



Universidad Nacional
Federico Villarreal

Vicerrectorado de
INVESTIGACIÓN

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MATEMÁTICA

**“VARIACIÓN ESPACIO - TEMPORAL DE LAS MICROALGAS ASOCIADAS AL
PERIFITON EN LOS HUMEDALES DE SANTA ROSA, CHANCAY (LIMA-PERÚ)”**

LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN:

Diversidad Vegetal y Ecología

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE LICENCIADO EN BIOLOGÍA

AUTOR:

Valderrama Bellido Cristian

ASESORA

La Torre Acuy María Isabel

JURADO

Salas Asencios Ramsés
Murrugarra Bringas Victoria Ysabel
Maldonado Peña María Luz

LIMA – PERÚ

2021

*Dedico esta tesis a mis padres y familiares por su apoyo incondicional
A mi tío Juan que desde el cielo sigue observando mis logros
a mis maestros, amigos y a todas las personas que de una u otra forma me ayudaron durante
todo el trayecto de mi carrera universitaria.*

AGRADECIMIENTOS

Agradecer en primer lugar a Dios y mis padres, ya que sin ellos nada de esto hubiera sido posible.

A mis amigos y familiares y demás personas que siempre me apoyaron y lo continúan haciendo.

Un especial agradecimiento a la Mg. Maria Isabel La Torre Acuy del Laboratorio de Florística del Museo de Historia Natural –UNMSM por sus enseñanzas, motivación y paciencia en mi formación académica e iniciarme en el mundo de la ficología, así como la confianza brindada en el curso de criptógamas.

Al Lic. Jose Giovanni Jesus Avila Peltroche de la Universidad Ricardo Palma por el apoyo constante en la revisión, corrección y motivación en el desarrollo del presente trabajo

Al Blgo. Leonardo Mendoza Carbajal del Departamento de Limnología, Museo de Historia Natural – UNMSM por la ayuda constante en la identificación de Cianobacterias, así como el aporte de material bibliográfico.

A la Blga. Karen Roa Castro del Laboratorio de Ecología Acuática-UNMSM por el apoyo en la identificación, análisis de muestras y aporte de material bibliográfico sobre taxonomía de microalgas.

Al Blgo. Juan Carlos Lopez Hidalgo por la enseñanza en la identificación y fijacion de diatomeas.

Al Lic. Hugo Yucra por la ayuda en la identificación de diatomeas.

A la Dra. Nora Maidana por su ayuda en la identificación y aporte de material bibliográfico sobre taxonomía de diatomeas.

A la Blga. Beatriz Alcantara Medrano por su aporte en la bibliografía del área de estudio.

Lic. Karen Ventura Zapata del Laboratorio de Diversidad Vegetal – UNFV por la confianza brindada en las instalaciones del laboratorio,

A mis amigos y compañeros de trabajo Jean Pierre Echevarria Salas, Monica Salas, Maria Eche., Elizangela Bautista, Brian Tataje y Juan Pablo Miñano, Lilian Huarca y Seid Romero por los ayuda y consejos a la hora de realizar esta tesis, así como a Jhanira Paredes y Jinny Beingolea de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemática-UNFV por su gran apoyo en las salidas de campo.

Al Comité de Vigilancia Ambiental de los humedales de Santa Rosa por brindarme seguridad en las salidas de campo.

Finalmente agradecer a aquellas personas que hicieron posible la conclusión del presente trabajo.

ÍNDICE

pág.

RESUMEN.....	ivx
ABSTRACT.....	xv
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Descripción y formulación del problema.....	2
1.2. Antecedentes.....	2
1.3. Objetivos.....	4
1.4. Justificación.....	5
1.5. Hipótesis.....	6
II. MARCO TEÓRICO.....	7
2.1. Bases teóricas.....	7
a. Definición del término “Alga”.....	7
b. Características de las algas.....	8
c. Sistema de clasificación de las algas.....	8
d. El perifiton.....	13
e. Importancia del perifiton.....	15
f. Ensamblaje algal perifítico.....	17
g. Indicadores biológicos.....	18
h. Índices de diversidad alfa.....	19

i.	Índices de diversidad beta.....	21
j.	Análisis de componentes principales (ACP)	22
III.	MÉTODOS.....	23
3.1.	Tipo de investigación	23
3.2.	Ámbito temporal	23
3.3.	Ámbito espacial.....	23
3.4.	VARIABLES	26
3.5.	Población y muestra	26
a.	Área de estudio	26
b.	Características del área de estudio.....	27
c.	Caracterización de las estaciones de muestreo	30
•	Estación 1.....	30
•	Estación 2.....	30
•	Estación 3.....	31
•	Estación 4.....	31
•	Estación 5.....	32
•	Estación 6.....	33
•	Estación 7.....	33
•	Estación 8.....	34

• Estación 9.....	34
• Estación 10.....	35
3.6. Instrumentos.....	36
3.7. Procedimientos.....	37
a. Colecta y fijación de muestras.....	37
b. Muestras para análisis cuantitativo.....	37
c. Muestras para análisis cualitativo.....	38
d. Medición de parámetros fisicoquímicos.....	38
e. Tratamiento y análisis de muestras.....	39
3.8. Análisis de datos	42
IV. RESULTADOS	44
4.1. Parametros físico-químicos.....	44
4.2. Temperatura	45
4.3. pH.....	46
4.4. Conductividad	47
4.5. Solidos disueltos totales	49
4.6. Análisis cualitativo.....	50
a. Riqueza de la comunidad perifítica	50
b. Distribución temporal y espacial de la riqueza específica del perifiton	56

4.7.	Análisis cuantitativo.....	63
a.	Abundancia de la comunidad perifítica	63
b.	Distribución temporal y espacial de la abundancia del perifitón.....	67
4.8.	Análisis de la diversidad alfa	74
4.9.	Análisis de la diversidad beta (Jaccard cualitativo)	76
4.10.	Análisis de la diversidad beta (Bray-curtis).....	82
4.11.	Análisis multivariado	89
4.12.	Análisis de componentes principales (ACP).....	89
V.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS	93
5.1.	Parametros físico-químicos.....	93
5.2.	Composición y abundancia del perifiton.....	94
5.3.	Índices ecológicos	99
5.4.	Influencia de las variables físico-químicas sobre el perifiton.....	101
VI.	CONCLUSIONES.....	104
VII.	RECOMENDACIONES	107
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	108
IX.	ANEXOS	127

LISTA DE TABLAS

Tabla 1	Tabla de conversión de TDS a salinidad.....	38
Tabla 2	Características de los parametros físico-químicos por temporada de muestreo.....	44
Tabla 3	Lista taxonómica de las especies encontradas en los Humedales de Santa Rosa.....	52
Tabla 4	Abundancia expresada en organismos/cm ² de las especies encontradas en los Humedales de Santa Rosa	64
Tabla 5	Índices de diversidad alfa para la temporada inicio de estiaje	74
Tabla 6	Índices de diversidad alfa para la temporada final de estiaje	74
Tabla 7	Índices de diversidad alfa para la temporada inicio de avenida.....	75
Tabla 8	Índices de diversidad alfa para la temporada final de avenida.....	75
Tabla 9	Índices de diversidad alfa estacional.....	76
Tabla 10	ANOSIM para las estaciones de estudio en base a la composición del perifiton (Similaridad de Bray-Curtis).....	89
Tabla 11	Correlaciones según Pearson (ρ) para los parametros evaluados.....	90
Tabla 12	Ejes correspondientes para el análisis de componentes principales (ACP).	91

LISTA DE FIGURAS

Figura 1a Ubicación de los Humedales Santa Rosa	24
Figura 1b Vista aérea de los Humedales Santa Rosa.....	25
Figura 2 Estación 1	30
Figura 3 Estación 2.....	31
Figura 4 Estación 3.....	31
Figura 5 Estación 4.....	32
Figura 6 Estación 5.....	32
Figura 7 Estación 6.....	33
Figura 8 Estación 7.....	34
Figura 9 Estación 8.....	34
Figura 10 Estación 9.....	35
Figura 11 Estación 10,.....	35
Figura 12 Variación de la Temperatura (°C) para las estaciones de muestreo por temporadas de estudio.....	46
Figura 13 Variación del pH para las estaciones de muestreo por Temporadas de estudio	47
Figura 14 Variación de la conductividad (mS/cm) para las estaciones de muestreo por temporadas de estudio	48
Figura 15 Variación de los sólidos disueltos totales (g/L) para las estaciones de muestreo por Temporadas de estudio.....	50
Figura 16 Distribución porcentual de la riqueza del perifiton.....	51
Figura 17 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada inicio de estiaje	56
Figura 18 Distribución espacial de la riqueza para la temporada inicio de estiaje.....	57

Figura 19 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada final de estiaje.....	58
Figura 20 Distribución espacial de la riqueza para la temporada final de estiaje.....	58
Figura 21 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada inicio de avenida.....	59
Figura 22 Distribución espacial de la riqueza para la temporada inicio de avenida.....	59
Figura 23 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada final de avenida.....	60
Figura 24 Distribución espacial de la riqueza para la temporada final de avenida	60
Figura 25 Distribución total de los principales grupos para las temporadas de estudio.....	62
Figura 26 Abundancia porcentual del perifiton.....	63
Figura 27 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada inicio de estiaje	68
Figura 28 Distribución espacial de la abundancia para la temporada inicio de estiaje	68
Figura 29 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada final de estiaje	69
Figura 30 Distribución espacial de la abundancia para la temporada final de estiaje	69
Figura 31 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada inicio de avenida.....	70
Figura 32 Distribución espacial de la abundancia para la temporada inicio de avenida	70
Figura 33 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada final de avenida.....	71
Figura 34 Distribución espacial de la abundancia para la temporada final de avenida	72

