-	8744	-	-	-
	Botryococcus sp	-	-	199180	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chlamydocapsa sp	-	-	-	-	116593	-	-	-	-	-	-	1943	-	-	-
	Chlorhormidium subtitle	-	-	-	281766	-	-	2915	-	29148	-	33035	-	1943	64126	-
	Chodatella sp.	-	-	68013	-	301199	-	-	-	36921	34978	-	-	-	-	-
	Closteriopsis sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	33035	-	5830	-	21375
	Closterium aciculare	-	4858	-	204038	-	-	-	46637	-	-	-	18461	-	-	64126
	Closterium moniliferum	-	-	199180	-	106877	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Coelastrum cruciatum	-	-	-	199180	-	-	-	-	-	-	-	-	1943	60240	-
	Coenococcus sp	-	-	301199	-	-	-	-	124366	87445	120479	99104	-	-	-	-
	Crucigenia sp.	-	-	-	262334	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	13603
	desmodesmus quadricauda	-	10688	-	-	116593	-	-	9716	-	15546	120479	43722	-	-	-
	Dictyosphaerium ehrenberg	-	-	-	43722	-	-	22347	-	17489	-	-	-	-	-	-
	Elakatothrix sp.	-	10688	155457	-	-	-	-	-	-	101047	124366	-	-	-	-
	Eudorina elegans	-	2915	-	-	310915	-	2915	17489	-	-	-	12631	-	-	-
	Golenkinia sp.	-	-	-	102019	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Gloeocapsa sp	-	5830	-	-	102019	-	2429	-	112707	-	-	-	-	-	-
	Gloeocystis sp	-	-	233186	247760	-	-	-	-	-	17489	-	-	-	-	-
	Nephrocytium agardhianum	-	1943	58296	252618	218612	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis borgei	-	32063	-	-	-	-	16032	-	-	-	-	32063	-	5830	1943
	Oocystis crassa	-	8744	-	412933	315773	-	16032	95218	-	34978	-	-	-	-	1943
	Parodoxia multisetta	-	-	199180	-	-	-	-	-	163230	-	-	-	-	-	-
	Pandorina morum	-	4858	-	72871	24290	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pediastrum boryanum	-	5830	-	-	-	-	-	-	-	-	184606	-	-	-	-
	Pediastrum duplex	-	-	-	-	-	-	-	120479	-	-	-	7773	-	-	-
	Pediastrum simplex	-	-	-	24290	-	-	-	-	-	-	-	2915	-	-	-
	Pseudoquadrigula lacustris	-	-	272050	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3886	3886
	Scenedesmus acuminatus	-	-	-	-	19432	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Septiembre	*Scenedesmus ecornis*	-	972	-	-	-	-	-	-	-	99104	184606	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp	-	-	72871	218612	-	-	-	-	-	-	-	-	3886	7773	-
	Tetraedron minimum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	7773	-	-
	Ulothrix subtilissima	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	8744	-	-	-
	Mougeotia sp.	-	-	204038	-	-	-	-	-	-	-	-	17489	-	-	64126
	Spirogyra sp	-	-	-	-	301199	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Staurastrum gracile	-	-	-	121451	-	-	11659	-	120479	167117	143798	4858	3886	5830	-
	Staurastrum sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	11659	-
	Zygnema sp.							9716								
	Amphipleura sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	15546	-	-
	Amphiprora paludosa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	972	102990	85502	23319
	Amphora ovalis	-	-	72871	252618	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Asterionella formosa	-	13603	-	-	262334	-	12631	-	-	-	-	13603	-	-	1943
	Campylodiscus sp.	-	-	92303	-	-	-	-	-	-	143798	-	-	-	-	-
	Cocconeis placentula	-	1943	-	-	-	-	1457	102990	-	-	87445	3886	-	-	-
	Cyclotella meneghiniana	-	2915	-	68013	-	-	972	-	104934	-	-	5830	-	1943	-
	Cyclotella stelligera	-	-	-	-	306057	-	-	-	-	-	-	-	-	-	13603
	Cymatopleura solea	-	1943	-	-	-	-	14088	-	-	-	-	-	-	-	-
	Cymbella cistula	-	-	72871	-	-	-	-	-	-	-	-	972	-	-	-
	Diadesmis sp	-	-	-	359495	-	-	-	-	-	87445	-	-	-	3886	9716
	Diploneis smithii	-	42751	-	-	301199	-	-	-	110763	-	-	-	-	-	-
	Epithemia sp	-	-	228328	-	-	-	-	145741	-	-	126309	-	-	9716	-
	Epithemia zebra	-	-	-	24290	-	-	-	-	-	-	-	2915	-	-	-
	Fragilaria capucina	-	-	-	-	-	-	-	-	-	79672	-	-	7773	1943	3886
	Fragilaria crotonensis	-	58296	-	-	29148	-	29148	-	-	-	-	2915	-	3886	-
	Frustulia vulgaris	-	-	-	24290	-	-	-	-	44694	-	-	-	-	-	-
	Gyrosigma sp	-	-	301199	-	-	-	-	21375	-	-	85502	-	5830	-	-
	Gonphonema sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3886	-
	Navicula radiosa	-	32063	-	-	116593	-	-	-	27205	-	-	-	-	-	-
	Navicula sp	-	-	43722	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3886	-	64126
	Nitzschia aciculare	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	32063	-	3886	-
	Nitzschia sigmoidea	-	-	-	102019	-	-	2915	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nitzschia sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	9716	-
	Pinnularia viridis	-	-	19432	-	-	-	-	-	-	-	110763	55382	13603	-	11659
	Placoneis sp	-	-	-	-	252618	-	-	-	36921	-	-	-	-	-	-
	Rophalodia gibba	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	42751	-	9716	-
	Stephanodiscus astraea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3886	-
	Surirella sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	9716	-	-
	Synedra sp	-	15546	43722	218612	-	-	-	-	-	-	101047	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	-	388643	534384	-	544101	-	30120	-	-	-	-	388643	-	3886	-
	Parvodinium sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1943	85502	-	-
	Glenodinium sp	-	2915	-	252618	301199	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tribonema sp	-	-	-	-	-	-	64126	-	-	-	-	-	-	-	-

	Anabaena sphaerica	-	2	-	16517	20404	-	-	15934	-	15934	3498	2915	-	-	-
	Anabaena spiralis	-	-	-	-	-	-	4372	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chroococcum sp.	-	-	-	17489	-	-	-	22153	8939	18266	22153	4372	-	-	-
	Gomphosphaeria pusilla	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	972	-	-	20987
	Gomphosphaeria sp	-	18655	39836	-	21375	-	-	-	33035	-	-	1457	48580	63737	-
	Limnoraphis robusta	-	-	-	-	-	-	2915	17878	-	777	1555	2721	-	-	-
	Microcystis aeruginosa	-	29148	-	-	-	-	22347	-	-	-	-	4567	22153	36532	-
	Microcystis delicatisima	-	-	-	16517	-	-	-	9327	4664	9716	28760	-	-	22153	-
	Nodularia inca	-	-	62183	-	24290	-	6704	-	-	-	-	5052	3109	-	-
	Nodularia harveyana	-	-	-	-	-	-	-	389	-	389	-	-	-	1166	-
	Oscillatoria sp	-	-	24290	-	-	-	-	-	-	-	-	1360	-	-	1943
	Ankyra judayi	-	4858	11659	43722	972	-	-	-	-	-	-	194	-	-	-
	Actinastrum sp.	-	-	-	-	-	-	4372	-	-	-	-	-	15934	777	3498
	Ankistrodesmus falcatus	-	-	3886	-	-	-	-	-	-	-	-	5052	-	-	-
	Botryococcus sp	-	-	-	-	3886	-	-	777	389	777	3109	972	18266	9716	-
	Chlamydocapsa sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	20987
	Chlorhormidium subtitle	-	9133	-	-	-	-	-	20987	-	33035	-	4761	-	6607	-
	Chlorococcum sp	-	-	6801	-	-	-	11076	-	33423	-	-	29148	17878	-	-
	Chodatella sp.	-	-	-	-	-	-	0	389	-	42751	4664	-	-	20209	-
	Closteriopsis sp	-	-	-	-	-	-	777	-	-	-	-	7773	28760	-	36921
	Closterium aciculare	-	13603	-	11659	-	-	4664	22153	-	1555	-	1943	-	-	-
	Closterium moniliferum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	18266	-	3109
	Coelastrum cruciatum	-	8550	-	-	-	-	3303	-	-	-	-	17489	-	1943	-
	Crucigenia sp.	-	-	-	-	-	-	1652	-	-	1943	-	1943	-	-	-
	desmodesmus quadricauda	-	19432	13603	-	52467	-	3886	-	-	-	1943	1943	9327	-	-
	Dictyosphaerium ehrenberg	-	-	-	-	-	-	-	4664	-	-	-	-	-	10882	6607
	Elakatothrix sp.	-	11271	-	14574	-	-	972	-	-	16323	-	1360	-	-	-
	Eudorina elegans	-	9133	-	-	11659	-	-	-	-	-	-	4178	28760	-	17489
	Golenkinia sp.	-	-	40808	-	1943	-	4858	4664	-	-	-	-	-	-	-
	Gloeocapsa sp	-	-	-	-	-	-	972	-	55965	389	-	38864	-	8162	-
	Gloeocystis sp	-	19432	45666	9716	52467	-	-	-	-	-	-	-	5441	-	18266
	Monoraphidium sp	-	-	-	-	-	-	4858	29148	-	-	44305	38864	-	-	-
	Nephrocytium agardhianum	-	97161	972	-	1943	-	-	-	16323	-	-	-	-	4664	-
	Oocystis borgei	-	7967	-	3886	-	-	1943	-	-	-	-	38864	-	-	389
	Oocystis crassa	-	77729	-	-	-	-	-	22930	-	27982	-	17683	1555	9716	-
	Parodoxia multisetta	-	-	13603	-	72871	-	2526	-	-	-	5441	-	-	-	-
	Pandorina morum	-	-	-	-	-	-	-	-	23707	-	-	-	16323	-	777
	Pediastrum boryanum	-	77729	-	16517	-	-	5247	16323	-	43139	-	29148	-	3109	-
	Pediastrum duplex	-	45860	52467	-	72871	-	-	-	-	-	777	38864	-	-	-
	Pediastrum simplex	-	-	-	6801	-	-	1166	-	-	-	-	-	21764	1943	-
	Pseudoquadrigula lacustris	-	16517	-	-	121451	-	1555	-	17100	-	-	9716	-	-	-
	Scenedesmus acuminatus	-	-	-	-	-	-	-	15934	-	-	-	-	13214	1166	5830
	Scenedesmus arcuatus	-	11659	972	-	-	-	6218	-	-	4664	4664	777	-	-	-
Diciembre	*Scenedesmus ecornis*	-	28177	-	-	33035	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp	-	-	-	-	-	-	-	389	19821	20987	9327	486	29148	-	-
	Tetraedron minimum	-	-	-	-	16517	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ulothrix subtilissima	-	-	-	16517	-	-	3886	-	-	-	-	-	-	-	-
	Cosmariumsp.	-	38864	-	71899	-	-	-	43528	85502	777	43917	-	-	-	-
	Mougeotia sp.	-	44694	34978	-	-	-	8647	-	-	21764	-	19432	2332	-	-
	Spirogyra sp	-	17489	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1555	-
	Staurastrum gracile	-	39	13603	-	13603	-	972	20987	18266	2332	28760	3984	-	-	18266
	Staurastrum sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	8744	-	-	-
	Zygnema sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3109	-	5247	-	-	-
	Amphipleura sp.	-	44694	71899	-	24290	-	-	98715	124754	1555	10882	-	-	-	-
	Amphiprora paludosa	-	-	-	-	-	-	5247	-	-	-	-	4469	-	-	-
	Amphora ovalis	-	15157	23319	14574	23319	-	7773	219195	210256	126309	-	-	98715	5830	-
	Asterionella formosa	-	3886	-	-	-	-	-	-	-	-	17489	9036	-	-	-
	Campylodiscus sp.	-	-	23319	23319	16517	-	-	17489	-	18266	-	-	-	-	389
	Cocconeis placentula	-	10105	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	9327	-	-
	Cyclotella meneghiniana	-	-	72871	-	71899	-	2721	-	98715	25262	-	8744	-	19044	-
	Cyclotella stelligera	-	77729	-	4858	-	-	-	-	-	-	134082	-	-	-	-
	Cymatopleura solea	-	-	41779	-	4858	-	-	12437	-	-	-	1943	17489	-	-
	Cymbella cistula	-	-	-	55382	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Diadesmis sp	-	2332	-	-	-	-	1166	-	-	20987	-	1457	-	-	-
	Diploneis smithii	-	-	20404	972	3886	-	-	9716	20209	-	-	-	-	-	-
	Epithemia sp	-	12242	-	-	-	-	-	-	-	-	-	680	-	-	-
	Epithemia zebra	-	-	-	-	-	-	-	22153	-	24096	25262	2235	-	-	-
	Fragilaria capucina	-	8744	-	23319	-	-	4372	-	-	-	-	-	6996	-	20987
	Fragilaria crotonensis	-	-	-	-	-	-	5830	-	31869	-	-	38864	-	-	-
	Frustulia vulgaris	-	-	972	-	972	-	-	43528	-	-	88611	14574	-	28760	-
	Gyrosigma sp	-	777	-	3886	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Gonphonema sp	-	-	-	-	107848	-	-	-	20987	-	-	11659	9716	-	20209
	Navicula radiosa	-	3886	-	-	-	-	-	-	-	20209	-	777	-	-	-
	Navicula sp	-	29148	-	-	39836	-	-	-	17489	-	-	14477	-	33035	-
	Nitzschia aciculare	-	-	40808	-	-	-	1166	1166	-	-	-	4372	-	-	-
	Nitzschia sigmoidea	-	-	-	35949	71899	-	-	-	21764	-	9716	-	-	-	-
	Nitzschia sp	-	36921	-	-	-	-	-	22153	20987	-	-	-	-	-	1943
	Pinnularia viridis	-	-	-	-	43722	-	7773	-	-	-	-	1166	-	-	-
	Placoneis sp	-	4858	16517	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	20209	-
	Rophalodia gibba	-	-	-	-	3886	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Stephanodiscus astraea	-	-	-	14574	-	-	3303	-	-	22541	-	5635	17489	-	-
	Surirella sp	-	9716	-	-	-	-	-	20987	-	-	-	-	-	-	-
	Synedra sp	-	-	-	-	-	-	1360	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	-	58296	-	-	-	-	19432	-	98715	136802	160121	38864	-	-	-
	Parvodinium sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	16712
	Glenodinium sp	-	-	-	-	-	-	3984	-	-	-	-	-	-	9716	-
	Tribonema sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4664	-	-	-	-	-

10.7. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2017).