Figura 35 Distribución de la abundancia para las temporadas de estudio inicio.....	73
Figura 36 Análisis de agrupamiento (CLUSTER) basado en la riqueza (Jaccard cualitativo)de las comunidades perifíticas para las temporadas de estudio.....	78
Figura 37 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada inicio de estiaje.....	80
Figura 38 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada final de estiaje.....	80
Figura 39 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada inicio de avenida.....	81
Figura 40 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada final de avenida.....	82
Figura 41 Análisis de agrupamiento (CLUSTER) basados en la abundancia (Bray-Curtis) de las comunidades perifíticas para las temporadas de estudio.....	84
Figura 42 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada Inicio de estiaje.....	86
Figura 43 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada Final de estiaje.....	86
Figura 44 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada Inicio de avenida.....	88
Figura 45 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada de final de avenida.....	88
Figura 46 Principales ejes considerados para el ACP	90
Figura 47 Análisis de componentes principales (ACP).....	92

RESUMEN

Los humedales son ecosistemas que presentan una alta diversidad en flora y fauna las cuales dependen fundamentalmente del ambiente acuático sin embargo en los últimos años el aumento de la masa poblacional ha influido en la degradación de este tipo de ecosistema debido a las actividades humanas que se realizan en ellas.

En este sentido este estudio tiene como objetivo analizar la variación espacio-temporal de las microalgas asociadas al perifiton en los humedales de Santa Rosa como referencia para evaluar su estado ecológico.

Se realizaron 4 campañas de muestreo trimestrales desde julio del 2016 a abril del 2017, estableciendo 10 estaciones de muestreo, las cuales comprendieron zonas con macrófitas.

La identificación taxonómica se realizó consultando bibliografía especializada y el recuento (org /cm²) se realizó mediante la cámara de Sedgwick-Rafter. Se determinaron los índices de diversidad alfa: Shannon-Wiener (H'), Simpson (D), Margalef (Dmg) y Pielou (J'), así como los índices de diversidad beta: Jaccard y Bray-Curtis. Además del análisis de similitudes (ANOSIM) para evaluar diferencias significativas a nivel de temporadas de estudio.

Como resultado se obtuvo un total de 119 especies las cuales se distribuyeron en 80 géneros entre las que destacan por su número de especies *Nitzschia*, *Navicula*, *Rhopalodia* y por su abundancia la familia Leptolyngbyaceae.

Los índices de diversidad en todo el estudio comprendieron valores de: 1.02-3.43 (Dmg) y 0.1-3.31 (H'). existiendo además variación a nivel de estaciones y temporadas de estudio.

Palabras claves: Perifiton, microalgas, diversidad, humedales, El Cascajo.

ABSTRACT

Wetlands are ecosystems that have a high diversity in flora and fauna which depend mainly on the aquatic environment, however in recent years the increase in population has influenced the degradation of this type of ecosystem due to the human activities that are carried out in them.

In this sense, this study aims to analyze the spatio-temporal variation of the microalgae associated with the periphon in the Santa Rosa wetlands as a reference to assess their ecological status.

Four quarterly sampling campaigns were carried out from July 2016 to April 2017, establishing 10 sampling stations, which included areas with macrophytes.

Taxonomic identification was performed by consulting specialized literature and counting (org / cm²) was performed using the Sedgwick-Rafter chamber. The alpha diversity indices were determined: Shannon-Wiener (H'), Simpson (D), Margalef (D_{mg}) and Pielou (J'), as well as the beta diversity indices: Jaccard and Bray-Curtis. In addition to the analysis of similarities (ANOSIM) to assess significant differences at the level of study seasons.

As a result, a total of 119 species were obtained, which were distributed in 80 genera, among which *Nitzschia*, *Navicula*, *Rhopalodia*, and the *Leptolyngbyaceae* family stand out for their number of species.

The diversity indices throughout the study included values of: 1.02-3.43 (D_{mg}) and 0.1-3.31 (H'). There is also variation at the level of seasons and seasons of study.

Keywords: Perifiton, microalgae, diversity, wetlands, El Cascajo.

I. INTRODUCCIÓN

Los humedales son ecosistemas que presentan una alta diversidad en flora y fauna las cuales dependen fundamentalmente del ambiente acuático. Se encuentran presentes en todos los continentes con excepción de la Antártida, y en todos los tipos de climas, que van desde los trópicos hasta las tundras. Aproximadamente el 38% del área total de los humedales del mundo se encuentra en las regiones tropicales y subtropicales (Mitsch y Turner, 1994).

Existen diferentes denominaciones que se les da a estos tipos de ambientes en distintas partes del mundo, entre los que figuran: turbera, pantano, marjal, laguna, manguezal y marisma (Mitsch y Turner, 1994).

Según la convención Ramsar (2006), se considera humedal a las zonas donde el agua es el principal factor controlador del medio, así como la vida vegetal y animal asociada a él, y este se origina donde la capa freática se halla en la superficie terrestre o cerca de ella, o donde la tierra está cubierta por aguas poco profundas. Los humedales incluyen a “las extensiones de marismas, pantanos y turberas o superficies cubiertas de aguas, sean estas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, así como las extensiones de agua marina cuya profundidad en marea baja no exceda de seis metros”.

En los últimos años el aumento de la masa poblacional influye en la degradación de este tipo de ecosistema debido a la existencia de poblaciones humanas próximas a los humedales que causa su deterioro por las actividades que se realizan en ellos, como la ganadería y agricultura, o por la contaminación (vertimiento de efluentes domésticos, depósitos de basura) (Young, 1998).

De esta forma, la importancia del estudio que se le atribuye al perifiton en los ecosistemas acuáticos como los humedales va desde su producción de metabolitos orgánicos; su contribución con más del 70% de la materia orgánica a la productividad total; sus altas tasas de reciclaje; su

posibilidad de proporcionar abrigo y alimento a varios tipos de organismos, sobre todo peces; su alta productividad primaria; su papel como mejor indicador biológico que el fitoplancton; y su empleo en bioremediación, (Moreira ,1988).

A pesar de la abundancia y diversidad de la ficoflora que habita en los cuerpos de agua, la escasez de inventarios impide que se tenga claridad respecto del real efecto de ciertos cambios naturales como antrópicos sobre la diversidad (Mann,1999). Por lo expuesto anteriormente el presente estudio tiene como objetivo analizar la variación espacio-temporal de las microalgas asociadas al perifiton en los humedales de Santa Rosa, esto como referencia para evaluar su estado ecológico.

1.1. Descripción y formulación del problema

Los Humedales de Santa Rosa presentan varias fuentes de impacto antropogénico dentro de los cuales se encuentran los campos de cultivo, criadero de porcinos, reservorio de desperdicios, vertimiento de aguas residuales y el uso desmedido del humedal como área de pastoreo ovino y vacuno, además del crecimiento exagerado de macrofitas acuáticas como *Pistia stratiotes*, la cual ha disminuido el espejo de agua. No existe información referente al perifiton en los Humedales de Santa Rosa, por lo que su dinámica espacial y temporal así como el efecto de la eutrofización sobre este es desconocido, la presencia y abundancia de las microalgas asociadas al perifiton nos pueden brindar información sobre el grado de contaminación en este ecosistema, ya que estas poseen atributos importantes para la bioindicación y habitan numerosos ambientes acuáticos, además de presentar ciclos de vida cortos y de responder más rápidamente a los cambios ambientales que otros organismos (McCormick y Stevenson,1998).

1.2. Antecedentes

Estudios sobre diversidad microalgal en humedales costeros han sido poco abordados. Entre

los primeros registros de algas en humedales costeros destacan Krieger y Scott (1957) quienes registraron 77 especies de microalgas para las Lagunas de Villa. Más tarde Tovar (1977) realizó un estudio en las Albuferas de Medio Mundo en la cual reportó 31 especies de microalgas. Cinco años después Morón (1976) realizó un inventario taxonómico de diatomeas epifitas y planctónicas en la Laguna de Villa registrando 49 especies. Posteriormente Montoya(1984,1995) contribuyó con el estudio de microalgas en Lagunas de Villa reportando 67 especies exceptuando diatomeas, así como el estudio de flora algal para los humedales de Puerto Viejo, Ventanilla, Paraíso, Huacho destacando a las cianobacterias como grupo dominante.

Entre los estudios más actuales destacan: Guillén (2002) quien realizó una lista de protozoarios en los Pantanos de Villa en la cual registró 128 especies de protozoarios incluyendo euglenoides.

Montoya (2006) reportó 106 especies algales para las Lagunas de Puerto Viejo, dos años después Yucra (2008) realizó un estudio en los humedales de Ventanilla en la cual se identificaron 115 especies. Otro estudio de importancia es el realizado por Montoya (2010) quien realizó un estudio enfocándose en la comunidad perifítica presente en las Lagunas las Salinas (Chimbote).

Alvítez, Fernández, Peláez., Medina. (2012) resaltaron el uso de las microalgas como indicadores de calidad ecológica en los Humedales de Trujillo (Tres Palos, Huanchaco, Salaverry) registrando 71 especies de microalgas.

Finalmente, Peláez (2015) realizó un estudio de microalgas epifitas en los humedales de Salaverry (Trujillo).

No se han reportado estudios de flora microalgal en los humedales de Santa Rosa. Estudios de flora y vegetación en los humedales de Santa Rosa han sido estudiados por Ramirez, Aponte,

Cano (2010), quienes han reportado 66 especies de flora vascular. Otro aporte importante fue dado por Aponte y Ramírez (2011) quienes identificaron a la ganadería y agricultura como principales amenazas para las comunidades vegetales de los Humedales de Santa Rosa.

(Aponte, Jiménez, Alcántara, 2012). dan a conocer la importancia de los humedales de Santa Rosa y proponen métodos para su gestión y conservación. Finalmente, (Basan, Paniagua, Valero, Duran, 2018). evaluaron los factores fisicoquímicos y la teledetección identificando a la actividad antrópica, como el vertimiento de alcantarillados y sobre pastoreo como principales factores de eutrofización.

1.3. Objetivos

a. Objetivo general

- Analizar la variación espacio-temporal de las microalgas asociadas al perifiton en los humedales de Santa Rosa (Lima-Perú)

b. Objetivos específicos

- Determinar los valores de los parametros físico-químicos a nivel espacial y temporal
- Elaborar un listado taxonómico de las microalgas asociadas al perifiton.
- Determinar la variación espacio-temporal del perifitón comparando la riqueza específica y la abundancia (org. /cm²) de cada estación y temporada de muestreo.
- Determinar la variación espacial y temporal comparando los valores de los índices de diversidad alfa: (Margalef, Shannon y Weaver, Equidad de Pielou y Dominancia de Simpson).
- Realizar un análisis de agrupamiento, aplicando el índice de similaridad de Jaccard y Bray-Curtis utilizando los datos de riqueza específica y abundancia para cada estación y temporada de muestreo.

- Determinar la relación entre las variables fisicoquímicas, índices ecológicos, riqueza específica y abundancia de los diferentes grupos de algas perifitas para cada estación y temporada de muestreo.

1.4. Justificación

a. Ambiental

Las microalgas que conforman el perifitón son sensibles a las fluctuaciones internas del cuerpo de agua y a las condiciones ambientales que prevalecen, viéndose afectada su distribución Margalef (1983). Esta cualidad ha adquirido un valor importante en el estudio de los lagos, ya que se utilizan como bioindicadores debido a que miden y cuantifican la magnitud del estrés, las características del hábitat y la respuesta ecológica al daño de un ecosistema. (De la Lanza, Hernández y Carvajal, 2000).

Aunque son pocos los estudios de perifitón en humedales estos son muy útiles para evaluar el estado trófico de los cuerpos de agua en sistemas lenticos.

b. Social

Los microorganismos fotosintéticos han recibido en los últimos años mayor atención, especialmente en las regiones tropicales y subtropicales, como un biosistema alternativo para el tratamiento de aguas residuales. (Andrade, Chacón., Cárdenas y Morales ,2006).

Tales microorganismos se han utilizado principalmente en procesos de tratamiento terciario, debido a su habilidad de remover nutrientes inorgánicos como el nitrógeno y el fósforo de las aguas residuales, los cuales son asimilados para su crecimiento, de esta forma el estudio de microalgas juega un papel muy importante en lo que se refiere a la remoción de aguas contaminadas, por su capacidad de generar oxígeno al medio en el que habitan, siendo de este un posible medio para la recuperación de los Humedales de Santa Rosa que se encuentran en un

proceso de eutrofización y forman parte del patrimonio en el distrito de Chancay.

c. Científico

El estudio de microalgas será un gran aporte a la comunidad científica ya que son pocos los estudios en lo que respecta a microalgas asociadas a perifitón en humedales costeros en el Perú por lo que este estudio servirá como base para muchas investigaciones en el ámbito taxonómico, ecológico y de bioindicación.

1.5. Hipótesis

H₀: La estructura de la comunidad de las algas perifitas no se ve afectada por la variación espacial (estaciones de estudio) y temporal (época de estiaje y avenida)

H_a: La estructura de la comunidad de las algas perifitas se verá afectada por la variación espacial (estaciones de estudio) y temporal (época de estiaje y avenida).

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Bases teóricas

a. Definición del término “Alga”

El término Algae, para designar una entidad taxonómica, fue usado por primera vez por Linnaeus en 1753, en su trabajo "*Species plantarum*", cuando así designó a uno de los cuatro órdenes propuestos para las criptógamas (Parra, 2006). Sin embargo, La mayor parte de lo que Linnaeus denominó como Algae incluyó, en verdad, a hepáticas y líquenes (Parra y Bicudo,1996).

Aunque El término 'alga' (alga en singular) no es estrictamente un término taxonómico, es usado para denominar una enorme variedad de organismos con diferencia en cuanto a su morfología, reproducción, fisiología y ecología (Bicudo y Menezes,2005). Y estos incluyen organismos tanto procariotas (células que carecen de un núcleo unido a la membrana) como eucariotas (células con un núcleo más organelas típicos unidos a la membrana) (Bellinger y Sigee, 2015).

Algunas clasificaciones actuales consideran que la mayoría de las algas son protistas con cloroplastos, pero también hay procariotas fotosintéticos (las cianobacterias) y un subconjunto de las plantas terrestres, los Charales, que se han considerado algas. (Patterson, 2014)

Como tal, las algas ya no se consideran dentro de un concepto filogenético, pero aún representan una colección de organismos ecológicamente significativa e importante. (Salmaso, Naselli y Padisak, 2014).

Por lo tanto, se les define en forma general a las algas como un grupo de organismos de vida libre (polifiléticos) que tienen todas o la mayoría de las siguientes características: acuáticos, fotosintéticos (que poseen clorofila a), con estructuras vegetativas simples sin un sistema

vascular y cuerpos reproductivos que carecen de una capa estéril de células protectoras (Sheath y Wehr, 2003), incluyendo a los organismos heterótrofos que toman moléculas orgánicas complejas por organotrofia o heterotrofia (Tuchman, 1996). Pero que siguen conservando afinidades genéticas fundamentales con sus parientes fotosintéticos (Pfandl, Chatzinotas, Dyal y Boenigk, 2009).

b. Características de las algas

Las algas varían en tamaño desde organismos microscópicos y unicelulares hasta enormes algas que pueden crecer hasta 300 pies (100 m) de largo (Shofaei, 2011). De hábitos marinos, dulceacuícolas, también existen formas terrestres en suelos, rocas y árboles.

En cuanto a su forma de vida pueden ser planctónicas (de flotación libre) que suelen ser pequeñas y microscópicas, y en su mayoría consisten en formas más simples, las algas bentónicas (unidas a macrófitas, arena, arcilla / limo y superficies de piedra / roca) incluyen toda la gama de morfologías, y también taxones flagelados que son menos comunes (Reynolds, 2006; Opute y Kadiri, 2013).

Existe una amplia gama de formas vegetativas, que incluyen formas unicelulares, colonias, pseudofilamentos, estructuras pseudoparenquimatosas, formas parenquimatosas y formas cenocíticas o sifónicas (Sheath y Hambrook, 1990).

Presentan un modo de reproducción por vía sexual, asexual o por ambas. En su mayoría las algas grandes (macroalgas) se reproducen por esporas; mientras que algas más pequeñas (microalgas) se reproducen asexualmente a través de la división celular ordinaria o por fragmentación (Rangaswami y Bagyaraj, 2004).

c. Sistema de clasificación de las algas

Las algas forman un grupo polifilético o artificial las cuales están distribuidas en 3 reinos:

Plantae, Chromista y Protozoa. La clasificación de las algas en este estudio se basó en el consenso presentado por Ruggiero *et al.*, 2015 en la cual se reconocen 10 grupos:

- ***Phylum Cyanobacterias***

Las cianobacterias (cianoprocariontes, cianofitas, algas verdeazuladas) representan un grupo antiguo pero diverso y abundante de microorganismos que poseen una estructura celular de tipo procariota (bacteriana). A diferencia de todas las otras algas, las cianobacterias pertenecen filogenéticamente dentro de las eubacterias debido a su posición filogenética, son células procariotas simples con paredes celulares gram negativas (peptidoglicano). Las células contienen clorofila-a y varios complejos de ficobiliproteínas (ficocianina, ficoeritrina) como pigmentos principales también presentan almidón cianofénico, como sustancia de reserva. Wehr, Sheath, y Kociolek (2015).

- ***Phylum Rhodophyta***

Las Rhodophyta o algas rojas, constituyen un phylum de organismos que comparten lasiguiente combinación de atributos: son células eucariotas, no presentan flagelos, reserva de almidón floridiano, pigmentos de ficobiliproteína (rojo y azul), tilacoides no apilados y cloroplastos que carecen de retículo endoplasmático externo (Woelkerling, 1990). Son principalmente de distribución marina, con menos del 3% de las más de 6500 especies que se encuentran en hábitats de agua dulce (Sheath, 1984; Guiry y Guiry, 2014).

- ***Phylum Euglenophyta/Euglenozoa***

Euglenophyta fotosintética o euglenoides presentan cloroplastos rodeados por tres membranas, tilacoides en pilas de tres, clorofila a y b como pigmentos fotosintéticos, la capacidad de almacenar paramilón en lugar de almidón, y una cubierta proteinácea (a menudo arreglada en espiral) denominada película. Los Euglenoides son particularmente abundantes en el

plancton de aguas estancadas, rico en nutrientes y materia orgánica, y pueden estar asociados con sedimentos, franjas de plantas superiores y hojarasca, aunque algunos pueden dominar en ambientes altamente ácidos (Wehr *et al.*, 2015).