Mes	Genero/Especie Indv/L	BAHIA PUNO				MOHO - ESCALLANI - LAGO MAYOR					VILLA SOCCA PUERTO ACOSTA - LAGO MAYOR					
		E-1	E-2	E-3	E-4	E-5	E-6	E-7	E-8	E-9	E-10	E-11	E-12	E-13	E-14	E-15
Marzo	*Anabaena sphaerica*	385	1541	-	770	7705	6741	6741	-	4237	11557	-	7512	-	-	1445
	Anabaena spiroides	3082	8090	-	2697	1926	1445	-	-	770	2889	-	193	-	-	96
	Gomphosphaeria sp	1156	-	-	385	-	482	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nodularia inca	-	-	-	-	-	-	-	-	1926	4815	-	-	-	-	-
	Nodularia harveyana	3467	6934	-	2311	3852	482	1156	-	-	-	-	385	-	-	96
	Oscillatoria sp	770	-	-	385	-	-	385	-	2697	-	-	-	-	-	-
	Chlamydocapsa sp	15409	24655	-	3467	963	3852	3467	-	1541	-	-	193	-	-	-
	Closterium aciculare	-	3082	-	-	-	1445	1156	-	1156	-	-	193	-	-	-
	Coelastrum cruciatum	1541	770	-	385	-	-	1156	-	-	-	-	-	-	-	-
	Dictyosphaerium ehrenberg	5393	5393	-	3467	2889	963	-	-	8090	-	-	385	-	-	-
	Eudorina elegans	6549	6164	-	1156	-	-	-	-	2697	-	-	-	-	-	96
	Oocystis borgei	5008	25425	-	8090	2889	2408	385	-	1926	2889	-	770	-	-	385
	Pseudopediastrum boryanu	43916	40064	-	4623	963	-	-	-	-	4815	-	-	-	-	-
	Pediastrum duplex	28122	38523	-	-	-	-	1926	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pseudoquadrigula lacustris	1541	770	-	385	-	482	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Scenedesmus acuminatus							1541								
	Tetradesmus obliquus	770	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp	1541	6164	-	3852	963	482	385	-	-	963	-	385	-	-	193
	Klebsormidium subtile	50465	62407	-	2311	18298	3371	3852	-	12327	13483	-	2504	-	-	193
	Cosmariumsp.	-	-	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-	-	-	-
	Mougeotia sp.	26966	95536	-	19647	10594	5778	5393	-	6934	7705	-	3467	-	-	963
	Spirogyra sp	-	-	-	-	963	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Staurastrum gracile	770	3082	-	770	-	963	-	-	770	4815	-	1156	-	-	289
	Cocconeis placentula	1156	770	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Discostella stelligera	1926	7705	-	2311	14446	9149	3467	-	2697	11557	-	3082	-	-	193
	Epithemia sp	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Epithemia zebra	385	-	-	3082	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-
	Fragilaria crotonensis	10786	15794	-	1156	963	-	3467	-	770	2889	-	193	-	-	-
	Navicula radiosa	3852	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Navicula sp	-	-	-	385	963	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nitzschia aciculare	385	-	-	3852	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	129821	154091	-	154091	166611	145423	154091	-	52391	229210	-	77045	-	-	5875
	Peridinium sp	5393	9245	-	4237	10594	8668	6934	-	1926	19261	-	4045	-	-	963
	Glenodinium sp	350556	516974	-	224972	245582	192132	196080	-	103241	-	-	-	-	-	-
	Tribonema sp	-	-	-	-	-	-	-	-		316849	-	101507	-	-	10786
junio	*Anabaena sphaerica*	1156	385	-	1156	-	-	770	-	385	1156	-	385	-	-	1156
	Anabaena spiroides	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Gomphosphaeria sp	-	2311	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nodularia harveyana	2311	385	-	-	385	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-
	Actinastrum sp.	1156	-	-	-	-	-	3082	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chlamydocapsa sp	770	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	385
	Closterium aciculare	-	770	-	385	-	-	-	-	-	-	-	385	-	-	385
	Dictyosphaerium pulchellun	1156	1156	-	1541	2697	-	1156	-	385	385	-	385	-	-	385
	Eudorina elegans	-	385	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Monoraphidium sp	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nephrocytium agardhianum	385	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis borgei	-	385	-	-	-	-	-	-	770	-	-	385	-	-	385
	Pandorina morum	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pseudopediastrum boryanu	2311	770	-	770	770	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pseudoquadrigula lacustris	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tetradesmus obliquus	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp	-	-	-	1156	385	-	-	-	1926	-	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile	14639	31589	-	16565	25040	-	7705	-	14253	10016	-	6549	-	-	15024
	Mougeotia sp.	30048	33900	-	9631	770	-	7319	-	2697	2311	-	3082	-	-	4623
	Staurastrum gracile	1926	770	-	-	385	-	-	-	385	1156	-	1541	-	-	770
	Asterionella formosa	-	-	-	2697	385	-	1156	-	385	-	-	-	-	-	-
	Cocconeis placentula	385	-	-	2311	385	-	-	-	-	385	-	-	-	-	-
	Discostella stelligera	-	385	-	-	2311	-	1156	-	-	385	-	1541	-	-	385
	Epithemia sp	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Epithemia zebra	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Fragilaria crotonensis	10786	11172	-	2311	1541	-	1156	-	-	-	-	770	-	-	385
	Nitzschia aciculare	770	-	-	385	-	-	-	-	-	385	-	385	-	-	385
	Stephanodiscus astraea	385	-	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	770	17335	-	3082	12712	-	30433	-	1541	27351	-	41990	-	-	13098
	Peridinium sp	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tribonema sp	385	1926	-	-	-	-	1156	-	385	770	-	770	-	-	770

Septiembre	*Anabaena sphaerica*	-	385	-	385	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-
	Anabaena spiroides	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-
	Gomphosphaeria pusilla	385	-	-	-	-	-	385	-	-	-	-	385	-	-	-
	Gomphosphaeria sp	-	385	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Microcystis aeruginosa							50180								
	Nodularia harveyana	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-	-	-	-	385	-
	Closterium aciculare	770	385	-	-	385	-	385	-	770	-	-	-	-	-	-
	Coelastrum cruciatum	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Dictyosphaerium pulchellun	-	-	-	385	-	-	385	-	385	-	-	-	-	-	-
	Eudorina elegans	385	385	-	385	770	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-
	Monoraphidium sp	385	-	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis borgei	770	2311	-	1926	-	-	770	-	-	-	-	385	-	578	-
	Oocystis lacustris	-	-	-	-	-	-	-	-	1541	-	-	-	-	-	-
	Oocystis crassa	-	-	-	770	385	-	385	-	385	-	-	385	-	-	-
	Pseudopediastrum boryanu	6549	1156	-	1156	-	-	-	-	770	-	-	1156	-	-	-
	Tetradesmus obliquus	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp	1541	-	-	2311	-	-	1926	-	-	-	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile	6934	8475	-	-	8475	-	8090	-	3082	-	-	3467	-	1156	-
	Mougeotia sp.	12327	10401	-	3467	3852	-	5393	-	7319	-	-	1541	-	1541	-
	Staurastrum gracile	385	770	-	-	1541	-	770	-	770	-	-	1541	-	385	-
	Cocconeis placentula	1926	-	-	1156	385	-	-	-	770	-	-	770	-	-	-
	Discostella meneghiniana	2311	1541	-	1541	9631	-	8475	-	3467	-	-	21187	-	3852	-
	Epithemia sp	1156	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Epithemia zebra	-	-	-	1541	-	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-
	Fragilaria crotonensis	2697	1541	-	770	770	-	-	-	385	-	-	385	-	193	-
	Navicula sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-
	Surirella sp	-	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	385	770	-	16180	18876	-	11172	-	8090	-	-	11942	-	578	-
	Peridinium sp	385	-	-	770	385	-	770	-	385	-	-	-	-	193	-
	Tribonema sp	385	385	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Diciembre	*Anabaena sphaerica*	235	8674	-	4523	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-
	Anabaena spiroides	3082	8090	-	6245	-	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-
	Gomphosphaeria pusilla	-	-	-	-	-	-	385	-	-	-	-	548	-	-	-
	Gomphosphaeria sp	8456	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nodularia inca	562	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nodularia harveyana	9546	9563	-	8546	-	-	2548	-	-	-	-	-	-	4521	-
	Oscillatoria sp	770	-	-	584	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chlamydocapsa sp	47856	539841	-	2546	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Closterium aciculare	-	9542	-	-	385	-	5423	-	6542	-	-	-	-	-	-
	Coelastrum cruciatum	8547	954	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Dictyosphaerium pulchellun	6541	2489	-	3467	-	-	385	-	385	-	-	-	-	-	-
	Eudorina elegans	9652	4523	-	5423	770	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-
	Monoraphidium sp	-	-	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis borgei	5008	6542	-	7532	-	-	770	-	-	-	-	385	-	578	-
	Oocystis lacustris	-	-	-	-	-	-	-	-	1541	-	-	-	-	-	-
	Oocystis crassa	-	-	-	-	385	-	385	-	385	-	-	385	-	-	-
	Pseudopediastrum boryanu	5478	85432	-	4623	-	-	-	-	770	-	-	1156	-	-	-
	Pediastrum duplex	28122	68547	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pseudoquadrigula lacustris	54786	770	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tetradesmus obliquus	9564	-	-	770	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp	1541	85476	-	3852	-	-	1926	-	-	-	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile	50465	95846	-	2311	8475	-	8090	-	3082	-	-	3467	-	5423	-
	Mougeotia sp.	25489	62548	-	65874	3852	-	5393	-	7319	-	-	1541	-	1541	-
	Staurastrum gracile	4587	58462	-	5478	1541	-	5423	-	542	-	-	8546	-	563	-
	Cocconeis placentula	5874	542	-	856	254	-	-	-	770	-	-	770	-	-	-
	Discostella meneghiniana	-	-	-	-	9631	-	8475	-	3467	-	-	21187	-	6325	-
	Cyclotella stelligera	1926	574	-	3256	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Diadesmis sp	-	4523	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Epithemia sp	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Epithemia zebra	385	-	-	3082	-	-	-	-	-	-	-	854	-	-	-
	Fragilaria crotonensis	10786	15794	-	8546	5684	-	-	-	547	-	-	8546	-	8562	-
	Navicula radiosa	7456	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Navicula sp	-	-	-	5362	-	-	-	-	-	-	-	8546	-	-	-
	Nitzschia aciculare	6542	-	-	9654	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	325487	985463	-	854632	85496	-	87563	-	896547	-	-	345876	-	5647	-
	Peridinium sp	5393	85436	-	4237	385	-	770	-	385	-	-	-	-	193	-

10.8. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2018).

Mes	Genero/Especie Indv.L^{-1}	BAHIA PUNO				MOHO - ESCALLANI - LAGO MAYOR					VILLA SOCCA PUERTO ACOSTA - LAGO MAYOR					
		E-1	E-2	E-3	E-4	E-5	E-6	E-7	E-8	E-9	E-10	E-11	E-12	E-13	E-14	E-15
Marzo	*Anabaena sphaerica*	-	-	-	67	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	40
	Aphanothece sp.	2333	-	-	1544	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chroococcus sp.	-	2316	-	4632	-	-	3088	-	1853	926	-	421	1853	-	80
	Gloecapsa sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-
	Gomphosphaeria lacustris	-	33968	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Gomphosphaeria sp.	-	-	-	13896	-	-	772	-	926	1853	-	-	40	-	-
	Microcystis aeruginosa	83377	9264	-	-	-	-	50180	-	-	-	-	-	-	385	30571
	Nodularia inca	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nodularia harveyana	-	-	-	33	-	-	33	-	-	-	-	-	-	-	40
	Oscillatoria sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40
	Chlamydocapsa sp.	6176	33	-	4632	385	-	772	-	-	-	-	-	926	-	-
	Chlorella sp.	308802	6176	-	24704	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	28719
	Chlorococcum sp.	772	67	-	1544	-	-	33	-	80	-	-	40	-	-	40
	Closterium aciculare	-	1544	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1853	-	-	80
	Closterium moniliferum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-
	Closterium ehrenbergii	-	-	-	1544	770	-	-	-	40	926	-	-	-	-	-
	Coelastrum cruciatum	-	-	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Coenococcus sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-
	Coenocystis sp.	-	23160	-	11580	-	-	-	-	80	926	-	-	40	-	-
	Crucigenia sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	30571
	Mucidosphaerium pulchellu	-	1544	-	3860	-	-	100	-	-	-	-	-	240	578	-
	Elakatothrix sp.	-	1544	-	33	-	-	233	-	926	4632	-	-	926	-	-
	Eudorina elegans	-	2316	-	-	385	-	33	-	-	-	-	-	-	-	40
	Golenkinia sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40
	Monoraphidium sp.	-	-	-	-	-	-	67	-	-	-	-	-	2779	-	-
	Nephrocytium agardhianum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-
	Oocystis borgei	2316	18528	-	13124	-	-	1544	-	926	5558	-	-	2779	-	-
	Neglectella solitaria (Oocys	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926	-	-	-
	Oocystis lacustris	-	-	-	772	-	-	-	-	-	926	-	-	-	-	28719
	Neglectella solitaria (Oocys	772	4632	-	6176	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pandorina morum	-	772	-	1544	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pseudopediastrum boryanu	11580	1544	-	1544	8475	-	-	-	40	926	-	-	40	1156	-
	Pediastrum duplex	4632	772	-	3860	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Monactinus simplex (Pedia	-	-	-	-	3852	-	-	-	-	-	-	-	-	1541	-
	Tetradesmus lagerheimii (S	-	-	-	-	1541	-	-	-	-	-	-	-	-	385	-
	scenedesmus arcuatus	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-
	Scenedesmus ecornis	-	33	-	67	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Scenedesmus quadricauda	33	772	-	772	-	-	-	-	40	-	-	240	-	-	-
	Schroederia sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926	-	-	240
	Sphaerocystis sp.	-	2316	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tetraedron minimum	-	-	-	-	9631	-	-	-	-	-	-	-	40	3852	-
	Klebsormidium subtile (Chl	772	4632	-	1544	-	-	772	-	-	926	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile (Chl	19300	10036	-	11580	-	-	33	-	24087	4632	-	2779	-	-	120
	Cosmarium sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-
	Gonatozygon sp.	2316	33	-	3088	-	-	-	-	-	-	-	2779	-	-	1853
	Mougeotia sp.	3088	24704	-	21616	-	-	6176	-	1853	4632	-	-	5558	-	-
	Staurastrum sp.	100	2316	-	772	-	-	-	-	-	926	-	-	40	-	2779
	Zygnema sp.	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	193	-
	Entomoneis paludosa (Amp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	40
	Amphora ovalis	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40
	Asterionella formosa	4632	47092	-	17756	-	-	102677	-	27792	101905	-	-	1853	-	-
	Caloneis sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926
	Cocconeis placentula	10808	6948	-	10036	-	-	1544	-	3706	-	-	-	520	-	-
	Dyscostella meneghiniana	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926
	Discostella stelligera (Cyclo	1544	772	-	300	-	-	167	-	1853	9264	-	-	240	-	-
	Cymatopleura solea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926
	Diploneis smithii	-	-	-	-	18876	-	-	-	-	-	-	40	-	578	-
	Epithemia sp.	-	772	-	367	-	-	772	-	926	-	-	-	40	-	-
	Epithemia zebra	-	-	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	193	5558
	Fragilaria crotonensis	7720	772	-	2316	-	-	267	-	1853	2779	-	-	926	-	-
	Frustulia vulgaris	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5558	-	-	926
	Melosira sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	80
	Navicula sp.	-	33	-	772	-	-	33	-	80	-	-	-	-	-	-
	Nitzchia linearis	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1853	-	-	926
	Nitzschia sigmoidea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4521	-
	Nitzschia sp.	5404	2316	-	5404	-	-	10808	-	29645	1853	-	-	-	-	-
	Pinnularia viridis	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	520	-	-	926
	Rophalodia gibba	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	240	-	-	926
	Stephanodiscus astraea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926	-	-	-	-	-
	Ulnaria ulna (Synedra ulna)	3088	-	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ceratium hirundinella	100	23160	-	14668	-	-	16212	-	3706	8338	-	-	13896	-	-
	Peridinium sp.	-	-	-	772	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-
	Glenodinium sp.	-	-	-	67	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tribonema sp.	-	3860	-	4632	-	-	-	-	80	-	-	-	80	-	-