- ***Phylum Cryptophyta/Cryptista***

Cryptomonada o criptofitas se distribuye en hábitats de agua dulce de todo el mundo. Las células pueden ser reconocidas por presentar dos flagelos desiguales, de color marrón oliva a color verde olivo-verdoso, presentan grandes ejectisomas alineados en un surco, y una peculiar forma de movimiento debido a su forma asimétrica, dorsalmente aplanado y ventralmente cóncavo en vista lateral. Las células tienen dos cloroplastos originados de algas rojas, que contienen un pigmento accesorio ficoeritrina 566. (Choi, Son, Kim, y Shin, 2013).

- ***Phylum Miozoa***

Clase Dinophyceae

Pyrrhophyta o dinoflagelados se caracterizan por presentar cloroplastos con tres membranas circundantes, tilacoides en pilas de tres, peridininina asociada a la clorofila a y c, almidón verdadero, un núcleo con cromosomas condensados en las fases del ciclo celular, una cobertura tecal celulósica, y con frecuencia un flagelo transversal y el otro posterior (Wehr *et al.*, 2015). Algunas especies son capaces de formar mareas rojas tóxicas en agua dulce Lee *et al.*, 2006).

- ***Phylum Haptophyta***

Los miembros de las Haptophyceae se caracterizan por presentar cloroplastos que tienen cuatro membranas circundantes, tilacoides en pilas de tres, fucoxantina asociada a la clorofila a y c, crisolaminarina como reserva fotosintética y un apéndice único asociado con el aparato flagelar, el haptonema (Wehr *et al.*, 2015).

- ***Phylum Ochrophyta***

Clase Raphidophyceae

Son microalgas Heterokontas flageladas (2 flagelos desiguales insertados en la porción subapical), unicelulares, móviles y delicadas (sin cubierta rígida), con más afinidad al plancton marino (Hernández, 2014). los rafidofitos marinos contienen pigmentos accesorios como los que se encuentran en los eustigmatofitos, crisófitos y algas marrones, los géneros de agua dulce tienen pigmentos comunes a los de las xantofíceas: diadinoxantina, heteroxantina y vaucérixantina. (Hoek, Mann, Jahns, y 1995); Graham y Wilcox, 2000.

Clase Chrysophyceae

Chrysophyceae o chrysonomas son microalgas heterokontas unicelulares, de formas cocoides, con o sin flagelos y usualmente móviles, tanto fotosintéticas como heterótrofas (Hernández, 2014). Se distinguen por cloroplastos que tienen cuatro membranas circundantes, tilacoides en pilas de tres, fucoxantina que normalmente enmascara la clorofila a y c, y crisolaminarina como la reserva fotosintética (Wehr *et al.*, 2015).

Clase Synurophyceae

La Synurophyceae se caracteriza por cloroplastos que tienen cuatro membranas circundantes, tilacoides en pilas de tres, fucoxantina que enmascara la clorofila a y c, crisolaminarina como producto de reserva fotosintética y escamas silíceas. Los sinurofitos son exclusivamente planctónicos de agua dulce en lagos, lagunas y ríos poco caudalosos (Wehr *et al.*, 2015).

Clase Xanthophyceae

Las xantofitas son algas cocoides unicelulares o coloniales, aunque también hay un número considerable de especies en las que los talos se componen de sifones multinucleados, y algunos que consisten en filamentos multicelulares. Presentan cloroplastos discoides verdes o amarillo-

verde. Además de la clorofila a, también hay pequeñas cantidades de clorofilas c1 y c2. Los principales pigmentos accesorios son β -caroteno, vaucérixantina, diatoxantina, diadinoxantina y heteroxantina (Wehr *et al.*, 2015).

Clase Eustigmatophyceae

El grupo contiene pocas especies de microalgas Heterokontas, fotosintéticas, cocoides, sin flagelos aparentes y con un estigma (Hernández, 2014). El color de los cloroplastos es verde o amarillo-verde porque la fucoxantina, el pigmento marrón de muchas otras algas stramenopiles está ausente (como en las Xanthophyceae). No hay clorofila c presente como en todas las demás algas stramenopiles, la composición de los pigmentos accesorios (carotenoides) es similar a la de los xantófitos, excepto por la ausencia de heteroxantina (Andersen, 2004).

Clase Phaeophyceae

Las Phaeophyceae o algas pardas se distinguen por cloroplastos que tienen cuatro membranas circundantes, tilacoides en pilas de tres, fucoxantina que asociada a la clorofila a y c, laminarina como reserva fotosintética y alginatos como componente de la matriz de la pared celular. Las algas pardas son predominantemente de distribución marina; solo el 1% de las especies son de agua dulce (Wehr *et al.*, 2015).

Clase Bacillariophyceae

Bacillariophyceae o diatomeas se distinguen por cloroplastos que tienen cuatro membranas circundantes, tilacoides en pilas de tres, fucoxantina asociada a la clorofila a y c, crisolaminarina como el producto de reserva fotosintética, y una cubierta externa silíceo (o teca) que comprende el frústulo (Wehr *et al.*, 2015).

- ***Phylum Glaucophyta***

Son microalgas de agua dulce que presentan clorofila a, ficobiliproteínas, β -caroteno y

xantofilas; presentan almidón como sustancia de reserva; son unicelulares y presentan cianobacterias endosimbiontes denominadas cianelas en vez de cloroplastos, pueden ser desnudas o con pared de celulosa. (Oliva, Godínez y Zúñiga ,2014).

- ***Phylum Chlorophyta y Charophyta (Algas verdes)***

Las algas verdes presentan cloroplastos sin retículo endoplásmico externo, tilacoides típicamente en pilas de dos a seis, clorofilas a y b como pigmentos fotosintéticos, almidón verdadero y paredes de consistencia celulósicas, A diferencia de las Chlorophytas las Charophytas se caracterizan por presentar células biflageladas (cuando las células móviles están presentes), con flagelos asimétricamente insertados y dos raíces flagelares distintas (que incluyen una estructura multicapa de microtubulos), husos mitóticos persistentes, mitosis mediante formación de fragmoplasto y varios sistemas enzimáticos no encontrado en otras algas verdes (Mattox y Stewart, 1984; Graham y Wilcox, 2000).

d. El perifiton

Los términos asociados a perifiton remontan desde 1905 donde se propuso el termino alemán “Aufwuchs” que traduce “crecer sobre”, para referirse a organismos fijos que no penetran sobre un sustrato.

En 1962 Sládecková, se refirió a la existencia del euperifiton y del pseudoperifiton, siendo el primero un término referente a aquellos organismos inmóviles, adaptados a la vida sésil por medio de rizoides, talos mucilaginosos, etc. y el segundo término, referente a aquellos organismos móviles libres agregados a los primeros.

Ya en 1968 el término “perifiton” fue utilizado por primera vez para designar a los organismos que colonizaban sustratos artificiales, es decir, resultado de la acción del hombre en los ríos (Rodrigues, 2007). Aunque perifiton también puede emplearse para definir a los

productores primarios (fiton) que viven alrededor (peri) de un sustrato (Casco, 1990).

En definición el perifiton es una compleja comunidad de microorganismos tales como algas, bacterias, hongos y protozoos, adheridos a sustratos de cualquier tipo de material, natural o artificial, que se encuentre sumergido (Wetzel, 2001).

Autores como Foertser y Schlichting (1965; citados en Roldán y Ramírez, 2008) separan los componentes vegetal y animal, denominándolos respectivamente ficoperifiton y zooperifiton.

El perifiton representa a las algas que viven adheridas o fijas a diferentes sustratos (Round, 1965; Roldán y Ramírez, 2008), y estos los clasifican de acuerdo al tipo de sustrato sobre el cual crecen los microorganismos:

- Epifiton: Si colonizar plantas macroscópicas.
- Epizoon: superficies de animales.
- Epiliton: rocas.
- Episamon: granos de arena.
- Epixilon: pedazos de madera.
- Epipelon: el sedimento.

En una revisión reciente, (Pouličkova, Hašler, Lysakova, y Spear ,2008), plantean que el perifiton se divide en dos grandes grupos:

- Herpobentos: incluye al epipelon, endopelon (dentro de sedimentos orgánicos), endosamon (dentro de los granos de arena) y metafiton.
- Haptobentos: incluye al epiliton, epixilon, episamon, epizoon, epifiton,

Entre los otros términos asociados destaca el termino biopelícula o biofilm que es un agregado de microorganismos y productos extracelulares asociados a un sustrato, la cual es esencialmente sinónimo de perifitón (Wetzel, 2001), y el termino microfitobentos que también

pueden considerarse sinónimo de perifiton la cual incluye a organismos unicelulares eucarióticos como las algas y cianobacterias que crecen dentro de los varios milímetros superiores de los sedimentos iluminados (McIntire, 1975).

Otro término usado es metafiton y este hace referencia a aquellas algas que no están totalmente adheridas al sustrato. Ejemplo de éstas son las algas verdes filamentosas *Mougeotia*, *Spirogyra* y *Zygnema*, que se encuentran en zonas de poca corriente (Martins, 2006).

e. Importancia del perifiton

El perifiton cumple un rol fundamental en el equilibrio de los ecosistemas acuáticos entre los cuales se puede mencionar:

La contribución con cerca de 70 - 80% de materia orgánica para la productividad total (Wetzel, 1975); Moreira (1988) destaca su producción de metabolitos orgánicos, que alimentan diversos organismos como los peces de cultivos acuícolas (Schweitzer *et al.*, 2013).