	Anabaena sphaerica	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926	-	-	200
	Gloecapsa sp.	6541	2489	-	3467	-	-	385	-	385	-	-	-	-	-	-
	Gomphosphaeria lacustris	9652	4523	-	5423	770	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-
	Gomphosphaeria sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926
	Merismopedia sp.	-	-	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nodularia inca	5008	6542	-	7532	-	-	770	-	-	-	-	-	-	578	-
	Nodularia harveyana	-	-	-	-	-	-	-	-	1541	-	-	-	-	-	-
	Oscillatoria sp.	-	-	-	-	385	-	385	-	385	-	-	-	-	-	-
	Actinastrum sp.	5478	85432	-	4623	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-
	Ankistrodesmus falcatus	28122	68547	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Asterococcus sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	13896	-	-	20381
	Botryococcus sp.	54786	770	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chlorella sp.	9564	-	-	770	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile (Chl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	80	-	-	-
	Chodatella sp.	1541	85476	-	3852	-	-	1926	-	-	-	-	-	-	-	-
	Closterium aciculare	50465	95846	-	2311	8475	-	8090	-	3082	-	-	3467	-	5423	-
	Closterium ehrenbergii	25489	62548	-	65874	3852	-	5393	-	7319	-	-	1541	-	1541	-
	Coenococcus sp.	4587	58462	-	5478	1541	-	5423	-	542	-	-	8546	-	563	-
	Gloeocapsa sp.	5874	542	-	856	254	-	-	-	770	-	-	770	-	-	-
	Gloeocystis sp.	-	-	-	-	9631	-	8475	-	3467	-	-	21187	-	6325	-
	Monoraphidium sp.	1926	574	-	3256	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis sp.	-	4523	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis lacustris	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Neglectella solitaria (Oocys	385	-	-	3082	-	-	-	-	-	-	-	854	-	-	-
junio	*Pandorina morum*	10786	15794	-	8546	5684	-	-	-	547	-	-	8546	-	8562	-
	Pseudoquadrigula lacustris	7456	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tetradesmus lagerheimii (S	-	-	-	5362	-	-	-	-	-	-	-	8546	-	-	-
	Tetradesmus obliquus	6542	-	-	9654	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile (Chl	325487	985463	-	854632	85496	-	87563	-	896547	-	-	345876	-	5647	-
	Cosmarium sp.	5393	85436	-	4237	385	-	770	-	385	-	-	-	-	193	-
	Spirogyra sp.	8547	954	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Amphipleura sp.	6541	2489	-	3467	-	-	385	-	385	-	-	-	-	-	-
	Amphora ovalis	9652	4523	-	5423	770	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-
	Cocconeis placentula	-	-	-	-	-	-	770	-	-	-	-	-	-	-	-
	Dyscostella meneghiniana	5008	6542	-	7532	-	-	770	-	-	-	-	385	-	578	-
	Discostella stelligera (Cyclo	-	-	-	-	-	-	-	-	1541	-	-	-	-	-	-
	Cymatopleura solea	-	-	-	-	385	-	385	-	385	-	-	385	-	-	-
	Diatoma sp.	5478	85432	-	4623	-	-	-	-	770	-	-	1156	-	-	-
	Diploneis smithii	28122	68547	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Epithemia zebra	54786	770	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Fragilaria crotonensis	9564	-	-	770	-	-	385	-	-	-	-	-	-	-	-
	Gonphonema sp.	1541	85476	-	3852	-	-	1926	-	-	-	-	-	-	-	-
	Luticola nivalis (Navicula ni	50465	95846	-	2311	8475	-	8090	-	3082	-	-	3467	-	5423	-
	Navicula sp.	25489	62548	-	65874	3852	-	5393	-	7319	-	-	1541	-	1541	-
	Nitzchia linearis	4587	58462	-	5478	1541	-	5423	-	542	-	-	8546	-	563	-
	Surirella sp.	5874	542	-	856	254	-	-	-	770	-	-	770	-	-	-
	Ulnaria ulna (Synedra ulna)	-	-	-	-	9631	-	8475	-	3467	-	-	21187	-	6325	-
	Ceratium hirundinella	1926	574	-	3256	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Glenodinium sp.	-	4523	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

	Anabaena sphaerica	2779	67	-	67	-	-	-	-	40	-	-	-	-	-	-
	Dolichospermum spiroides	926	1544	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chroococcus sp.	-	-	-	772	-	-	772	-	1853	-	-	-	-	8562	926
	Gomphosphaeria sp.	2779	12352	-	-	-	-	772	-	40	40	-	-	-	-	-
	Microcystis aeruginosa	926	-	-	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1853
	Merismopedia sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-	-	-
	Nodularia harveyana	1853	300	-	33	33	-	-	-	-	40	-	-	-	-	926
	Ankistrodesmus falcatus	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5647	-
	Asterococcus sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926	-	-	-	-	-
	Botryococcus sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	193	-
	Chlamydocapsa sp.	8338	1544	-	3860	772	-	-	-	926	-	-	-	-	-	926
	Chlorella sp.	307567	14668	-	-	10808	-	-	-	7411	4632	-	-	-	-	-
	Chlorococcum sp.	1853	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Closterium aciculare	1853	1544	-	2316	3088	-	772	-	280	926	-	33	-	-	926
	Coelastrum cruciatum	1853	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Coenocystis sp.	5558	18528	-	13124	772	-	772	-	926	-	-	-	-	-	926
	Mucidosphaerium pulchellu	17602	13896	-	16212	6948	-	-	-	40	926	-	-	-	578	4632
	Elakatothrix sp.	1853	100	-	5404	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Eudorina elegans	926	1544	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1853
	Monoraphidium sp.	1853	67	-	33	772	-	33	-	926	926	-	-	-	-	926
	Nephrocytium agardhianum	40	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis borgei	180649	30108	-	13124	2316	-	-	-	2779	926	-	-	-	-	14822
	Neglectella solitaria (Oocys	289965	16984	-	-	-	-	772	-	3706	2779	-	772	-	-	-
	Oocystis lacustris	60216	3088	-	-	-	-	-	-	-	926	-	-	-	-	-
	Neglectella solitaria (Oocys	-	-	-	2316	3088	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926
	Pandorina morum	-	-	-	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pseudopediastrum boryanu	87082	4632	-	-	-	-	-	-	-	40	-	33	-	5423	80
	Pediastrum duplex	75965	4632	-	-	772	-	2316	-	926	1853	-	-	-	-	-
	Monactinus simplex (Pedia	12970	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1541	-
	Pseudoquadrigula lacustris	-	-	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Septiembre	*Tetradesmus lagerheimii (S*	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	563	-
	Scenedesmus ecornis	926	-	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926
	Scenedesmus quadricauda	7411	33	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp.	-	1544	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40
	Tetraedron minimum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6325	-
	Klebsormidium subtile (Chl	-	37056	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	12970
	Klebsormidium subtile (Chl	26866	-	-	14668	6176	-	772	-	9264	8338	-	772	-	-	-
	Cosmarium sp.	-	-	-	-	772	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-
	Gonatozygon sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	926	-	-	-	-	-
	Mougeotia sp.	75039	71796	-	55584	37828	-	5404	-	52805	6485	-	-	-	-	40762
	Staurastrum sp.	1853	3088	-	1544	3088	-	2316	-	6485	3706	-	1544	-	-	8338
	Zygnema sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	8562	-
	Amphora ovalis	40	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Cocconeis placentula	13896	3088	-	3088	5404	-	772	-	7411	926	-	2316	-	-	926
	Discostella stelligera (Cyclo	-	3088	-	6948	23160	-	6948	-	25939	18528	-	5404	-	-	102831
	Cymbella cistula	-	-	-	100	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Diploneis smithii	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5647	-
	Epithemia sp.	40	772	-	772	-	-	772	-	40	-	-	-	-	-	-
	Epithemia zebra	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	193	-
	Fragilaria capucina	926	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Fragilaria crotonensis	37983	9264	-	10808	11580	-	1544	-	7411	5558	-	3088	-	-	34277
	Luticola nivalis (Navicula ni	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Navicula sp.	926	-	-	2316	772	-	-	-	6485	40	-	33	-	-	1853
	Nitzschia sp.	2779	2316	-	1544	1544	-	772	-	3706	2779	-	772	-	-	2779
	Pinnularia viridis	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Placoneis sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	578	-
	Rhoicosphenia sp.	3706	1544	-	1544	772	-	772	-	1853	1853	-	-	-	-	926
	Ceratium hirundinella	9264	10808	-	5404	6176	-	14668	-	6485	3706	-	13896	-	-	5558
	Peridinium sp.	-	-	-	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1853
	Glenodinium sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	33	-	-	-
	Tribonema sp.	1853	2316	-	1544	3088	-	1544	-	6485	2779	-	772	-	-	7411

	Anabaena sphaerica	1853	133	-	926	-	-	-	-	33	-	-	-	-	-	33
	Aphanothece sp.	-	-	-	40	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Dolichospermum spiroides	200	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chroococcus sp.	3706	3088	-	1853	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Gloecapsa sp.	-	33	-	926	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Coelomoron pusillum(Gom	-	-	-	926	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Microcystis aeruginosa	-	-	-	40	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	772
	Nodularia inca	40	772	-	160	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nodularia harveyana	5558	3860	-	1853	-	-	-	-	-	33	-	-	-	-	-
	Oscillatoria sp.	926	33	-	926	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Ankyra judayi	2779	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chlamydocapsa sp.	926	-	-	-	-	-	-	-	772	-	-	-	-	-	300
	Chlorella sp.	4632	772	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Chlorococcum sp.	3706	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	33	-	-	-
	Closterium aciculare	80	33	-	-	-	-	40	-	-	-	-	-	-	-	772
	Coelastrum cruciatum	40	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Coenocystis sp.	4632	19300	-	7411	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Mucidosphaerium pulchellu	11117	6948	-	1853	-	-	926	-	-	-	-	-	-	-	-
	Elakatothrix sp.	3706	1544	-	1853	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Eudorina elegans	-	1544	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Monoraphidium sp.	-	33	-	40	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Nephrocytium agardhianum	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Oocystis borgei	16675	8492	-	3706	-	-	-	-	-	-	-	67	-	-	772
	Neglectella solitaria (Oocys	23160	2316	-	1853	33	-	-	-	772	-	-	-	-	-	772
	Oocystis lacustris	5558	100	-	926	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Noviembre	*Pandorina morum*	9264	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Pseudopediastrum boryanu	75039	2316	-	-	-	-	-	-	772	-	-	33	-	-	33
	Pediastrum duplex	111169	3860	-	926	-	-	-	-	33	-	-	-	-	-	-
	Monactinus simplex (Pedia	8338	67	-	926	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Scenedesmus ecornis	120	133	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Scenedesmus quadricauda	6485	33	-	-	-	-	-	-	33	-	-	-	-	-	-
	Sphaerocystis sp.	40	200	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile (Chl	-	2316	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Klebsormidium subtile (Chl	20381	-	-	2779	-	-	-	-	33	33	-	-	-	-	200
	Mougeotia sp.	13896	23160	-	8338	-	-	40	-	-	-	-	33	-	-	-
	Staurastrum sp.	240	772	-	80	-	-	40	-	-	-	-	-	-	-	772
	Zygnema sp.	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Amphora ovalis	-	-	-	-	-	-	-	-	772	-	-	-	-	-	-
	Asterionella formosa	40	-	-	-	33	-	-	-	1544	772	-	-	-	-	-
	Cocconeis placentula	8338	33	-	2779	1544	-	40	-	2316	33	-	-	-	-	1544
	Discostella stelligera (Cyclo	40	-	-	-	33	-	-	-	2316	33	-	100	-	-	2316
	Cymbella cistula	-	-	-	-	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Epithemia sp.	80	67	-	-	-	-	-	-	772	-	-	-	-	-	-
	Fragilaria crotonensis	17602	772	-	160	-	-	-	-	-	772	-	-	-	-	772
	Navicula sp.	8338	-	-	2779	33	-	-	-	3088	33	-	33	-	-	-
	Nitzschia sp.	18528	1544	-	8338	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	33
	Pinnularia viridis	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	33
	Rhoicosphenia sp.	40	33	-	1853	-	-	-	-	1544	-	-	-	-	-	1544
	Ceratium hirundinella	41688	4632	-	1853	33	-	2779	-	100	200	-	67	-	-	-
	Peridinium sp.	926	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	Tribonema sp.	1853	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	772

10.9. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2020).

Mes	Genero/Especie Indv.L^{-1}	BAHIA PUNO				MOHO - ESCALLANI - LAGO MAYOR					JULY-LAGO MAYOR			YUNGUYO-LAGO MENOR		
		E-1	E-2	E-3	E-4	E-5	E-6	E-7	E-8	E-9	E-16	E-17	E-18	E-19	E-20	E-21
Noviembre	*Anabaena cf. sphaerica*					2500				20	8400	160				
	Coelomoron microcystoides				400											
	Limnococcus sp.													46844	7800	35200
	Aphanocapsa sp.									60		240	240	93688		
	Aphanocapsa delicatissima					80		360							2980	21600
	Microcystis delicatissima										200					
	Microcystis sp.														160	80
	Oscillatoria sp.			80		120								240		
	Planktolyngbya sp.	76000	480	160	240			40			1000		240	880		
	Snowella sp.		1400	7600	7000	200		1040		140	9800	24560	2600	240	720	160
	Spirulina sp.							20								
	Chroococcales														160	120
	Carteria cordiformis	160	320											1680	880	400
	Ankistrodesmus falcatus											400			320	320
	Ankistrodesmus spiralis													160		
	Botryococcus braunii				160					40					480	160
	Coelastrum cruciatum	4560	2000		80											
	Crucigenia rectangularis													4240	4700	8000
	Desmodesmus quadricaudatus									20					40	120
	Desmodesmus armatus	5600	240											960		
	Dictiosphaerium cf. ehrenbergianum				560											
	Elakatothrix cf. genevensis	1120	160	240										1200	5200	2120
	Gloeocystis sp.												400			
	Oocystis cf. borgei	1620000	36800	9200	5000	640		660		680	2600	4400	1920	1440	3300	480
	Pediastrum boryanum	864000	20800	160	640									80	360	120
	Ulothrix cf. subtilissima		400	4000	560	1700		1280		420	2200	2640	1200	80	440	
	Radioccocaceae	800	240	880	1040			60				1520	240	400		
	Merismopedia sp													80	40	
	Filamento nd		8560													
	Clorococales					280		180		280						
	Mougeotia sp.		2080		240	120					1200			160		
	Staurastrum sp.			160	160	80		60				80	320	80	280	360
	Euastrum sp.													80	40	120
	Closterium aciculare	8800	320	480	80											
	Closterium setaceum							80		40	100	160				
	Cosmarium sp.	240													40	
	Zygnema sp.				1120											
	Ceratium hirundinella		12000	480	400											
	Peridinum cinctum		80		80											
	Parvodinium sp.		160													
	Achnanthidium sp.					**1200**								**1120**		
	Anomoeoneis sp.															**40**
	Aulacoseira granulata	230000	42000	1040	16800											
	Amphiprora paludosa										400	240				
	Amphora ovalis			320		360					400	160	160	320		
	Brachysira sp.					360										
	Cocconeis placentula		1800	1280	400	6600		40		420	34800	5760	720	6160	200	
	Cyclotella sp.							40							440	440
	Cyclotella stelligera			160										480		
	Cymbella cistula					120					200			160		
	Encyonema sp										200			160		
	cf. Diadesmis sp.										2000	240		10160	1800	720
	Epithemia sorex				320	400				20	600	160	160	80	40	
	Epithemia adnata										400					
	Entomoneis alata													160		
	Fragilaria capucina					600				40	3600			160		
	Fragilaria crotonensis		884000	44480	84000						6600	8960	5760			
	Fragilariopsis sp.										200	480			280	80
	Gomphonema sp.				160	1700				120	8200	1040	80	2480	80	
	Navicula radiosa					80					500	240		800		40
	Navicula sp.1			160		480		60		40	1600	560	80	720		80
	Navicula sp.2			240		280					800	640				
	Nitzschia sigmoidea					40						80				
	Nitzschia sigma									20						
	Nitzschia sp.	1600				360				60	2600	2320		160	120	40
	Nitzschia sp.2			160		80					2400	560	80	160		
	Nitzschia aciculare				80	80					200	80		1920		
	Pleurosigma sp.					160					400	80				
	Pinnularia sp.		160	80		120				20				320		
	Stephanodiscus astraea		640	1200	480	120					1200	160	480	1600	120	
	Ulnaria sp.										400					
	Ulnaria ulna		80	80	80	240				20	2600	200	80	1760		
	Rhoicosphenia curvata				240	400					2400	320	160			
	Rhopalodia gibba					80										
	Brachysira sp.										400	160				
	Surirella sp.										200					
	Placoneis sp.										400	80				
	Cymatopleura sp.											80				