Su forma de vida fija los hace menos sujetos a la acción de corrientes y movimientos del agua, pudiendo constituirse en mejores indicadores biológicos de la calidad de agua que el propio plancton (Sladecková, 1962, Backhaus, 1968 en Panitz, 1980, Watanabe, 1990), además sus formas de crecimiento sésil sobre el sustrato no les permiten evitar los contaminantes, y por tanto toleran el ambiente o muere (Hering *et al.*, 2006). Calidad muy empleada para estudios de conservación, evaluación de impactos ambientales, propuestas de recuperación y manejo (McCormick y Stevenson, 1998; Hill, (Kaufmann, Stevenson, McCormick, y Johnson, 2000); Pan, Stevenson, Vaithyanathan, Slate, y Richardson (2000).

La comunidad perifítica puede ser utilizada para el pretratamiento de aguas residuales, debido a su capacidad para remover nutrientes (Sladeckova, 1962); gracias a la capacidad de las algas que tienen para acumular grandes cantidades de sustancias contaminantes como nutrientes,

insecticidas, herbicidas, fungicidas, metales pesados y materia orgánica (Sladeckova, 1962;1991) y sustancias radioactivas (Neal, 1967 citado por Mochini y Carlos, 1999; McIntire,1975). Destacando de esta forma la función del perifiton como un regulador de la química del agua al cambiar muchos compuestos de forma inorgánica a orgánica (Stevenson, Bothwell y Lowe, 1998).

Cushing, (1967) resalta la importancia del perifitón como acumulador de ciertas sustancias como DDT, Dieldrin, 32P, 65Zn.

En algunos ambientes acuáticos el perifitón puede llegar a alcanzar entre el 5,5 y el 90% de la producción primaria total (Wetzel, 1964; 1990) el cual también podría ser utilizado como otro factor en la clasificación trófica de los lagos (Sladeckova, 1962 en Panitz, 1980).

La comunidad perifítica juega un papel fundamental porque constituye el principal punto de entrada de la energía a estos ecosistemas, gracias a su capacidad fotosintética que les permite capturar la energía lumínica proveniente del sol y transformarla en compuestos orgánicos (Roldán, 1992). Además, su matriz de polisacáridos (Matriz mucoide) es una contribución significativa para la fijación de carbono y el ciclo de nutrientes (Wetzel 2001,2005)

Su ciclo de vida corto y su dinámica funcional alta, las algas responden más rápidamente a las alteraciones ambientales y funcionan como sensores sensibles y confiables (Rodrigues, Zanon, Carapurnala, y Biolo, 2008). Esta cualidad ha adquirido un valor importante en el estudio de los lagos, ya que se utilizan como bioindicadores debido a que miden y cuantifican la magnitud del estrés, las características del hábitat y la respuesta ecológica al daño de un ecosistema (De la Lanza *et al.* 2000).

Adicionalmente esta comunidad también puede causar problemas serios en los ecosistemas acuáticos, cuando se desarrolla, por ejemplo, en las paredes de las cajas de agua, en los filtros, en

las turbinas de las hidroeléctricas, en los cascos de los buques, en pilares de puentes y puertos (Sladeczkova,1962).

f. Ensamblaje algal perifítico

El ensamble algal del perifitón es un componente importante en los ecosistemas acuáticos el predominio de los diferentes grupos de algas es función de las características dominantes en el medio (Felisberto, Rodrigues, y Leandrini, 2001). Las comunidades perifitas presentan una clara heterogeneidad espacial y temporal, presentando variación en su composición, biomasa y productividad (Salas, 2011).

El proceso de colonización, crecimiento y desarrollo de la comunidad perifítica comienza con especies pioneras, de vida corta y tasas reproductivas altas (*Lyngbya*, *Melosira*, *Fragilaria*, etc.), que preparan el ambiente para la llegada de especies intermedias (*Cocconeis*, *Nitzschia*, etc.) y termina con la entrada de especies tardías de ciclos de vida más complejo y tasas reproductivas más lentas (*Surirella*, *Gomphonema*, *Closterium*, entre otras) (Stevenson *et al.*, 1998).

La formación del ensamble perifítico se desarrolla básicamente en tres etapas (Gamboa, Mayorca, y Gomez, 2003):

Colonización: Empieza con el reconocimiento de la superficie, el cual se da por la participación de fuerzas químicas que estabilizan la adhesión a nivel molecular. Hasta ese momento la adherencia es reversible y se hace irreversible cuando ocurren interacciones selectivas entre las adhesinas (proteínas de adhesión de los microorganismos) y vesículas bacterianas con los receptores específicos en el tejido o en la superficie inerte, esta etapa se caracteriza por la presencia de bacterias y algas de menor tamaño

Agrupamiento, crecimiento y formación de la matriz extracelular: Posterior a la colonización, los organismos se agrupan, se multiplican y forman una matriz extracelular

protectora. Esta matriz está conformada fundamentalmente por materiales microbianos extracelulares, limo y proteínas del líquido en el que se encuentra inmersa (por ejemplo, las provenientes del carbono orgánico disuelto), a su vez algas de mayor tamaño con estructuras de fijación y algas coloniales menores colonizan el sustrato

Crecimiento de la matriz: El aumento de tamaño de la matriz se da al atrapar otros organismos, con lo cual asegura un ambiente rico en nutrientes para permitir la multiplicación y supervivencia de los que en ella sobreviven. Además, en esta etapa, el intercambio de señales entre estos favorece la multiplicación y formación de microcolonias y capas. la tercera etapa, se considera una fase madura en donde predominan diatomeas pedunculadas, cianobacterias y algas verdes (Esteves, 2011).

Finalmente estudios de las tasas de crecimiento del perifiton han atribuido variada importancia a la velocidad de la corriente, la intensidad y calidad de la luz incidente, la temperatura del agua, pH, conductividad eléctrica, la concentración de nutrientes, el estado trófico, herbivoría, abundancia de macrófitas, la calidad del sustrato, la velocidad del agua y condiciones de calidad del agua, son las variables asociadas a la acumulación de perifiton en los diferentes sustratos (Sand-Jensen, 1983; Chamixaes, 1991), siendo la herbivoría, la competencia con el fitoplancton y la competencia inter e intraespecífica los principales factores bióticos que regulan el crecimiento de las algas perifitas (Oliveira y Martins, 2006).

g. Indicadores biológicos

- ***Riqueza específica (S)***

La medida más simple de la diversidad biológica es la riqueza específica, que se refiere al conteo del número de especies presentes en un área, sitio, o localidad dada. (Velázquez, Farrera, y Cortazar ,2008)., sin tomar en cuenta el valor de importancia de las mismas y suele

representarse con la letra S.

El número de especies (Riqueza específica) es la medida más frecuentemente utilizada, por varias razones (Gaston, 1996; Moreno, 2000):

La riqueza de especies refleja distintos aspectos de la biodiversidad, a pesar de que existen muchas aproximaciones para definir el concepto de especie, su significado es ampliamente entendido (Aguilera y Silva, 1997). Las especies son fácilmente detectables y cuantificables.

- ***Abundancia relativa***

La abundancia relativa de especies es un componente de la biodiversidad y se refiere a qué tan común o rara es una especie en relación con otras especies en una ubicación o comunidad definida (Hubell, 2001). La abundancia relativa es la composición porcentual de un organismo de un tipo particular en relación con el número total de organismos en el área (Walag y Canencia, 2016). Representado por:

$$\frac{\text{Número de individuos de una especie}}{\text{Numero total de individuos}} \times 100$$

Medir la abundancia relativa de cada especie permite identificar aquellas especies que por su escasa representatividad en la comunidad son más sensibles a las perturbaciones ambientales. Además, de identificar un cambio en la diversidad, ya sea en el número de especies, en la distribución de la abundancia de las especies o en la dominancia, nos alerta acerca de procesos empobrecedores (Magurran, 1988).

h. Índices de diversidad alfa

Es la riqueza de especies de una comunidad en particular a la que consideramos homogénea

(Escalante y Morrone, 2002).

- ***Índice de riqueza (Margalef)***

El índice de Margalef (D_{Mg}) es una forma sencilla de medir la biodiversidad ya que proporciona datos de riqueza de especies de la vegetación. Mide el número de especies por número de individuos especificados o la cantidad de especies por área en una muestra (Margalef, 1969). Su fórmula es:

$$D_{Mg} = \frac{s-1}{\ln N}$$

dónde:

S = número de especies

N = número total de individuos

Donde Valores inferiores a 2,0 son considerados como relacionados con zonas de baja diversidad (en general resultado de efectos antropogénicos) y valores superiores a 5,0 son considerados como indicativos de alta biodiversidad. (Margaleff, 1995)

- ***Índice de dominancia (Simpson)***

Considera la probabilidad que dos individuos de la población seleccionados al azar sean de la misma especie. Indica la relación existente entre riqueza o número de especies y la abundancia o número de individuos por especie (Campo y Duval, 2014).

$$D_{Si} = \sum_{i=1}^S P_i^2$$

donde:

p_i : igual a la proporción entre n_i y N

n_i : número de individuos de la especie i .

El índice de dominancia de Simpson muestra resultados entre 0 a 1 en el cual los valores cercanos a 1 explican la dominancia de una especie por sobre las demás (Campo y Duval, 2014).

- ***Índice de equidad (Shannon-Wiener)***

Uno de los índices más utilizados para cuantificar la biodiversidad específica es el de Shannon, también conocido como Shannon-Weaver (Shannon y Weaver, 1949). El índice refleja la heterogeneidad de una comunidad sobre la base de dos factores: el número de especies presentes y su abundancia relativa. Conceptualmente es una medida del grado de incertidumbre asociada a la selección aleatoria de un individuo en la comunidad (Pla, 2006).

$$H' = - \sum p_i \ln P_i$$

Adquiere valores entre cero, cuando hay una sola especie, y el logaritmo de S , cuando todas las especies están representadas por el mismo número de individuos (Magurran, 1988). En la mayoría de los ambientes naturales varía entre 1 y 5, hallándose valores normales entre 2 y 3 (Jiménez, 2017).