10.10. Matriz de abundancia de especies fitoplanctónicas (ind·L⁻¹) en el lago Titicaca (2021)

Mes	TAXA	BAHIA MAYOR DE PUNO						LAGO MAYOR SUR			LAGO MENOR		
		E-1	E-2	E-3	E-4	E-7	E-9	E-16	E-17	E-18	E-19	E-20	E-21
ABRIL	*Anabaena sphaerica*	260		640	760								
	Limnococcus sp.										59866	62008	65401
	Limnococcus prescotii										2460	840	4762
	Gomphosphaeria pusilla								20	20			
	Aphanocapsa sp.	60	1000	80	120						456320	307224	408737
	Microcystis delicatissima		1000										
	Microcystis sp.			80									
	Pseudanabaena sp.											340	600
	Microcystis aeruginosa										2440	720	2420
	Oscillatoria sp.								40				
	Leptolyngbya/Heteroleibleinia										380		60
	Limnoraphis robusta								40				
	Planktolyngbya sp.								20			180	
	Snowella sp.			1600		660	1760	1840	2240	2480	3860	4860	2490
	Ankyra judayi	80			240			20	20				
	Ankistrodesmus falcatus											840	
	Botryococcus braunii					20			20	80	160	80	180
	Coelastrum microporum	520	1000	280	400								
	Desmodesmus armatus										80	120	220
	Desmodesmus brasiliensis										140	310	180
	Desmodesmus communis												60
	Eudorina cf. elegans			280	600				40				
	Kirchneriella sp.										40		
	Nephrocytium agardhianum				80							320	440
	Monoraphidium sp.	440			440						520		90
	Oocystis solitaria	201546	33000	440	148456								
	Oocystis borgei	286097	63000	480	192697	480	160	680	600	380	4720.4	18146.8	38320.6
	Oocystis sp.										520	1680	840
	Pandorina morum					120	40	40					
	Pseudopediastrum boryanum		121000	240	233006.55	200	100	20			420		
	Scenedesmus sp.	160		360	240						120		
	Sphaerocystis sp.	560		1200	440	80	40	200	300	200			
	Ulothrix cf. subtilissima					340	280	280	1100	1760			
	Oedogonium sp.					20		20	120	60			
	Merismopedia sp											280	100
	Coenocystis sp.										456075	381389	40075
	Comasiella arcuata										80	40	
	Coenochloris							80	120			680	1040
	Paradoxia multiseta			80	160								
	Chlamydomonadales										600		
	Ulotrichales						80						
	Willea sp.										1460	1340	1860
	Mougeotia sp.		2000	128793		840	380	460					
	Staurastrum sp.				40	120	140		300	340	560	480	240
	Euastrum sp.							280			40		
	Closterium acutum	126826	18000		96349	20			60	40			
	Closterium aciculare					80	260						180
	Closterium setaceum							360	440	460		40	
	Closterium sp.										90		60
	Elakatothrix genevensis	400	3000	960	920					40	28045	8780	62068
	Aulacoseira granulata	198596.3	23000		8800	258075	11277	5205	2280	2380			
	Asterionella formosa						60						
	Cocconeis placentula	440	4000		1400			1240	180	40		40	
	Cyclotella sp.					20		20			100	80	140
	Cymbella cistula											40	20
	Diadesmis sp.										420	960	130
	Epithemia sorex				40			80			180	220	
	Fragilaria crotonensis				6200	12144	1840	1080	560	600	2460	2890	3450
	Fragilariaceae	2040				320	220		2000	1200			
	Gomphonema sp.								20				
	Navicula sp.1	280			240				60	20	60	160	100
	Navicula sp.2							20					
	Nitzschia sigmoidea							60					
	Nitzschia sp.			40	200			520	140	20	140		
	Pinnularia sp.							20					
	Stephanodiscus astraea		1000		160		20	60		20	880	1480	1360
	Ulnaria ulna							20	20	20			
	Rhoicosphenia curvata							320					
	Ceratium hirundinella				80	260	280	40	40	20	80	30	120
	Peridinum cinctum							60	80	40	280	480	50

Mes	TAXA	BAHIA MAYOR DE PUNO						LAGO MAYOR SUR			LAGO MENOR		
		E-1	E-2	E-3	E-4	E-7	E-9	E-16	E-17	E-18	E-19	E-20	E-21
	Aphanocapsa sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	290	366080	278940	264670
	Anabaena sphaerica	0	0	520	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Limnococcus sp.	0	0	0	0	0	160	640	0	120	846530	745690	87560
	Limnococcus prescotii	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Gomphosphaeria pusilla	0	0	0	0	0	0	0	0	80	0	0	0
	Microcystis sp.	0	0	4900	2280	0	0	0	0	0	0	0	0
	Microcystis aeruginosa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3220	1060	1040
	Oscillatoria sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	80
	Snowella sp.	2000	38000	238905	116960	0	0	3870	3920	1835	1020	2640	1020
	Pseudanabaena sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	40	0	0	0
	Limnoraphis robusta	0	0	0	0	0	220	0	0	0	220	240	340
	Planktolyngbya sp.	0	0	0	0	1280	0	0	0	80	0	0	0
	Phormidium	0	0	0	0	120	0	0	0	40	0	0	0
	Merismopedia sp	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	80	40
	Nodularia i nca	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Acutodesmus sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Ankyra sp.	0	4000	40	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Ankistrodesmus falcatus	0	0	0	0	0	260	0	0	0	120	680	0
	Botryococcus braunii	0	0	0	0	0	0	80	290	80	620	260	160
	Coelastrum microporum	916000	1688819	960	0	0	740	60	0	0	0	0	40
	Desmodesmus armatus	0	0	0	0	400	0	0	80	40	260	790	0
	Desmodesmus brasiliensis	0	0	0	0	140	0	0	100	80	300	450	130
	Desmodesmus communis	0	0	0	0	160	0	0	0	0	80	80	40
	Dictiosphaerium ehrenbergianum	0	0	0	0	0	0	80	0	0	0	0	0
	Eudorina elegans	0	8000	280	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Kirchneriella sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	40	60	0
	Nephrocytium agardhianum	0	0	160	0	0	0	0	120	220	0	120	0
	Monoraphidium sp.	6000	6000	80	0	0	0	140	0	80	880	0	80
	Oocystis solitaria	6000	12422	60	80	0	0	0	0	0	0	160	0
	Oocystis borgei	5260000	5028926	9200	3680	0	460	1080	720	120	460	1470	880
	Oocystis sp.	0	0	0	0	80	0	0	0	0	0	330	80
	Pandorina morum	0	0	0	0	0	0	40	0	0	0	0	0
	Pediastrum boryanum	232500	157350	420	120	160	0	60	0	0	100	0	0
	Scenedesmus sp.	8000	4000	0	0	360	0	0	0	0	0	0	0
	Sphaerocystis sp.	54000	167702	2160	3360	0	0	120	240	360	0	160	80
	Ulothrix subtilissima	0	0	0	0	0	0	200	120	1640	0	0	0
	Oedogonium sp.	0	0	0	120	0	180	0	80	0	80	0	0
	Schroederia sp.	1000	4000	120	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Coenocystis sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	245840	10840	18940
	Comasiella arcuata	0	0	0	0	0	0	0	0	0	620	40	0
SEPTIEMBRE	*Coenochloris sp.*	0	0	0	0	0	0	0	40	0	0	840	0
	Paradoxia multiseta	0	0	0	0	0	0	0	0	0	80	0	0
	Chlamydomonadales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	620	0	0
	Willea sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	140	660	740
	Mougeotia sp.	0	0	0	0	0	1220	400	0	0	0	0	0
	Staurastrum sp.	0	0	220	240	80	260	0	140	180	80	360	160
	Euastrum sp.	0	0	0	0	0	120	120	80	0	160	0	0
	Closterium aciculare	0	0	8840	0	0	0	0	0	0	0	0	240
	Closterium acerosum	21000	20000	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Closterium acutum	0	0	0	8640	0	0	0	0	0	0	0	0
	Closterium setaceum	0	0	0	0	0	0	40	0	0	0	0	0
	Closterium sp.	0	0	0	0	160	650	80	260	680	80	0	80
	Elakatothrix genevensis	15000	32000	1760	0	0	0	0	0	360	10260	680	780
	Spirogyra sp.	0	1000	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Klebsormidium sp.	0	0	0	8200	0	0	0	0	0	0	0	0
	Achnanthidium sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	120	0	0	80
	Aulacoseira granulata	73000	120000	1180	0	845630	28750	87650	4980	340	0	0	0
	Asterionella formosa	0	0	0	0	420	200	0	0	80	0	0	0
	Cocconeis placentula	0	0	420	200	0	0	3650	300	120	220	40	0
	Cyclotella sp.	0	0	0	0	240	0	40	40	0	680	40	80
	Cymbella cistula	0	0	0	0	0	0	40	0	0	0	80	0
	Diadesmis sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	140	0
	Diatoma sp.	0	0	0	0	460	60	0	0	0	0	0	0
	Epithemia sorex	0	0	60	0	240	0	0	120	40	80	80	0
	Fragilaria crotonensis	0	0	600	0	1680	0	860	820	680	260	1620	1080
	Fragilariaceae	0	0	0	0	3460	0	6450	450	680	140	0	0
	Navicula sp.	0	4000	60	0	0	0	140	200	0	80	200	40
	Nitzschia sp.	0	1000	0	0	40240	130	1680	2450	0	220	0	0
	Nitzschia aciculare	0	0	180	0	180	0	240	0	0	0	0	0
	Nitzschia sigmoidea	0	0	0	0	0	0	260	0	0	40	80	0
	Stephanodiscus astraea	0	0	0	0	0	0	0	120	100	460	160	160
	Ulnaria ulna	0	0	0	0	2410	0	0	0	120	120	0	0
	Rhoicosphenia curvata	0	0	0	0	0	0	660	260	0	0	0	0
	Pinnularia sp.	0	0	0	0	0	0	40	0	0	0	0	0
	Gomphonema sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Gomphonema truncatum	0	0	180	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Amphora sp.	0	0	0	0	0	0	40	0	0	0	0	0
	Thalassiosira sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Ceratium hirundinella	0	0	0	0	0	0	0	0	80	40	0	0
	Peridinum cinctum	0	0	0	0	0	0	0	40	0	80	40	40
	Durinskia sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	Phacus sp.	3000	2000	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

10.11. Matriz de presencia-ausencia de la comunidad fitoplanctónica registrada en el Lago Titicaca (2020).

GRUPO	ESTACIONES	E1	E2	E3	E4	E5	E7	E9	E16	E17	E18	E19	E20	E21
Bacillariophyta	*Aulacoseira granulata*	1	1	1	1									
Bacillariophyta	*Amphiprora paludosa*								1	1				
Bacillariophyta	*Amphora ovalis*			1										
Bacillariophyta	*Asterionella formosa*		1											
Bacillariophyta	*Cocconeis placentula*			1	1	1	1		1			1		
Bacillariophyta	*Cymbella cistula*					1			1			1		
Bacillariophyta	*Encyonema sp.*								1					
Bacillariophyta	*Diatoma vulgare*					1	1			1				
Bacillariophyta	*Diadesmis sp.*								1					
Bacillariophyta	*Epithemia sorex*				1	1	1		1					
Bacillariophyta	*Epithemia adnata*			1		1			1					
Bacillariophyta	*Fragilaria capucina*					1								
Bacillariophyta	*Fragilaria crotonensis*		1	1	1				1	1				1
Bacillariophyta	*Fragilariopsis sp.*													1
Bacillariophyta	*Gomphonema sp.*	1			1			1	1					
Bacillariophyta	*Gomphonema acuminatum*			1										
Bacillariophyta	*Navicula radiosa*								1					1
Bacillariophyta	*Craticula cuspidata*								1					
Bacillariophyta	*Navicula sp.1*				1	1		1	1			1		
Bacillariophyta	*Nitzschia sigmoidea*								1					
Bacillariophyta	*Nitzschia sp.*	1			1	1		1						
Bacillariophyta	*Nitzschia sp.2*								1					
Bacillariophyta	*Nitzschia aciculare*								1					
Bacillariophyta	*Pleurosigma sp.*								1					
Bacillariophyta	*Pinnularia sp.*		1	1				1				1		1
Bacillariophyta	*Stephanodiscus astraea*		1	1	1		1	1	1			1		1
Bacillariophyta	*Ulnaria sp.*								1					
Bacillariophyta	*Ulnaria ulna*		1	1	1	1		1						
Bacillariophyta	*Rhoicosphenia curvata*						1		1					
Bacillariophyta	*Brachysira sp.*					1								
Bacillariophyta	*Surirella sp.*								1					
Bacillariophyta	*Placoneis sp.*								1	1				
Bacillariophyta	*Cymatopleura sp.*	1								1				
Chlorophyta	*Carteria cordiformis*	1	1					1				1	1	1
Chlorophyta	*Ankistrodesmus falcatus*									1				
Chlorophyta	*Botryococcus braunii*		1	1			1							
Chlorophyta	*Coelastrum cruciatum*	1	1		1									
Chlorophyta	*Crucigenia rectangularis*											1	1	1
Chlorophyta	*Desmodesmus quadricaudatus*	1												1
Chlorophyta	*Dictiosphaerium cf. ehrenbergianum*				1									
Chlorophyta	*Elakatothrix cf. genevensis*											1		1
Chlorophyta	*Eudorina cf. elegans*		1	1	1									
Chlorophyta	*Gloeocystis sp.*				1		1	1		1				
Chlorophyta	*Nephrocytium agardhianum*		1	1	1									
Chlorophyta	*Oocystis cf. borgei*	1	1	1	1			1		1	1	1	1	1
Chlorophyta	*Pandorina morum*		1	1	1									
Chlorophyta	*Pediastrum boryanum*	1	1		1							1		
Chlorophyta	*Pseudoquadrigula lacustris*			1										
Chlorophyta	*Sphaerocystis sp.*		1	1	1									
Chlorophyta	*Ulothrix cf. subtilissima*		1	1	1	1	1	1	1	1	1			
Chlorophyta	*Characium sp.*		1											
Chlorophyta	*Oedogonium sp.*				1									
Chlorophyta	*Tetraspora sp.*				1					1	1			
Chlorophyta	*Radioccocaceae*	1			1		1	1				1		1
Charophyta	*Mougeotia sp.*		1		1	1								
Charophyta	*Staurastrum sp.*				1		1		1			1		
Charophyta	*Euastrum sp.*											1		
Charophyta	*Closterium aciculare*	1	1											
Charophyta	*Closterium setaceum*							1						
Charophyta	*Cosmarium sp.*	1												
Charophyta	*Zygnema sp.*				1									
Cyanophyta	*Anabaena cf. sphaerica*					1								
Cyanophyta	*Chroococcus sp.*							1						
Cyanophyta	*Coelomoron microcystoides*				1									
Cyanophyta	*Limnococcus sp.*					1						1	1	1
Cyanophyta	*Gomphosphaeria pusilla*		1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Cyanophyta	*Aphanocapsa sp.*			1				1		1	1			
Cyanophyta	*Aphanocapsa delicatissima*							1				1	1	1
Cyanophyta	*Microcystis aeruginosa*				1									
Cyanophyta	*Microcystis delicatissima*									1				
Cyanophyta	*Oscillatoria sp.*	1				1			1					
Cyanophyta	*Planktolyngbya sp.*	1	1		1	1							1	
Cyanophyta	*Snowella sp.*		1		1	1		1						
Cyanophyta	*Rivularia sp.*					1								
Miozoa	*Ceratium hirundinella*		1	1	1									
Miozoa	*Peridinum sp.*		1		1									

10.12. Matriz de presencia-ausencia de la comunidad fitoplanctónica registrada en el Lago Titicaca (2021).

Especie	E1	E2	E3	E4	E7	E9	E16	E17	E18	E19	E20	E21
Aulacoseira granulata	1	1	1	1	1	1	1	1	1			
Nitzschia sp.1	1	1	1				1	1	1	1		
Nitzschia sigmoidea							1					
Cocconeis sp.	1	1	1	1			1					
Cocconeis placentula							1	1	1		1	1
Rhoicosphenia curvata							1					
Cymbella cistula											1	1
Gomphonema sp.								1				
Ulnaria ulna							1	1	1			
Epithemia sp.		1	1									
Epithemia sorex							1			1	1	1
Navicula sp.1							1	1		1	1	1
Navicula sp.2							1				1	1
Pinnularia sp.							1					
Diadesmis sp.										1	1	1
Fragilaria sp.		1	1	1				1	1			
Fragilaria crotonensis					1	1	1	1	1	1	1	1
Stephanodiscus astraea			1	1			1		1	1	1	1
Cyclotella sp.							1			1	1	1
Pandorina morum					1	1	1					
Eudorina sp.		1	1			1		1				
Sphaerocystis sp.			1	1	1	1	1	1	1		1	
Dunaliella sp.							1	1		1		
Oocystis solitaria	1	1	1	1						1		
Oocystis borgei	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Nephrocytium agardhianum			1								1	1
Willea sp.										1	1	1
Oedogonium sp.						1	1	1	1			
Monoraphidium sp.	1									1		1
Ankyra sp.	1	1					1	1	1			
Coelastrum microporum	1	1	1	1								
Coenochloris sp.							1				1	1
Desmodesmus armatus										1	1	
Desmodesmus brasiliensis										1		
Desmodesmus communis											1	1
Scenedesmus sp.										1		
Pseudopediastrum boryanum	1	1	1	1	1	1		1		1		
Comasiella arcuata								1		1	1	1
Coenocystis sp.										1	1	1
Kirchneriella sp.										1		1
Ulothrix sp.					1	1	1	1	1			
Botryococcus braunii							1	1	1	1	1	1
Closterium acutum	1	1						1	1			
Closterium aciculare						1						
Closterium setaceum							1	1	1		1	1
Closterium sp.										1		
Staurastrum gracile			1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Staurastrum chaetoceras			1									
Staurastrum planctonicum			1									
Elakatothrix cf. genevensis									1			
Elakatothrix gelatinosa	1	1	1	1		1				1	1	1
Mougeotia sp.			1	1		1	1					
Zygnema sp.						1						
Microcystis aeruginosa										1	1	1
Gomphosphaeria sp.								1	1			
Cylindrospermum sp.	1											
Oscillatoria sp.							1	1				
Limnoraphis robusta								1				
Aphanocapsa sp.			1							1	1	1
Snowella sp.			1		1	1	1	1	1	1	1	1
Planktolyngbya sp.								1	1		1	1
Merismopedia sp.								1			1	1
Limnococcus prescotii										1	1	1
Limnococcus sp.										1	1	1
Pseudanabaena sp.										1	1	1
Lemmermannia sp.											1	1
Ceratium hirundinella	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Peridinium cf. cinctum			1				1	1	1	1	1	1
Durinskia sp.											1	

10.13-A. Abundancia del fitoplancton (cel·L⁻¹) a nivel de clase en los sitios de muestreo del lago Titicaca (abril de 2021).

Clase	E1-BA	E2-BA	E3-BA	E4-BA	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Cyanophyceae	320	2000	2400	880	660	1760	1840	2360	2500	525326	376452	484570
Chlorophyceae	489403	218000	3280	576519.55	900	340	1060	1200	640	463315	403206	80826
Ulvophyceae	0	0	0	0	340	360	280	1100	1760	0	0	0
Trebouxiophyceae	0	0	80	240	20	0	0	20	80	1620	1740	2480
Klebsormidiophyceae	400	3000	960	920	0	0	0	0	40	28045	8780	62068
Zygnematophyceae	126826	20000	128793	96389	1060	780	1100	800	840	690	520	480
Coscinodiscophyceae	198596.3	23000	0	8800	258075	11277	5205	2280	2380	0	0	0
Bacillariophyceae	2760	4000	40	8080	12464	2120	3360	2980	1900	3260	4310	3700
Mediophyceae	0	1000	0	160	20	20	80	0	20	980	1560	1500
Dinophyceae	0	0	0	80	260	280	100	120	60	360	510	170

10.13-B. Abundancia relativa del fitoplancton (%) a nivel de orden en los sitios de muestreo del lago Titicaca (abril de 2021).

Orden	E1-Bahia	E2-Bahia	E3-Bahia	E4-Bahia	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Bacillariophyta												
Aulacoseirales	99.7	98.4	44.1	69.5	95.4	84.1	60.2	43.3	65.6	0.0	0.0	0.0
Cocconeidales	0.1	0.1	0.0	0.0	0.0	0.0	14.3	3.4	2.4	0.0	0.7	0.0
Stephanodiscales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1	0.9	0.0	4.3	23.1	26.6	28.8
Naviculales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	6.2	3.8	0.5	14.6	19.1	4.4
Rhopalodiales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.9	0.0	1.1	4.2	3.7	0.0
Fragilariales	0.1	1.4	55.8	30.4	4.6	15.4	12.5	48.7	23.5	58.0	49.2	66.3
Licmophorales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.2	0.4	0.5	0.0	0.0	0.0
Cymbellales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	3.7	0.0	0.5	0.0	0.0	0.0
Chlorophyta												
Sphaeropleales	91.9	91.8	32.5	76.2	15.9	14.3	9.0	6.0	0.0	98.2	94.3	49.3
Chlamydomonadales	0.3	0.1	38.6	1.8	15.9	11.4	17.9	12.9	77.8	0.1	0.0	0.0
Chlorellales	7.9	8.0	17.5	22.0	38.1	22.9	50.7	25.9	9.7	1.3	4.9	48.7
Trebouxiales	0.0	0.0	0.0	0.0	1.6	0.0	0.0	0.9	0.0	0.0	0.0	0.2
Ulotrichales	0.0	0.0	6.2	0.1	27.0	51.4	20.9	47.4	5.0	0.0	0.0	0.0
Oedogoniales	0.0	0.0	3.1	0.0	1.6	0.0	1.5	5.2	6.9	0.0	0.0	0.0
Charophyta												
Desmidiales	100.0	99.0	9.4	43.9	20.8	51.3	58.2	100.0	100.0	2.4	5.6	0.8
Klebsormidiales	0.0	0.5	2.9	15.6	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	97.6	94.4	99.2
Zygnematales	0.0	0.5	87.6	40.5	79.2	48.7	41.8	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Cyanobacteria												
Synechococcales	12.4	21.3	29.4	30.8	100.0	100.0	100.0	95.8	100.0	99.0	99.5	98.4
Chroococcales	30.4	16.3	70.6	0.0	0.0	0.0	0.0	0.8	0.0	0.0	0.0	0.0
Nostocales	57.2	62.0	0.0	61.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Oscillatoriales	0.0	0.5	0.0	7.7	0.0	0.0	0.0	1.7	0.0	0.0	0.0	0.0
Dinoflagellata												
Gonyaulacales	100.0	100.0	100.0	98.7	100.0	100.0	40.0	33.3	0.0	22.2	5.9	70.6
Peridiniales	0.0	0.0	0.0	1.3	0.0	0.0	60.0	66.7	0.0	77.8	94.1	29.4

10.14-A. Abundancia del fitoplancton (cel·L^{-1}) a nivel de clase en los sitios de muestreo del lago Titicaca (setiembre de 2021).

Clase	E1-BA	E2-BA	E3-BA	E4-BA	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Cyanophyceae	2000	38000	244325.45	119240	1400	380	4510	3920	2485	1217070	1028650	354750
Chlorophyceae	6483500	7081219	13320	7360	1300	1640	1500	1260	680	249400	15900	20270
Ulvophyceae	0	0	0	0	0	0	200	120	1640	0	0	0
Trebouxiophyceae	0	0	160	0	0	0	160	410	300	840	1040	900
Klebsormidiophyceae	15000	32000	1760	8200	0	0	0	0	360	10260	680	780
Zygnematophyceae	21000	21000	9060	8880	240	2250	640	480	860	320	360	480
Coscinodiscophyceae	73000	120000	1180	0	845630	28750	87650	4980	340	0	0	0
Bacillariophyceae	73000	125000	2680	200	894720	29140	101710	9580	2180	1260	2240	1200
Mediophyceae	0	0	0	0	240	0	40	160	100	1140	200	240
Dinophyceae	0	0	0	0	0	0	0	40	80	120	40	40

10.14-B. Abundancia relativa del fitoplancton (%) a nivel de orden en los sitios de muestreo del lago Titicaca (setiembre de 2021).

Orden	E1-Bahia	E2-Bahia	E3-Bahia	E4-Bahia	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Bacillariophyta												
Achnanthales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	5.3	0.0	0.0	5.6
Aulacoseirales	100.0	96.0	44.0	0.0	94.5	98.7	86.1	51.1	14.9	0.0	0.0	0.0
Thalassiosirales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.4	0.0	28.3	1.6	5.6
Licmophorales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.3	0.0	0.0	0.0	5.3	5.0	0.0	0.0
Stephanodiscales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	1.2	4.4	19.2	6.6	11.1
Bacillariales	0.0	0.8	6.7	0.0	4.5	0.4	2.1	25.2	0.0	10.8	3.3	0.0
Naviculales	0.0	3.2	2.2	0.0	0.0	0.0	0.2	2.1	0.0	7.5	13.9	2.8
Cocconeidales	0.0	0.0	15.7	100.0	0.0	0.0	3.6	3.1	5.3	9.2	1.6	0.0
Rhopalodiales	0.0	0.0	2.2	0.0	0.0	0.0	0.0	1.2	1.8	3.3	3.3	0.0
Rhabdonematales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1	0.9	0.0	0.0	3.5	0.0	0.0	0.0
Fragilariales	0.0	0.0	22.4	0.0	0.6	0.0	7.2	13.0	59.6	16.7	66.4	75.0
Cymbellales	0.0	0.0	6.7	0.0	0.0	0.0	0.7	2.7	0.0	0.0	3.3	0.0
Chlorophyta												
Trebouxiales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	4.3	16.2	3.1	0.2	1.5	0.8
Chlorellales	81.2	71.2	69.9	51.1	6.2	28.0	62.4	46.9	13.0	0.2	16.2	8.0
Chlamydomonadales	0.8	2.5	18.1	45.7	0.0	0.0	8.6	13.4	13.7	0.2	0.9	0.4
Sphaeropleales	17.9	26.2	10.8	1.6	93.8	61.0	14.0	12.3	7.6	98.9	80.8	90.8
Ulotrichales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	10.8	6.7	62.6	0.0	0.0	0.0
Oedogoniales	0.0	0.0	0.0	1.6	0.0	11.0	0.0	4.5	0.0	0.0	0.0	0.0
Charophyta												
Zygnematales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	54.2	62.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Desmidiales	58.3	37.7	83.7	52.0	100.0	45.8	37.5	100.0	70.5	3.0	34.6	38.1
Klebsormidiales	41.7	60.4	16.3	48.0	0.0	0.0	0.0	0.0	29.5	97.0	65.4	61.9
Cyanobacteria												
Synechococcales	100.0	100.0	98.0	98.1	91.4	42.1	100.0	100.0	93.6	99.7	99.9	99.6
Chroococcales	0.0	0.0	2.0	1.9	0.0	0.0	0.0	0.0	3.2	0.3	0.1	0.3
Pseudanabaenales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	1.6	0.0	0.0	0.0
Oscillatoriales	0.0	0.0	0.0	0.0	8.6	57.9	0.0	0.0	1.6	0.0	0.0	0.1
Dinoflagellata												
Gonyaulacales	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	100.0	100.0	0.0
Euglenales	100.0	100.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0

10.15-A. Abundancia relativa (%) de las variantes de secuencia de amplicones (ASV) por clase taxonómica en los sitios de muestreo del lago Titicaca (abril de 2021).

Clases	E1-Bahia	E2-Bahia	E3-Bahia	E4-Bahia	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Bacillariophyceae	0	0	285	457	605	1958	848	1317	274	0	3	0
Mediophyceae	0	0	193	138	492	29	93	77	0	0	0	0
ND (Bacillariophyta)	6059	1740	5164	824	7976	58	144	79	26	0	0	8
Chlorodendrophyceae	0	0	0	0	31	0	10	0	0	68	151	67
Chlorophyceae	750	138	86	36	0	8	16	11	9	18	17	21
Trebouxiophyceae	0	10	39	84	177	1345	129	586	109	672	976	510
Chlorokybophyceae	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	18	0
Conjugatophyceae	0	37	0	0	0	0	26	64	51	0	0	0
Chrysophyceae	0	0	7	4	0	0	0	0	0	48	64	119
Phaeophyceae	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0	0
Xanthophyceae	0	0	0	41	0	0	74	0	0	10	0	9
Eustigmatophyceae	0	0	35	288	0	0	28	0	0	0	0	0
Coccolithophyceae	0	0	16	33	0	66	21	15	8	33	37	111
Cryptophyceae	0	0	146	11	17	0	45	49	0	29	0	126
Euglenophyceae	233	58	0	0	0	0	0	0	0	79	2708	380
Cyanophyceae	95	1363	808	1317	172	2861	1159	2101	2337	761	2541	929
Otros ND	280	1191	1793	583	154	1040	890	587	368	207	364	295

10.15.B Abundancia relativa (%) de las variantes de secuencia de amplicones (ASV) por orden taxonómico en los sitios de muestreo del lago Titicaca (abril de 2021).