- i. Índices de diversidad beta**

- ***Índice de similaridad de Bray-Curtis***

El índice de Bray- Curtis es una medida de similitud que enfatiza la importancia de las especies que se tienen en común entre los sitios muestreados (Pielou, 1984). Toma valores entre 0 (ninguna especie en común) y 1 (muestras idénticas)

$$I_{ByC} = \frac{2jN}{(aN + bN)}$$

Donde:

aN = número total de individuos en la comunidad A

bN = número total de individuos de la comunidad B

jN = suma total de las abundancias menores de las especies encontradas en ambas comunidades.

- ***Índice de similaridad de Jaccard***

Se emplea en datos cualitativos y expresa el grado en el que dos muestras son semejantes por las especies que presentan en ellas (Moreno,2001).

$$I_j = \frac{c}{a+b+c}$$

Donde:

a = número de especies presentes en el sitio A

b = número de especies presentes en el sitio B

c = número de especies presentes en ambos sitios A y B

- j. Análisis de componentes principales (ACP)**

El análisis de componentes principales (ACP), es una técnica utilizada para sintetizar o reducir la dimensionalidad de un conjunto de datos, es decir, ante un banco de datos con muchas variables, para reducirlas a un menor número perdiendo la menor cantidad de información posible (Pérez, Ibañez, Rosas ,2015). Intuitivamente la técnica sirve para hallar las causas de la variabilidad de un conjunto de datos y en base a su importancia con el objeto de conocer las interrelaciones entre las variables (factores fisicoquímicos) que se correlacionan con las variables biológicas (Riqueza específica, abundancia e Índices de diversidad alfa).

III. MÉTODOS

3.1. Tipo de investigación

El presente estudio muestra análisis de tipo no experimental, descriptivo – cuantitativo y cualitativo con un diseño de tipo longitudinal – prospectivo ya que se determinará la diversidad biológica de las microalgas perifíticas en las temporadas estiaje (inicio y final) y avenida (inicio y final).

3.2. Ámbito temporal

El material biológico fue colectado tomando en cuenta las variaciones hidrológicas correspondientes a la cuenca del Rio Chancay a las cuales pertenecen los Humedales de Santa Rosa siendo la época de estiaje (mayo-noviembre) y época de avenida (diciembre-abril). Se realizaron en 4 campañas de muestreo desde julio del 2016 a abril del 2017 (Muestreo trimestral). Se tomaron 10 estaciones de muestreo, las cuales se determinaron mediante una inspección visual y exhaustiva tomando como referencia el tipo de sustrato de colonización del perifitón. Las tomas de muestras se realizaron entre las 9:00 a 16:00 horas.

3.3. Ámbito espacial

Las estaciones de muestreo fueron determinadas en base a su accesibilidad, profundidad de los cuerpos de agua y disposición de sustratos a los que se pueda adherir el perifitón (tallos de macrófitas, rocas), según el protocolo de muestreo (Samanez *et al.*, 2014) se establecieron 10 estaciones de muestreo representativas de todo el humedal las cuales comprenden macrófitas (emergentes y flotantes) u otro tipo de sustrato (Ver Figuras 1a y 1b).

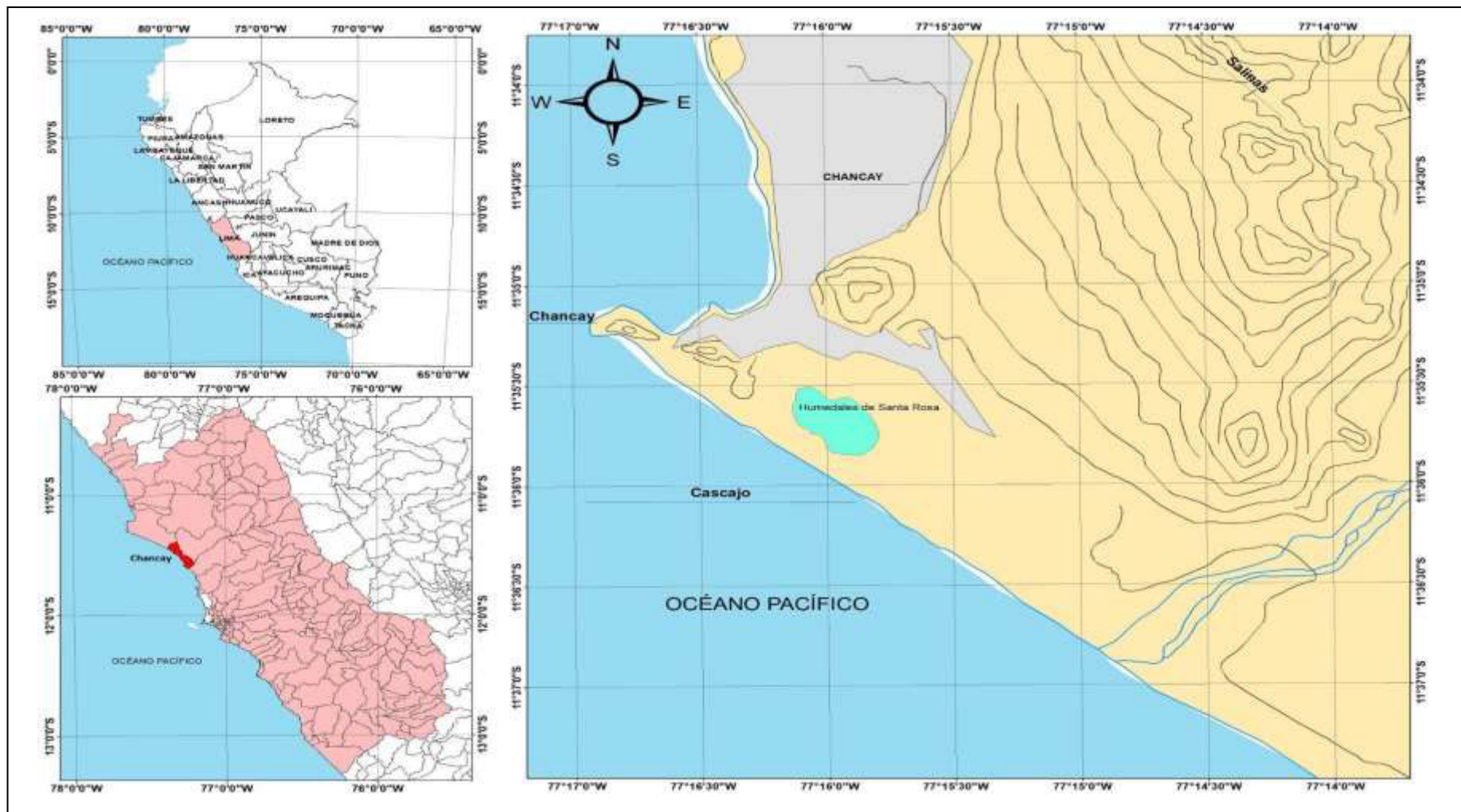


Figura 1a Mapa de ubicación de los Humedales de Santa Rosa



Figura 1b Vista aérea de los Humedales Santa Rosa, Chancay, Lima, Perú. E7 y E8 (Laguna principal lado oeste y sur respectivamente), E1, E2, E3, E4, E5 y E6 (Sector Santa Rosa bajo, asociados a macrofitas), E9 (Sector Playa el Cascajo) y E10 (Canal sector Playa el Cascajo). (Tomada de Google earth).

3.4. Variables

- ***Variables independientes***
 - Temporada de Muestreo.
 - Tipo de sustrato (macrófitas, sustrato duro y sedimento superficial).
 - Parámetros físico-químicos propios del humedal (T°, pH, Conductividad, Sólidos disueltos).
 - Abundancia y número de especies, géneros y familias.
- ***Variables dependientes***
 - Estaciones de muestreo.
 - Esfuerzo de muestreo.

3.5. Población y muestra

La población de estudio corresponde a toda la microflora algal asociada al perifitón de los cuerpos de agua pertenecientes a los Humedales de Santa Rosa Chancay (Lima-Perú). Siendo la muestra de estudio todas las microalgas colectadas en cuatro colectas en un intervalo de tres meses cada una las cuales corresponden a la época de estiaje (mayo-noviembre) y época de avenida (diciembre-abril)

a. Área de estudio

El Humedal de Santa Rosa se encuentra ubicado al norte de la región Lima, provincia de Huaral, Distrito de Chancay, Localidad de Santa Rosa entre las coordenadas 11°35'45,93" S - 77°15'58,10" O, la altitud varía desde el nivel del mar hasta los 10 m (Aponte y Ramirez,2011). Tiene un área de aproximadamente de 36 ha. de las cuales 10 ha son aguas abiertas (Alcántara y Jiménez. 2005) con una profundidad máxima de 3 mt. (Jiménez, Alcántara, y Portocarrero ,2009)

. Presenta un cuerpo de agua en la zona central, una pequeña laguna al lado oeste y un canal

principal que lo abastece de agua, proveniente del río Chancay (Ramírez, Aponte, Cano ,2010).

El área se encuentra como Zona de Reserva Ecológica Intangible bajo Ordenanza Municipal N° 016-2005 – MDCH.

Los Humedales de Santa Rosa limitan por el norte por las faldas del Cerro Salinas. En el lado oeste y sureste limita con el Océano Pacífico (Playa de Cascajo) y en el lado este delimita con áreas agrícolas pertenecientes al pueblo de Peralvillo y Cerro Salinas.