Orden	E1-Bahia	E2-Bahia	E3-Bahia	E4-Bahia	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Bacillariophyta												
ND (Bacillariophyta)	100	100	92	58	86	3	12	5	9	0	0	100
ND (Bacillariophyceae)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
Eunotiales	0	0	1	14	7	96	72	85	91	0	0	0
Thalassiosirales	0	0	3	10	7	1	16	10	0	0	0	0
Licmophorales	0	0	4	18	0	0	0	0	0	0	0	0
Chlorophyta												
Sphaeropleales	100	93	42	0	0	0	0	2	6	0	1	0
Chlamydomonadales	0	0	27	11	0	0	0	0	0	0	0	4
Chlorodendrales	0	0	0	0	15	0	6	0	0	9	13	11
Chlorellales	0	0	17	8	0	0	0	0	0	0	0	0
Trebouxiales	0	0	10	0	85	99	83	98	92	89	85	85
ND (Chlorophyceae)	0	0	0	19	0	1	10	0	2	1	0	0
ND (Trebouxiophyceae)	0	7	4	62	0	0	0	0	0	0	0	0
Charophyta												
Desmidiales	0	100	0	0	0	0	100	63	100	0	0	0
Conjugatophyceae	0	0	0	0	0	0	0	38	0	0	0	0
Chlorokybales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	0
Cryptophyta												
Pyrenomonadales	0	0	100	100	100	0	100	100	0	100	0	94
Cryptomonadales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6
Euglenozoa												
Eutreptiales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100	100	100
Euglenales	100	100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ochrophyta												
Eustigmatales	0	0	14	78	0	0	27	0	0	0	0	0
Mischococcales	0	0	0	11	0	0	73	0	0	4	0	2
Chromulinales	0	0	3	1	0	0	0	0	0	20	16	30
Ochrophyta	0	100	84	9	0	0	0	0	0	76	84	68
Phaeophyceae	0	0	0	0	0	100	0	0	0	0	0	0
Cyanobacteria												
Synechococcales	100	43	96	97	13	95	35	26	16	89	97	95
Chroococcales	0	53	4	3	87	5	64	74	84	11	3	5
Nostocales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Pleurocapsales	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
ND (Cyanophyceae)	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

10.16-A. Abundancia relativa (%) de las variantes de secuencia de amplicones (ASV) por clase taxonómica en los sitios de muestreo del lago Titicaca (setiembre de 2021).

Clase	E1-Bahia	E2-Bahia	E3-Bahia	E4-Bahia	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Bacillariophyceae	0	33	99	1526	1157	582	58	106	1245	0	0	0
Mediophyceae	56	1138	0	0	0	0	0	27	57	0	0	5
ND (Bacillariophyta)	850	1192	0	0	0	0	0	0	0	14	0	0
Chlorodendrophyceae	0	0	0	68	164	13	6	4	7	6	0	56
Chlorophyceae	98	36	120	0	2	15	27	17	22	7	33	145
Trebouxiophyceae	113	528	1230	38	37	457	500	235	650	951	386	1339
Conjugatophyceae	171	23	913	0	0	8	8	0	9	0	0	0
Chrysophyceae	0	0	0	0	0	21	0	0	0	0	0	26
Eustigmatophyceae	216	776	28	2617	534	1316	3467	2072	1188	0	0	0
Xanthophyceae	0	0	0	0	0	0	27	35	0	15	0	0
Coccolithophyceae	0	0	17	74	285	0	406	483	870	0	0	9
Cryptophyceae	0	11	164	96	470	8	127	95	56	17	0	50
Euglenophyceae	299	0	0	0	0	0	0	0	0	7	33	157
Cyanophyceae	583	1316	3780	1619	443	1366	1136	275	789	2587	1209	3127
Otros ND	3822	40	171	21	80	551	181	42	733	9	4	126

10.16.B. Abundancia relativa (%) de las variantes de secuencia de amplicones (ASV) por orden taxonómico en los sitios de muestreo del lago Titicaca (setiembre de 2021)

Orden	E1-Bahia	E2-Bahia	E3-Bahia	E4-Bahia	E1-Moho	E2-Moho	E1-Juli	E2-Juli	E3-Juli	E1-Yung	E2-Yung	E3-Yung
Bacillariophyta												
Eunotiales	0	0	75	100	100	97	100	80	96	0	0	0
ND (Bacillariophyta)	94	50	0	0	0	0	0	0	0	100	0	0
Thalassiosirales	6	48	0	0	0	0	0	20	4	0	0	0
Licmophorales	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Stephanodiscales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	100
Bacillariales	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0
Naviculales	0	0	25	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Chlorophyta												
Trebouxiales	45	78	91	36	18	94	94	92	96	99	92	87
Chlorodendrales	0	0	0	64	81	3	1	2	1	1	0	4
Chlamydomonadales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Sphaeropleales	46	2	9	0	1	3	5	7	3	1	7	9
Trebouxiophyceae	8	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
ND (Chlorophyceae)	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Charophyta												
Zygnematales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Desmidiales	100	100	100	0	0	100	100	0	100	0	0	0
Cryptophyta												
Pyrenomonadales	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	0	88
Cryptophyceae	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12
Euglenozoa												
Euglenales	100	0	0	0	0	0	0	0	0	57	6	6
Eutreptiales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	43	94	94
Haptophyta												
Prymnesiales	0	0	100	100	100	0	100	100	100	0	0	100
Ochrophyta												
Eustigmatales	100	100	100	100	100	97	99	98	100	0	0	0
Mischococcales	0	0	0	0	0	0	1	2	0	100	0	0
Chromulinales	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	24
Ochrophyta	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	100	76
Cyanobacteria												
Synechococcales	69	23	8	100	100	88	100	11	92	100	100	100
Chroococcales	23	77	87	0	0	12	0	89	8	0	0	0
Nostocales	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Oscillatoriales	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Pleurocapsales	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
ND (Cyanophyceae)	2	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cyanobacteria	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

10.17**.** Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2016).

Sitios	**H'**	**Tipo de Diversidad**	**DMg**	**Tipo de Diversidad**
E-1	2.7	Mediana diversidad	2.8	Mediana biodiversidad
E-2	3.0	Mediana diversidad	2.7	Mediana biodiversidad
E-3	3.2	Alta diversidad	3.8	Mediana biodiversidad

E-4	3.2	Alta diversidad	3.7	Mediana biodiversidad
E-5	2.9	Mediana diversidad	2.1	Mediana biodiversidad
E-7	3.4	Alta diversidad	3.4	Mediana biodiversidad
E-8	3.5	Alta diversidad	4.2	Mediana biodiversidad
E-9	2.6	Mediana diversidad	1.6	Baja biodiversidad
E-10	2.7	Mediana diversidad	2.3	Mediana biodiversidad
E-11	3.2	Alta diversidad	3.7	Mediana biodiversidad
E-12	3.3	Alta diversidad	3.7	Mediana biodiversidad
E-13	3.5	Alta diversidad	4.4	Mediana biodiversidad
E-14	3.7	Alta diversidad	4.6	Mediana biodiversidad
E-15	3.7	Alta diversidad	4.2	Mediana biodiversidad

10.18. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2017).

Sitios	H’	Tipo de Diversidad	DMg	Tipo de Diversidad
E-1	2.2	Mediana diversidad	2.1	Mediana biodiversidad
E-2	2.1	Mediana diversidad	1.7	Baja biodiversidad
E-4	1.2	Poca diversidad	1.9	Baja biodiversidad
E-5	1.5	Poca diversidad	1.7	Baja biodiversidad
E-7	1.4	Poca diversidad	1.9	Baja biodiversidad
E-9	0.7	Poca diversidad	1.7	Baja biodiversidad
E-10	1.3	Poca diversidad	1.0	Baja biodiversidad
E-12	1.1	Poca diversidad	1.7	Baja biodiversidad
E-14	1.8	Mediana diversidad	0.8	Baja biodiversidad
E-15	1.5	Poca diversidad	1.3	Baja biodiversidad

10.20. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2020).

Sitios	H’	Tipo de Diversidad	DMg	Tipo de Diversidad
E-1	1.0	Poca diversidad	0.7	Baja biodiversidad
E-2	0.6	Poca diversidad	1.5	Baja biodiversidad
E-3	1.4	Poca diversidad	1.9	Baja biodiversidad
E-4	1.2	Poca diversidad	2.1	Mediana biodiversidad

E-5	2.5	Mediana diversidad	2.9	Mediana biodiversidad
E-7	1.8	Mediana diversidad	1.5	Baja biodiversidad
E-9	2.2	Mediana diversidad	2.2	Mediana biodiversidad
E-16	2.5	Mediana diversidad	2.9	Mediana biodiversidad
E-17	2.0	Mediana diversidad	2.7	Mediana biodiversidad
E-18	2.0	Mediana diversidad	1.8	Baja biodiversidad
E-19	1.6	Mediana diversidad	3.0	Mediana biodiversidad
E-20	2.3	Mediana diversidad	2.4	Mediana biodiversidad
E-21	1.4	Poca diversidad	1.9	Baja biodiversidad

10.21. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época seca (2016).

Sitios	H’	Tipo de Diversidad	DMg	Tipo de Diversidad
E-1	2.2	Mediana diversidad	1.4	Baja biodiversidad
E-2	2.3	Mediana diversidad	2.0	Mediana biodiversidad
E-3	3.4	Alta diversidad	2.6	Mediana biodiversidad
E-4	3.4	Alta diversidad	2.5	Mediana biodiversidad
E-5	3.1	Alta diversidad	2.1	Mediana biodiversidad
E-7	2.4	Mediana diversidad	1.6	Baja biodiversidad
E-8	3.0	Alta diversidad	2.5	Mediana biodiversidad
E-9	3.2	Alta diversidad	2.6	Mediana biodiversidad
E-10	2.8	Mediana diversidad	2.3	Mediana biodiversidad
E-11	2.9	Mediana diversidad	2.0	Mediana biodiversidad
E-12	1.9	Mediana diversidad	1.9	Baja biodiversidad
E-13	3.2	Alta diversidad	2.6	Mediana biodiversidad
E-14	3.2	Alta diversidad	2.8	Mediana biodiversidad
E-15	3.4	Alta diversidad	3.2	Mediana biodiversidad

10.22. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época seca (2017).

Sitios	H’	Tipo de Diversidad	DMg	Tipo de Diversidad
E-1	2.1	Mediana diversidad	2.5	Mediana biodiversidad
E-2	1.9	Mediana diversidad	1.9	Baja biodiversidad

E-4	2.4	Mediana diversidad	2.1	Mediana biodiversidad
E-5	1.8	Mediana diversidad	1.6	Baja biodiversidad
E-7	1.9	Mediana diversidad	2.0	Mediana biodiversidad
E-9	2.1	Mediana diversidad	1.8	Baja biodiversidad
E-10	1.2	Poca diversidad	0.9	Baja biodiversidad
E-12	1.6	Mediana diversidad	1.8	Baja biodiversidad
E-14	1.7	Mediana diversidad	1.0	Baja biodiversidad
E-15	1.6	Mediana diversidad	1.2	Baja biodiversidad

10.23. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época seca (2018).

Sitios	H’	Tipo de Diversidad	DMg	Tipo de Diversidad
E-1	2.9	Mediana diversidad	4.3	Mediana biodiversidad
E-2	2.5	Mediana diversidad	4.2	Mediana biodiversidad
E-4	1.6	Mediana diversidad	3.9	Mediana biodiversidad
E-5	2.5	Mediana diversidad	3.0	Mediana biodiversidad
E-7	2.3	Mediana diversidad	3.0	Mediana biodiversidad
E-9	0.9	Poca diversidad	3.2	Mediana biodiversidad
E-10	2.5	Mediana diversidad	2.3	Mediana biodiversidad
E-12	1.3	Poca diversidad	2.3	Mediana biodiversidad
E-14	2.8	Mediana diversidad	2.2	Mediana biodiversidad
E-15	2.2	Mediana diversidad	2.4	Mediana biodiversidad

10.24. Clasificación de la diversidad según los índices de Shannon–Wiener (H') y Margalef (DMg) en los sitios de muestreo del lago Titicaca durante la época húmeda (2021).

Sitios	H’	Tipo de Diversidad	DMg	Tipo de Diversidad
E-1	1.4	Poca diversidad	1.0	Baja biodiversidad
E-2	1.6	Mediana diversidad	0.9	Baja biodiversidad
E-3	0.3	Poca diversidad	1.2	Baja biodiversidad
E-4	1.5	Poca diversidad	1.7	Baja biodiversidad
E-7	0.3	Poca diversidad	1.3	Baja biodiversidad
E-9	1.3	Poca diversidad	1.5	Baja biodiversidad

E-16	2.1	Mediana diversidad	2.6	Mediana biodiversidad
E-17	2.3	Mediana diversidad	2.7	Mediana biodiversidad
E-18	2.1	Mediana diversidad	2.2	Mediana biodiversidad
E-19	1.1	Poca diversidad	2.2	Mediana biodiversidad
E-20	1.2	Poca diversidad	2.3	Mediana biodiversidad
E-21	1.3	Poca diversidad	2.2	Mediana biodiversidad

10.25. Valores de referencia del Índice Diatómico General (IDG). (*Ulnaria: nombre actual)

TAXONES	SENSIBILIDAD (S)	VARIABILIDAD (V)
Achnantes	5	1
Amphipleura	5	3
Amphora	3	2
Anomoeneis	5	2
Asterionella	4	1
Caloneis	4	2
Campylodiscus	5	2
Cocconeis	4	1
Cyclotella	3	1
Cymatopleura	4	2
Cymbella	5	1
Denticula	5	3
Diatoma	4	1
Diploneis	5	1
Epithemia	5	2
Eunotia	5	1
Fragilaria	4	1
Frustulia	5	2
Gomphonema	3	2
Gyrosigma	4	3
Melosira	3	1
Meridion	5	1
Navicula (otras)	3	1
Nitzschia (otras)	1	1
Pinnularia	4	3
Rhoicosphenia	4	1
Rhopalodia	4	1
Stauroneis	5	2
Stephanodiscus	2	1
Surirella	3	3
*Synedra**	3	1
Tabellaria	5	1
Tetracyclus	5	3
Thalassiosira	2	3

10.26. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2016.

TAXONES	E1 = 3.96				E2 = 3.48				E3 = 3.91				E4 = 3.98			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphipleura	1166	13	200	40	24971	7	112	22	36921	16	242	48	2429	1	20	4
Amphora	0	0	0	0	8745	3	16	5	19918	9	52	17	11174	6	37	12
Asterionella	0	0	0	0	3886	1	5	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Campylodiscus	0	0	0	0	0	0	0	0	11660	5	51	10	20890	11	115	23
Cocconeis	5247	60	240	60	43917	13	53	13	972	0	2	0	1458	1	3	1
Cyclotella	195	2	7	2	155458	47	140	47	36436	16	48	16	25748	14	43	14
Cymbella	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	44209	24	122	24
Cymatopleura	0	0	0	0	0	0	0	0	20890	9	73	18	0	0	0	0
Diploneis	0	0	0	0	0	0	0	0	10202	4	22	4	10688	6	29	6
Epithemia	0	0	0	0	10299	3	31	6	15546	7	68	14	0	0	0	0
Fragilaria	389	4	18	4	11174	3	13	3	15546	7	27	7	11174	6	25	6
Frustulia	0	0	0	0	0	0	0	0	486	0	2	0	972	1	5	1
Gyrosigma	0	0	0	0	389	0	1	0	972	0	5	1	1943	1	13	3
Navicula	389	4	13	4	43722	13	39	13	21861	10	29	10	40808	22	67	22
Nitzschia	583	7	7	7	25748	8	8	8	37893	17	17	17	972	1	1	1
Stephanodiscus	778	9	18	9	0	0	0	0	0	0	0	0	9230	5	10	5
Surirella	0	0	0	0	4858	1	13	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	8745	100	502	127	333164	100	431	124	229299	100	636	163	181691	100	490	123

10.27. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2016

TAXONES	E5 = 3.58				E7 = 3.66				E8 = 3.84				E9 = 3.76			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphipleura	12145	7	107	21	0	0	0	0	49358	13	193	39	62377	23	343	69
Amphora	11660	7	41	14	2624	12	70	23	109598	28	171	57	105128	39	231	77
Asterionella	0	0	0	0	0	0	0	0	6219	2	6	2	0	0	0	0
Campylodiscus	8259	5	48	10	0	0	0	0	8745	2	23	5	0	0	0	0
Cocconeis	0	0	0	0	583	3	10	3	50135	13	52	13	0	0	0	0
Cyclotella	35950	21	63	21	0	0	0	0	195	0	0	0	49358	18	54	18
Cymbella	0	0	0	0	1361	6	30	6	6802	2	9	2	0	0	0	0
Cymatopleura	2429	1	11	3	0	0	0	0	24679	6	51	13	0	0	0	0
Diploneis	1943	1	6	1	0	0	0	0	15740	4	20	4	10105	4	19	4
Epithemia	0	0	0	0	1555	7	69	14	11077	3	29	6	0	0	0	0
Fragilaria	0	0	0	0	1555	7	28	7	4664	1	5	1	15935	6	23	6
Frustulia	486	0	3	1	0	0	0	0	21764	6	57	11	0	0	0	0
Gomphonema	53924	32	190	63	1166	5	31	10	0	0	0	0	10494	4	23	8
Gyrosigma	0	0	0	0	0	0	0	0	1555	0	5	1	0	0	0	0
Navicula	19918	12	35	12	0	0	0	0	7190	2	6	2	8745	3	10	3
Nitzschia	0	0	0	0	1166	5	5	5	17295	4	4	4	10494	4	4	4
Pinnularia	21861	13	154	38	7773	35	416	104	10105	3	32	8	0	0	0	0
Rhopalodia	1943	1	5	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Stephanodiscus	0	0	0	0	3303	15	29	15	28566	7	15	7	0	0	0	0
Surirella	0	0	0	0	0	0	0	0	10882	3	25	8	0	0	0	0
Ulnaria	0	0	0	0	1360	6	18	6	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	170517	100	663	185	22444	100	707	193	384564	100	703	183	272633	100	707	188

10.28. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada húmeda de 2016

TAXONES	E10 = 3.38				E11 = 4.18				E12 = 3.72				E13 = 3.53				E14 = 4.02				E15 = 4.17			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphipleura	778	1	10	2	5441	3	44	9	0	0	0	0	2332	2	28	6	4858	3	46	9	6802	5	72	14
Amphora	63155	53	320	107	0	0	0	0	0	0	0	0	50135	41	244	81	4664	3	17	6	486	0	2	1
Asterionella	0	0	0	0	8745	5	19	5	9036	8	33	8	486	0	2	0	4858	3	12	3	1943	1	5	1
Campylodiscus	9133	8	77	15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4664	3	29	6	195	0	1	0
Cocconeis	0	0	0	0	1166	1	3	1	0	0	0	0	5538	4	18	4	0	0	0	0	11417	8	32	8
Cyclotella	12631	11	32	11	67041	36	108	36	8744	8	24	8	1652	1	4	1	19627	12	37	12	20890	15	44	15
Cymbella	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	11271	7	35	7	12631	9	45	9
Cymatopleura	0	0	0	0	6219	3	27	7	1943	2	14	3	17003	14	110	28	9911	6	50	12	6073	4	34	9
Diploneis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8259	7	34	7	10105	6	32	6	13117	9	46	9
Epithemia	12048	10	102	20	27205	15	146	29	680	1	6	1	9231	7	75	15	2721	2	17	3	7773	5	55	11
Fragilaria	0	0	0	0	389	0	1	0	38864	35	140	35	3498	3	11	3	9911	6	25	6	23610	17	67	17
Frustulia	0	0	0	0	44306	24	238	48	14574	13	131	26	0	0	0	0	22347	14	140	28	12631	9	89	18
Gomphonema	0	0	0	0	10494	6	34	11	11659	10	63	21	5441	4	27	9	16518	10	62	21	11562	8	49	16
Gyrosigma	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5441	4	53	13	0	0	0	0	0	0	0	0
Navicula	10105	9	26	9	0	0	0	0	14477	13	39	13	4761	4	12	4	16518	10	31	10	1215	1	3	1
Nitzschia	0	0	0	0	6219	3	3	3	4372	4	4	4	583	0	0	0	3887	2	2	2	972	1	1	1
Pinnularia	0	0	0	0	4081	2	26	7	1166	1	13	3	0	0	0	0	9522	6	71	18	9231	7	78	20
Rhopalodia	0	0	0	0	4081	2	9	2	0	0	0	0	0	0	0	0	8745	5	22	5	0	0	0	0
Stephanodiscus	11271	10	19	10	0	0	0	0	5635	5	10	5	8745	7	14	7	0	0	0	0	1215	1	2	1
Surirella	0	0	0	0	389	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	119119	100	586	173	185773	100	660	158	111150	100	476	128	123103	100	633	179	160122	100	627	156	141758	100	625	150

10.29. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2016.

TAXONES	E1 = 4.6				E2 = 3.90				E3 = 3.95				E4 = 3.25			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphora	0	0	0	0	0	0	0	0	72871	8	46	15	252618	32	192	64
Asterionella	2429	19	74	19	13603	10	41	10	0	0	0	0	0	0	0	0
Campylodiscus	0	0	0	0	0	0	0	0	46152	5	49	10	0	0	0	0
Cocconeis	4372	33	133	33	1943	1	6	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Cyclotella	0	0	0	0	2915	2	7	2	204038	22	65	22	136026	17	52	17
Cymbella	2429	19	93	19	0	0	0	0	36436	4	19	4	0	0	0	0
Cymatopleura	0	0	0	0	1943	1	12	3	0	0	0	0	0	0	0	0
Diploneis	0	0	0	0	21376	16	81	16	0	0	0	0	0	0	0	0
Epithemia	3887	30	296	59	0	0	0	0	114164	12	121	24	12145	2	15	3
Fragilaria	0	0	0	0	58296	44	177	44	223470	24	95	24	155458	20	79	20
Frustulia	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	24290	3	31	6
Gomphonema	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4858	1	4	1
Gyrosigma	0	0	0	0	0	0	0	0	150600	16	192	48	0	0	0	0
Navicula	0	0	0	0	16032	12	37	12	41293	4	13	4	9716	1	4	1
Nitzschia	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	51010	6	6	6
Pinnularia	0	0	0	0	0	0	0	0	21861	2	28	7	29148	4	44	11
Stephanodiscus	0	0	0	0	0	0	0	0	9716	1	2	1	4858	1	1	1
Ulnaria	0	0	0	0	15546	12	35	12	21861	2	7	2	109306	14	42	14
Total	13117	100	596	130	131653	100	396	101	942460	100	637	161	789432	100	470	145

10.30 Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada seca de 2016

TAXONES	E5 = 4.10				E7 = 3.87				E8 = 4.41				E9 = 4.23			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Asterionella	131167	31	126	31	9959	17	67	17	972	1	2	1	195	0	0	0
Cocconeis	1458	0	1	0	1457	2	10	2	51495	29	115	29	0	0	0	0
Cyclotella	45180	11	32	11	972	2	5	2	6219	3	10	3	56548	26	79	26
Cymbella	0	0	0	0	0	0	0	0	9133	5	26	5	14380	7	33	7
Cymatopleura	0	0	0	0	14088	24	191	48	0	0	0	0	0	0	0	0
Diploneis	150600	36	180	36	486	1	4	1	0	0	0	0	55382	26	128	26
Epithemia	0	0	0	0	0	0	0	0	72871	41	408	82	1361	1	6	1
Fragilaria	29148	7	28	7	29148	49	198	49	6219	3	14	3	6219	3	12	3
Frustulia	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	44694	21	207	41
Gyrosigma	0	0	0	0	0	0	0	0	23319	13	157	39	8745	4	49	12
Navicula	58297	14	42	14	0	0	0	0	0	0	0	0	21570	10	30	10
Nitzschia	1458	0	0	0	2915	5	5	5	7967	4	4	4	6219	3	3	3
Surirella	0	0	0	0	0	0	0	0	389	0	2	1	195	0	1	0
Total	417306	100	410	100	59025	100	480	124	178581	100	739	167	215504	100	549	130

10.31. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada seca de 2016

TAXONES	E10 = 4.78				E11 = 4.15				E12 = 3.61				E13 = 4.03				E14 = 3.51				E15 = 3.87			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphipleura	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	15546	8	123	25	0	0	0	0	0	0	0	0
Asterionella	0	0	0	0	1166	0	2	0	13603	14	55	14	0	0	0	0	0	0	0	0	972	0	1	0
Campylodiscus	71899	64	636	127	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4858	1	14	3	63155	18	180	36
Cocconeis	0	0	0	0	43723	17	68	17	3886	4	16	4	60240	32	127	32	52467	15	60	15	3887	1	4	1
Cyclotella	0	0	0	0	0	0	0	0	5830	6	18	6	1943	1	3	1	972	0	1	0	6802	2	6	2
Cymbella	0	0	0	0	0	0	0	0	486	0	2	0	0	0	0	0	972	0	1	0	4858	1	7	1
Diploneis	972	1	4	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	972	0	1	0	1943	1	3	1
Epithemia	0	0	0	0	63155	25	246	49	2915	3	29	6	0	0	0	0	4858	1	14	3	0	0	0	0
Fragilaria	39836	35	141	35	0	0	0	0	2915	3	12	3	56354	30	119	30	63155	18	73	18	1943	1	2	1
Gomphonema	0	0	0	0	195	0	0	0	0	0	0	0	1943	1	6	2	1943	1	3	1	0	0	0	0
Gyrosigma	195	0	2	1	42751	17	200	50	0	0	0	0	2915	2	18	5	62183	18	215	54	24290	7	83	21
Navicula	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2915	2	5	2	81615	23	70	23	95218	27	81	27
Nitzschia	0	0	0	0	0	0	0	0	20404	21	21	21	0	0	0	0	57325	16	16	16	27205	8	8	8
Pinnularia	195	0	2	1	55382	22	259	65	27691	28	335	84	37893	20	240	60	4858	1	17	4	49552	14	169	42
Rhopalodia	0	0	0	0	0	0	0	0	21376	22	86	22	0	0	0	0	9716	3	11	3	63155	18	72	18
Stephanodiscus	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1943	1	1	1	0	0	0	0
Surirella	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	9716	5	46	15	0	0	0	0	8745	2	22	7
Ulnaria	0	0	0	0	50524	20	59	20	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	113096	100	785	164	256894	100	834	201	99105	100	574	159	189464	100	688	171	347835	100	498	142	351722	100	638	165

10.32. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2017.

TAXONES	E1 = 2.88				E2 = 3.88				E4 = 3.18			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	3515	24	94	24	656	0	1	0	621	3	12	3
Cyclotella	1926	13	39	13	4140	2	6	2	2784	13	40	13
Epithemia	385	3	26	5	770	0	4	1	3082	15	147	29
Fragilaria	0	0	0	0	15794	7	30	7	4851	23	93	23
Navicula	5654	38	114	38	0	0	0	0	2874	14	41	14
Nitzschia	3464	23	23	23	0	0	0	0	6753	32	32	32
Total	14944	100	295	103	21360	10	40	10	20964	100	365	115

10.33. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2017.

TAXONES	E5 = 3.39				E7 = 3.39				E9 = 3.38			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	127	1	6	1	0	0	0	0	385	14	55	14
Cyclotella	4816	55	165	55	4238	69	206	69	1734	62	187	62
Epithemia	0	0	0	0	193	3	31	6	0	0	0	0
Fragilaria	3324	38	152	38	1734	28	112	28	659	24	95	24
Navicula	482	6	17	6	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	8748	100	339	100	6164	100	350	103	2777	100	338	100

10.34. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada húmeda de 2017.

TAXONES	E10 = 3.20				E12 = 3.32				E14 = 3.58				E15 = 3.00			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	0	0	0	0	385	2	8	2	0	0	0	0	0	0	0	0
Cyclotella	5779	80	240	80	10594	53	159	53	3163	42	127	42	96	100	300	100
Epithemia	0	0	0	0	427	2	21	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Fragilaria	1445	20	80	20	4370	22	87	22	4281	58	230	58	0	0	0	0
Navicula	0	0	0	0	4273	21	64	21	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	7224	100	320	100	20048	100	339	102	7444	100	358	100	96	100	300	100

10.35. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2017.

TAXONES	E1 = 3.86				E2 = 4.00				E4 = 3.83			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Asterionella	0	0	0	0	0	0	0	0	1349	22	88	22
Cocconeis	1156	11	45	11	0	0	0	0	1734	28	113	28
Cyclotella	1156	11	34	11	771	10	31	10	771	13	38	13
Epithemia	578	6	57	11	385	5	51	10	385	6	62	12
Fragilaria	6742	66	264	66	6357	85	338	85	1541	25	100	25
Nitzschia	385	4	4	4	0	0	0	0	193	3	3	3
Stephanodiscus	193	2	4	2	0	0	0	0	0	0	0	0
Surirella	0	0	0	0	0	0	0	0	193	3	28	9
Total	10208	100	408	106	7512	100	420	105	6163	100	431	112

10.36. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para las estaciones E5–E9 durante la temporada seca de 2017.

TAXONES	E5 = 3.23				E7 = 3.21				E9 = 3.31			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Asterionella	193	3	11	3	578	11	43	11	193	8	31	8
Cocconeis	385	6	23	6	0	0	0	0	385	15	62	15
Cyclotella	4816	71	214	71	4238	79	236	79	1734	69	208	69
Fragilaria	1156	17	69	17	578	11	43	11	193	8	31	8
Stephanodiscus	193	3	6	3	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	6742	100	323	100	5394	100	321	100	2504	100	331	100

10.37. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada seca de 2017.