De acuerdo con la clasificación de humedales propuesta por la convención RAMSAR, los Humedales de Santa Rosa y sus hábitats relacionados son del tipo 8 (H) (pantanos y marismas incluyen pantanos y áreas inundadas con lagos de agua salada, praderas, áreas de agua dulce y salobre de marea) y también corresponde al tipo 10 (J) (lagos costeros con agua salada, con al menos una pequeña conexión con el océano) (Aponte, Jiménez, y Alcántara, 2012).

b. Características del área de estudio

- ***Geología***

Su geología se debe a la acumulación de arenas marinas y eólicas de edad cuaternaria cubiertas por los afloramientos de aguas subterráneas descendentes del Valle Chancay – Huaral (Municipalidad de Chancay ,2009).

Morfológicamente, está formado por cuatro elementos:

La laguna Santa Rosa, cuerpo de agua somero lentic, con fondo fangoso y con alto contenido de materia orgánica en descomposición.

El totoral, medio fangoso saturado y cubierto por agua con plantas acuáticas y algas.

El borde fangoso seco, formado por limos, turba y arena; expuesto y sin cubierta de vegetación. Corresponde al borde desértico que se cubre durante las crecidas del río Chancay y cuando se eleva el nivel del mar ligado a las altas mareas, bravesas y fenómenos de istmo

(atracción lunar sobre el mar).

Las dunas residuales, formando lomadas de arena seca con alto contenido de materia orgánica seca.

- **Clima**

Según el sistema de clasificación de Holdrige, el Humedal de Santa Rosa por ubicarse en la formación Desierto sub-tropical (d-ST) le corresponde el clima de la Zona Costanera de Lima; caracterizada por un clima semicálido, desértico templado y húmedo debido a la influencia de la brisa marina en la Zona de Inversión Térmica Costanera. Las temperaturas promedio están entre los 18 y 19 °C, con temperaturas máximas absolutas entre los 25 y 26 °C y mínimas entre 14 y 15 °C. La precipitación pluvial es escasa teniendo como promedio 18 mm con una precipitación anual máxima de 36 mm y una mínima de 0 mm (Jiménez *et al.*,2009).

- **Hidrología**

El Humedal está integrado al sistema hidrológico de la cuenca del río Chancay con influencia mínima del mar y aportes de agua producto de la agricultura que abastece al humedal con agua de riego infiltrada, y es su mayor amenaza (Ramírez *et al.*, 2010). Presenta dos periodos estacionales; la época de avenidas, que comprende los meses de diciembre a abril y la época de estiaje, desde mayo a noviembre respectivamente. El agua es de naturaleza dulce, presentando una ligera salinidad en las aproximaciones del mar, su PH (7.5–8.2) varía a través del año y es óptima para el desarrollo de fauna acuática (Alcántara y Jiménez, 2005).

- **Flora**

La vegetación natural, junto al litoral, consiste de especies típicas de los géneros *Distichlis* y *Salicornia* como la “Gramma salada” *Distichlis spicata* y la “Patita de Polla” *Salicornia fruticosa*, las cuales constituyen asociaciones halofíticas que se desarrollan sobre suelos salinizados y

siempre húmedos.

Esto, por ejemplo, es muy evidente en los Humedales de Santa Rosa donde se puede observar el desarrollo de estas especies acuáticas, así como el de la “Totora” *Typha dominguensis* y algunas herbáceas que se extienden en las inmediaciones de los cuerpos de agua.

También se desarrollan especies de los géneros *Chloris*, *Setaria* y *Cynodon*; las cuales constituyen un buen recurso forrajero para el ganado caprino (Municipalidad de Chancay ,2009).

- ***Fauna***

Se han registrado alrededor de 50 especies de aves. Entre las especies de aves se puede encontrar patos como el “Pato Gargantillo” *Anas bahamensis*, el “Pato de la puna” *Anas puna*; garzas como la “Garza Blanca Pequeña” *Egretta thula*, La “Garza Blanca Grande” *Ardea alba* y la “Garza Huaco” *Nycticorax nycticorax*; gallináceas como la “Polla de agua” *Gallinula chloropus* y la “Gallineta andina” *Fulica ardesiaca*; y gaviotas como la “Gaviota de Franklin” *Larus pipixcan*. Esta última es una especie migratoria y como ella es posible encontrar otras especies que utilizan temporalmente el área de los humedales en sus prolongados vuelos migratorios, tales como: el “Zarapito Trinador” *Numenius phaeopus*, el “Gaviotín Elegante” *Sterna elegans* y el “Playero aliblanco” *Catoptrophorus semipalmatus*; todas ellas provenientes del hemisferio norte. Especies como el “Yanavico” *Plegadys ridgwayi* y el “Pato de la Puna” *Anas puna* son especies migratorias altoandinas que también habitan estos humedales (Municipalidad de Chancay ,2009)

c. Caracterización de las estaciones de muestreo

- **Estación 1 (Figura 2)**

Ubicada entre las coordenadas 11°35'34.72"S y 77°15'57.35"O cercano al AA.HH. Peralvillo bajo. Espejo de agua poco profundo (Temporal) con predominancia de macrófitas como: *Eichhornia crassipes* “Jacinto de agua”, *Cyperus laevigatus* “Junco”, *Distichlis spicata* “Gramma salada” y pteridofitos del género *Azolla* sp.



Figura 2 Estación 1 cubierto en su mayoría por macrófitas flotante, *Eichhornia crassipes* “Jacinto de agua”

- **Estación 2 (Figura 3)**

Ubicada entre las coordenadas 11°35'33.73"S y 77°15'57.70"O frente al AA.HH. Santa Rosa Bajo. Espejo de agua permanente, predominio de macrófitas como: *Typha domingensis* “Totorá”, *Cyperus laevigatus* “Junco”, *Enydra* sp. y pteridofitos del género *Azolla* sp. Presencia de materia orgánica en descomposición.



Figura 3 Estación 2 bordeado principalmente por *Enydra* sp.

- **Estación 3 (Figura 4)**

Ubicada entre las coordenadas 11°35'31.89"S y 77°15'57.79"O frente al AA.HH. Santa Rosa Bajo. Espejo de agua poco profundo (temporal), presencia de macrófitas como: *Typha domingensis* “Totora” y *Enydra* sp.,



Figura 4 Estación 3 predominio de *Enydra* sp.

- **Estación 4 (Figura 5)**

Ubicada entre las coordenadas 11°35'27.96"S y 77°16'0.48"O frente AA.HH. Santa Rosa Bajo. Espejo de agua permanente presencia de macrófitas como *Cyperus laevigatus* “Junco” y *Distichlis spicata* “Gramma salada”.



Figura 5 Estación 4 predominio de macrófitas emergentes *Cyperus laevigatus* “Junco”

- **Estación 5 (Figura 6)**

Ubicado entre las coordenadas 11°35'24.93"S, 77°16'2.85"O. Cuerpo de agua poco profundo, temporal perteneciente a un canal proveniente del AA.HH. Santa Rosa Bajo. Predominio de macrófitas como: *Enydra* sp., *Cyperus laevigatus* “Junco”, *Distichlis spicata* “Grama salada” y *Hydrocotyle ranunculoides* “Redondita de agua”. Presencia de residuos sólidos y materia orgánica en descomposición además de floraciones de algas filamentosas (*Oedogonium* sp., *Stigeoclonium* sp.)



Figura 6 Estación 5 *Enydra* sp. bordeando el canal además de “natas” flotantes de algas filamentosas

- **Estación 6 (Figura 7)**

Ubicado entre las coordenadas 11°35'26.46"S y 77°16'4.62"O cercano al AA.HH. Santa Rosa Bajo. Cuerpo de agua temporal, presencia de macrófitas como: *Enydra* sp., *Cyperus laevigatus* “Junco” y *Distichlis spicata* “Gramma salada”, *Typha domingensis* “Totora”. Presencia de residuos sólidos y materia orgánica en descomposición.



Figura 7 Estación 6 cuerpo de agua bordeado por *Enydra* sp. y *Distichlis spicata* “Gramma salada”

- **Estación 7 (Figura 8)**

Ubicado entre las coordenadas 11°35'36.00"S y 77°16'16.62"O. Cuerpo de agua permanente perteneciente a la laguna principal parte oeste bordeada por un alcantarillado, muy cercana a la Playa el Cascajo. Predominio de macrófitas flotante *Pistia stratiotes* “Repollo de agua “. Presencia de residuos sólidos, materia orgánica en descomposición. Estación con mayor avistamiento de aves (*Larus pipixcan*, *Phalacrocorax brasilianus*, *Gallinula chloropus* y *Calidris alba*).



Figura 8 Estación 7 presencia de macrofitas flotante *Pistia stratiotes* “Repollo de agua”

- **Estación 8 (Figura 9)**

Ubicado entre las coordenadas $11^{\circ}35'39.72''S$ y $77^{\circ}16'11.64''O$. Perteneciente a la laguna principal parte sur. Predominio de macrófitas como *Pistia stratiotes* “Repollo de agua “. Presencia de residuos sólidos (excretas, aves muertas), materia orgánica en descomposición.



Figura 9 Estación 8 Presencia de macrofitas flotante *Pistia stratiotes* “Repollo de agua”.

- **Estación 9 (Figura 10)**

Ubicado entre las coordenadas $11^{\circ}35'45.96''S$ y $77^{\circ}16'5.10''O$ cercana a la playa El Cascajo. Cuerpo de agua temporal con predominio de macrófitas: *Lippia nodiflora* “Turre hembra”, *Enhydra* sp., *Heliotropium* sp. Presencia de floraciones de algas filamentosas (*Oedogonium* sp., *Stigeoclonium* sp.