TAXONES	E10 = 2.67				E12 = 3.11				E14 = 3.05				E15 = 2.67			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	193	33	133	33	385	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cyclotella	193	33	100	33	10594	9	26	9	1926	95	286	95	193	33	100	33
Epithemia	0	0	0	0	193	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Fragilaria	0	0	0	0	578	0	2	0	97	5	19	5	193	33	133	33
Navicula	0	0	0	0	193	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Nitzschia	193	33	33	33	193	0	0	0	0	0	0	0	193	33	33	33
Total	579	100	267	100	12134	10	32	10	2023	100	305	100	579	100	267	100

10.38. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2018.

TAXONES	E1 = 3.02				E2 = 3.83				E4 = 3.17			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Asterionella	2336	151	605	151	23546	77	308	77	8878	34	134	34
Cocconeis	9573	620	2480	620	3491	11	46	11	6408	24	97	24
Cyclotella	792	51	154	51	386	1	4	1	150	1	2	1
Epithemia	40	3	26	5	420	1	14	3	184	1	7	1
Fragilaria	12661	820	3280	820	772	3	10	3	1238	5	19	5
Navicula	4169	270	810	270	17	0	0	0	1776	7	20	7
Nitzschia	11966	775	775	775	1930	6	6	6	6871	26	26	26
Rhoicosphenia	20	1	5	1	17	0	0	0	927	4	14	4
Ulnaria	1544	100	300	100	0	0	0	0	17	0	0	0
Total	43101	2692	8135	2694	30577	100	388	101	26447	100	319	101

10.39. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2018.

TAXONES	E5 = 4.92				E7 = 3.73				E9 = 2.83			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphora	0	0	0	0	0	0	0	0	386	1	6	2
Asterionella	17	0	1	0	51339	88	353	88	14668	38	150	38
Cocconeis	772	7	29	7	792	1	5	1	3011	8	31	8
Cyclotella	17	0	0	0	84	0	0	0	2085	5	16	5
Cymbella	17	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Diploneis	9438	90	451	90	0	0	0	0	0	0	0	0
Epithemia	193	2	18	4	386	1	7	1	849	2	22	4
Fragilaria	0	0	0	0	134	0	1	0	927	2	9	2
Navicula	17	0	0	0	17	0	0	0	1584	4	12	4
Nitzschia	0	0	0	0	5404	9	9	9	14823	38	38	38
Rhoicosphenia	0	0	0	0	0	0	0	0	772	2	8	2
Total	10469	100	501	102	58154	100	376	101	39104	100	292	103

10.40. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada húmeda de 2018.

TAXONES	E10 = 3.86				E12 = 4.36				E13 = 3.96				E14 = 1.70				E15 = 4.50			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphora	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	0	2	1
Asterionella	51339	87	347	87	0	0	0	0	926	52	207	52	0	0	0	0	0	0	0	0
Caloneis	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	463	6	0	0
Cocconeis	17	0	0	0	0	0	0	0	260	15	58	15	0	0	0	0	772	10	41	10
Cyclotella	4649	8	24	8	50	1	4	1	120	7	20	7	0	0	0	0	463	6	18	6
Cymatopleura	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	463	6	49	12
Diploneis	0	0	0	0	20	0	2	0	0	0	0	0	289	11	55	11	0	0	0	0
Epithemia	0	0	0	0	0	0	0	0	20	1	11	2	97	4	36	7	2779	37	367	73
Fragilaria	1776	3	12	3	0	0	0	0	463	26	104	26	0	0	0	0	386	5	20	5
Frustulia	0	0	0	0	2779	66	663	133	0	0	0	0	0	0	0	0	463	6	61	12
Navicula	17	0	0	0	17	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Nitzschia	927	2	2	2	927	22	22	22	0	0	0	0	2261	85	85	85	17	0	0	0
Pinnularia	0	0	0	0	260	6	74	19	0	0	0	0	0	0	0	0	480	6	76	19
Rhoicosphenia	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	772	10	41	10
Rhopalodia	0	0	0	0	120	3	11	3	0	0	0	0	0	0	0	0	463	6	24	6
Stephanodiscus	463	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Melosira	0	0	0	0	20	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	40	1	0	0

10.41. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2018.

TAXONES	E1 = 4.31				E2 = 3.59				E4 = 3.31			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphipleura	3271	3	46	9	1245	1	11	2	1734	3	46	9
Amphora	4846	5	28	9	2262	1	8	3	2712	5	29	10
Cocconeis	6948	7	26	7	1544	1	4	1	1544	3	11	3
Cyclotella	2504	2	7	2	3271	2	6	2	3766	7	20	7
Cymbella	0	0	0	0	0	0	0	0	50	0	0	0
Diatoma	2739	3	10	3	42716	26	103	26	2312	4	16	4
Diploneis	14061	13	67	13	34274	21	103	21	0	0	0	0
Epithemia	27393	26	259	52	385	0	2	0	193	0	3	1
Fragilaria	23774	22	90	22	4632	3	11	3	5789	10	41	10
Gomphonema	771	1	4	1	42738	26	154	51	1926	3	21	7
Navicula	13208	12	37	12	31274	19	56	19	34095	61	182	61
Nitzschia	1390	1	1	1	1158	1	1	1	772	1	1	1
Pinnularia	0	0	0	0	386	0	3	1	0	0	0	0
Rhoicosphenia	1853	2	7	2	772	0	2	0	772	1	6	1
Surirella	2937	3	8	3	0	0	0	0	428	1	7	2
Total	105693	100	592	137	166656	100	463	129	56091	100	385	116

10.42. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada seca de 2018.

TAXONES	E5 = 3.26				E7 = 3.33				E9 = 3.19			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphipleura	0	0	0	0	193	2	25	5	193	1	8	2
Amphora	385	1	8	3	0	0	0	0	385	1	7	2
Cocconeis	2702	9	37	9	771	7	27	7	3706	11	43	11
Cyclotella	11580	40	120	40	385	3	10	3	13740	40	121	40
Cymatopleura	193	1	5	1	193	2	13	3	193	1	5	1
Diatoma	0	0	0	0	0	0	0	0	385	1	5	1
Epithemia	0	0	0	0	386	3	33	7	20	0	1	0
Fragilaria	5790	20	80	20	965	8	33	8	3706	11	43	11
Gomphonema	0	0	0	0	963	8	50	17	0	0	0	0
Navicula	2312	8	24	8	2697	23	70	23	6902	20	61	20
Nitzschia	772	3	3	3	386	3	3	3	1853	5	5	5
Rhoicosphenia	386	1	5	1	386	3	13	3	927	3	11	3
Surirella	127	0	4	1	0	0	0	0	385	1	10	3
Ulnaria	4816	17	50	17	4238	37	110	37	1734	5	15	5
Total	29062	100	335	103	11561	100	388	117	34127	100	335	105

10.43. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E10–E15 durante la temporada seca de 2018.

TAXONES	E10 = 3.09				E12 = 3.17				E14 = 3.71				E15 = 3.21			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	463	3	12	3	1158	7	29	7	0	0	0	0	463	1	3	1
Cyclotella	9264	63	188	63	193	1	4	1	289	4	12	4	51416	72	215	72
Cymatopleura	0	0	0	0	193	1	10	2	0	0	0	0	0	0	0	0
Diatoma	0	0	0	0	578	4	15	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Diploneis	0	0	0	0	0	0	0	0	2824	38	190	38	0	0	0	0
Epithemia	0	0	0	0	0	0	0	0	97	1	13	3	0	0	0	0
Fragilaria	2779	19	75	19	1544	10	39	10	0	0	0	0	17139	24	95	24
Navicula	0	0	0	0	787	5	15	5	771	10	31	10	927	1	4	1
Nitzschia	1390	9	9	9	386	2	2	2	282	4	4	4	1390	2	2	2
Rhoicosphenia	927	6	25	6	0	0	0	0	0	0	0	0	463	1	3	1
Surirella	0	0	0	0	385	2	22	7	0	0	0	0	0	0	0	0
Ulnaria	0	0	0	0	10594	67	201	67	3163	43	128	43	0	0	0	0
Total	14822	100	309	100	15817	100	337	106	7424	100	378	101	71796	100	321	100

10.44. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada húmeda de 2020.

TAXONES	E1 = 1.26				E2-nov = 4.00				E3 = 3.92				E4 = 3.99			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphora	0	0	0	0	0	0	0	0	320	1	4	1	0	0	0	0
Cocconeis	0	0	0	0	1800	0	1	0	1280	3	11	3	400	0	2	0
Cyclotella	0	0	0	0	0	0	0	0	160	0	1	0	0	0	0	0
Epithemia	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	320	0	4	1
Rhoicosphenia	0	0	0	0	884000	100	399	100	44480	93	371	93	240	0	1	0
Fragilaria	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	84000	98	392	98
Gomphonema	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	160	0	1	0
Navicula	240	13	39	13	0	0	0	0	240	1	2	1	0	0	0	0
Nitzschia	1600	87	87	87	0	0	0	0	160	0	0	0	80	0	0	0
Pinnularia	0	0	0	0	160	0	0	0	80	0	2	1	0	0	0	0
Stephanodiscus	0	0	0	0	640	0	0	0	1200	3	5	3	480	1	1	1
Ulnaria	0	0	0	0	80	0	0	0	80	0	1	0	80	0	0	0
Total	1840	100	126	100	886680	100	400	100	48000	100	396	101	85760	100	401	101

10.45. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E5–E9 durante la temporada húmeda de 2020.

TAXONES	E5 = 3.62				E7 = 3.29				E9 = 3.55			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphora	360	3	19	6	0	0	0	0	0	0	0	0
Cocconeis	6600	58	232	58	40	29	114	29	420	60	240	60
Cyclotella	0	0	0	0	40	29	86	29	0	0	0	0
Cymbella	120	1	5	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Epithemia	400	4	35	7	0	0	0	0	20	3	29	6
Fragilaria	600	5	21	5	0	0	0	0	40	6	23	6
Gomphonema	1700	15	90	30	0	0	0	0	120	17	103	34
Navicula	480	4	13	4	60	43	129	43	0	0	0	0
Nitzschia	360	3	3	3	0	0	0	0	60	9	9	9
Rhoicosphenia sp.	400	4	14	4	0	0	0	0	20	3	34	9
Stephanodiscus	120	1	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Ulnaria	240	2	6	2	0	0	0	0	20	3	9	3
Total	11380	100	440	122	140	100	329	100	700	100	446	126

10.46. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E16–E18 durante la temporada húmeda de 2020.

TAXONES	E16 = 3.57				E17 = 3.52				E18 = 3.85			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphora	400	1	4	1	160	1	5	2	160	2	13	4
Cocconeis	34800	57	227	57	5760	29	117	29	720	9	38	9
Cymbella	200	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cymatopleura	0	0	0	0	80	0	3	1	0	0	0	0
Epithemia	600	1	10	2	160	1	8	2	160	2	21	4
Fragilaria	6600	11	43	11	8960	45	182	45	5760	76	303	76
Gomphonema	8200	13	80	27	1040	5	32	11	80	1	6	2
Navicula	1600	3	8	3	560	3	9	3	0	0	0	0
Nitzschia	2600	4	4	4	2320	12	12	12	0	0	0	0
Rhoicosphenia sp.	2400	4	16	4	320	2	6	2	160	2	8	2
Stephanodiscus	1200	2	4	2	160	1	2	1	480	6	13	6
Ulnaria	2600	4	13	4	200	1	3	1	80	1	3	1
Surirella	200	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	61400	100	409	115	19720	100	378	107	7600	100	405	105

10.47. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E19–E21 durante la temporada húmeda de 2020.

TAXONES	E19 = 3.30				E20 = 3.00				E21 = 2.86			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Amphora	320	2	13	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Cocconeis	6160	43	171	43	200	20	80	20	0	0	0	0
Cyclotella	480	3	10	3	440	44	132	44	440	79	236	79
Cymbella	160	1	6	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Epithemia	80	1	6	1	40	4	40	8	0	0	0	0
Fragilaria	160	1	4	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Gomphonema	2480	17	103	34	80	8	48	16	0	0	0	0
Navicula	720	5	15	5	0	0	0	0	80	14	43	14
Nitzschia	160	1	1	1	120	12	12	12	40	7	7	7
Stephanodiscus	1600	11	22	11	120	12	24	12	0	0	0	0
Ulnaria	1760	12	37	12	0	0	0	0	0	0	0	0
Pinnularia	320	2	27	7	0	0	0	0	0	0	0	0
Total	14400	100	388	118	1000	100	336	112	560	100	286	100

10.48. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E1–E4 durante la temporada seca de 2021.

TAXONES	E1 = 3.90				E2 = 3.60				E3 = 3.00				E4 = 3.87			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	440	16	64	16	4000	80	320	80	80	67	267	67	1400	17	68	17
Epithemia	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	40	0	5	1
Fragilaria	2040	74	296	74	0	0	0	0	0	0	0	0	6200	75	301	75
Navicula	280	10	30	10	0	0	0	0	0	0	0	0	240	3	9	3
Nitzschia	0	0	0	0	0	0	0	0	40	33	33	33	200	2	2	2
Stephanodiscus	0	0	0	0	1000	20	40	20	0	0	0	0	160	2	4	2
Total	**2760**	**100**	**390**	**100**	**5000**	**100**	**360**	**100**	**120**	**100**	**300**	**100**	**8240**	**100**	**389**	**100**

10.49. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E7 y E9 durante la temporada seca de 2021.

TAXONES	E7 = 4.00				E9 = 3.98			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Asterionella	0	0	0	0	60	3	13	3
Fragilaria	12144	100	400	100	1840	96	383	96
Stephanodiscus	0	0	0	0	20	1	2	1
Total	12144	100	400	100	1920	100	398	100

10.50. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E16–E18 durante la temporada seca de 2021.

TAXONES	E16 = 3.51				E17 = 3.46				E18 = 3.81			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	1240	41	163	41	180	18	73	18	40	6	22	6
Epithemia	80	3	26	5	0	0	0	0	0	0	0	0
Fragilaria	1080	36	142	36	560	57	229	57	600	83	333	83
Gomphonema	0	0	0	0	20	2	12	4	0	0	0	0
Navicula	20	1	2	1	60	6	18	6	20	3	8	3
Nitzschia	520	17	17	17	140	14	14	14	20	3	3	3
Pinnularia	20	1	8	2	0	0	0	0	0	0	0	0
Stephanodiscus	60	2	4	2	0	0	0	0	20	3	6	3
Ulnaria	20	1	2	1	20	2	6	2	20	3	8	3
Total	3040	100	364	104	980	100	353	102	720	100	381	100

10.51. Resultados del Índice Diatómico General (IDG) para los sítios de muestreo E19–E21 durante la temporada seca de 2021.

TAXONES	E19 = 3.51				E20 = 3.47				E21 = 3.42			
	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV	N	A	ASV	AV
Cocconeis	0	0	0	0	40	1	3	1	0	0	0	0
Cyclotella	100	3	8	3	80	2	5	2	140	3	8	3
Cymbella	0	0	0	0	40	1	4	1	20	0	2	0
Epithemia	180	5	47	9	220	4	45	9	0	0	0	0
Fragilaria	2460	64	258	64	2890	59	235	59	3450	68	272	68
Navicula	60	2	5	2	160	3	10	3	100	2	6	2
Nitzschia	140	4	4	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Stephanodiscus	880	23	46	23	1480	30	60	30	1360	27	54	27
Total	3820	100	367	105	4910	100	363	104	5070	100	342	100