Figura 10 Estación 9 con predominio de *Enhydra* sp.

- **Estación 10 (Figura 11)**

Ubicado entre las coordenadas 11°35'54.12"S y 77°16'0.48"O. Cuerpo de agua perteneciente al sector canal con salida a la playa El Cascajo. Predominio de macrófitas: *Eichhornia crassipes* “Jacinto de agua”, *Cyperus laevigatus* “Junco” y *Distichlis spicata* “Gramma salada”. Presencia residuos sólidos y materia orgánica en descomposición (restos vegetales)



Figura 11 Estación 10, Predominio de macrófita acuática *Eichhornia crassipes* “Jacinto de agua” y materia orgánica en descomposición (restos vegetales)

3.6. Instrumentos.

- *De campo*
 - Cuadrantes de 10 cm. x 10 cm.
 - Frascos de 50 y 100 mL.
 - Multiparámetro HANNA (HI 98129)
- *De laboratorio*
 - Cámara Sedgwick-Rafter
 - Probetas 100 mL.
 - Láminas cubreobjetos
 - Láminas portaobjetos
 - Pipetas de plástico de 3 mL.
 - Tubos falcón de 50 mL.y 20 mL.
- *Equipos*
 - Baño maría
 - Cámara digital Canon PC1731 de 16 megapíxeles
 - Centrifuga
 - Microscopio compuesto Binocular Olympus CX22
 - Microscopio invertido NIKON TS2
- *Reactivos*
 - Aceite de inmersión
 - Alcohol 90°
 - Formol 37%
 - HCl al 30%

- Hipoclorito de sodio (NaClO) al 4.5%
- Lugol
- Naphrax® (IR: 1,7)
- Peróxido de hidrogeno (H₂ O₂) al 30%
- Tinta china
- **Otros**
 - Agua destilada
 - Cepillos de plástico
 - Cinta métrica
 - Cuchillas
 - Papel milimetrado
 - Tijeras

3.7. Procedimientos

a. Colecta y fijación de muestras

Las muestras de perifitón fueron colectadas de sustratos naturales (tallos de macrófitas, flotantes y emergentes y rocas)

b. Muestras para análisis cuantitativo

Para las muestras correspondientes al perifitón asociada a tallos de macrófitas se determinaron cuáles eran las especies más abundantes por inspección visual del borde del parche (Montoya y Aguirre ,2013), de las cuales se cortaron tallos de aproximadamente 30 cm de longitud tomados 10 cm por debajo de la superficie del agua para ellos fue necesario el uso de cuchillas y tijeras ,los tallos colectados fueron raspados en agua destilada (Karosienė y Kasperovičienė, 2008), posteriormente lo obtenido del raspado fue trasvasados a frascos de 100 ml y preservados en

formol al 4%.

Las muestras colectadas de otro tipo de sustrato que incluye rocas y sustratos artificiales fueron colectadas mediante el raspado del sustrato utilizando un cepillo de plástico en un cuadrante de 10 x 10 cm. y agua destilada, posteriormente también fueron trasvasadas a frascos de 100 mL y preservadas en formol al 4% según el protocolo de muestreo contemplado en la norma española (AENOR, 2004).

c. Muestras para análisis cualitativo

Estas muestras fueron colectadas por separado usando la misma metodología (Karosienė y Kasperovičienė, 2008) y trasvasadas a frascos de 50 ml. usando para ello agua del mismo humedal, posteriormente las muestras fueron transportadas al laboratorio para la observación *in vivo*. y estas, fueron preservadas en solución Transeau (agua, etanol al 90% y formol al 40%, en proporciones 6:3:1 respectivamente) a un volumen 1:1 (Pinilla, 1999).

d. Medición de parámetros fisicoquímicos

Los parámetros fisicoquímicos fueron medidos *in situ* para cada estación de muestreo, con un multiparámetro HANNA (HI 98129) dentro de los cuales se consideraron T°, pH, Conductividad (mS/cm) y sólidos disueltos (ppm). La salinidad fue medida mediante una Tabla de conversión en base a la conductividad (Bodelón, Bernués, Baltanás, Montes, 1994).

Tabla 1 Tabla de conversión de TDS a salinidad

Salinidad	Concentración de sales
agua dulce	0,5 g l ⁻¹
oligosalina	0,5-5 g l ⁻¹
mesosalina	5-18 g l ⁻¹
polisalina	18-30 g l ⁻¹
hipersalina	> 30 g l ⁻¹

e. Tratamiento y análisis de muestras

Las muestras fueron depositadas en el Laboratorio de Diversidad Vegetal (LDV) de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemática de la Universidad Nacional Federico Villarreal.

Muestras sin preservar fueron almacenadas refrigeradas a 4°-10° C para su posterior análisis *in vivo*, muestras preservadas (formol 4%) fueron almacenadas y mantenidas a temperatura ambiente protegidos de la luz solar.

Muestras *in vivo* fueron analizadas entre 24 y 48 horas después del muestreo para una mejor observación de caracteres taxonómicos como flagelos, pirenoides, cloroplastos, coloración, envoltura y movimiento para el caso de Euglenófitos y Cianobacterias.

Todas las muestras fueron colocadas en láminas portaobjetos (una gota por muestra) posteriormente cubiertas con láminas cubreobjetos las cuales fueron observadas a 200X, 400X y 1000X de aumento usando un microscopio compuesto Binocular Olympus CX22, con reglilla milimétrica. Las fotografías fueron tomadas con una cámara digital Canon PC1731 de 16 megapíxeles.

Para una mejor observación de caracteres taxonómicos se usó, lugol, tinta china; para el caso de dinoflagelados se usó hipoclorito de sodio (NaClO) al 4.5% para su limpieza, para el caso de diatomeas se procedió a la eliminación de la materia orgánica según el método de (Battarbee, 1986).

La identificación de diatomeas y cianobacterias se realizó siguiendo claves propuestas por Krammer y Lange-Bertalot (1986,1988, 1991 a, b) y Komárek y Anagnostidis (2001, 2005) respectivamente.

Chlorophytas, Xantophytas, Rhodophytas y Euglenophytas se clasificaron usando claves propuestas por: Whitford y Schumacher (1973), Acleto y Zuñiga (1998), Skinner y Entwisle

(2006), Bellinger, y Sigeo (2015), Wehr *et al.*, 2015, además de bibliografía especializada: Echazu (2012), Morón (1976), Montoya (1984,2006), Yucra (2008), Mendoza (2015), Zuñiga (1989), Da Rodda y Parodi (2005), Alves y Bicudo (2009). Karosienė y Kasperovičienė (2008), González y Osejo (1996) y Ruiz, Junes, y La Torre (2007).

y atlas fotográficos: Hartley *et al.* 1996), Sant'Anna *et al.*, 2012, ISPRA (2014), Las macrófitas fueron identificadas según Ramirez *et al.*, 2010. El ordenamiento sistemático se realizó según la clasificación propuesta por Wehr y Sheath (2003) modificado por Ruggiero *et al.* 2015 además del Algaebase (Guiry y Guiry, 2014) y CyanoDB (Komárek y Hauer, 2014).

- ***Limpieza de frústulos (diatomeas)***

Para la identificación de diatomeas se procedió a la eliminación de la materia orgánica mediante el método de (Battarbee, 1986), para lo cual se separó 1 ml de muestra por cada estación de muestreo la cual fue depositada en un tubo falcón de 50 ml. con 20 ml de agua destilada.

Se separaron un total de 40 ml de muestra ,10 ml por cada temporada de muestreo.

Las 4 muestras fueron centrifugadas a 2500 rpm por 3 minutos y se procedió a decantar el pellet. Este procedimiento se repitió de 3 a 4 veces hasta eliminar restos de formaldehído.

Para la eliminación de la materia orgánica se le agregó 10 ml. de peróxido de hidrogeno (H₂O₂) al 30%. Las muestras fueron llevadas a baño maría a 75 °C durante dos horas, posteriormente se le agregó de 5 a 10 gotas de HCl al 30% hasta eliminar los compuestos calcáreos.

Las muestras fueron lavadas por centrifugación con agua destilada y preservadas en formaldehído al 4%. Se usó Naphrax® (IR: 1,7) como medio de montaje permanente, las muestras fueron vistas a un aumento de 400X y 1000X tomando en cuantos caracteres

taxonómicos: morfología (valva, rafe), dimensiones de la valva, n° de estrías en 10 um.

- ***Recuento de células (análisis cuantitativo)***

Previo al análisis cuantitativo se realizó la identificación de la taxa presente separando 3 ml de muestra por estación de muestreo usando una cámara Utermol a un aumento de 400X a 1000X mediante microscopía invertida.

El recuento fue realizado sobre una cámara Sedgwick-Rafter mediante microscopía invertido a un aumento de 200X y 400X.

Para efectuar el conteo de algas perifitas en la cámara se seleccionaron 100 campos de observación siguiendo un sistema de muestreo al azar según (Uehlinger, 1964). Se consideró como unidad de recuento al talo (unicelular, colonia, cenobio) (Amaidén y Gari, 2011), para el caso de diatomeas coloniales se contó el número de células que compone cada colonia, fueron contabilizados organismos con células completas en base a la presencia de cloroplastos en su interior (Díaz y Montecino, 2012).

La cuantificación de los individuos se obtuvo mediante la fórmula según Baird, Eaton y Clesceri (2012)., donde la densidad se expresa en organismos por área de superficie (cm²) y fue expresada mediante la fórmula:

$$\text{Organisms/mm}^2 = \frac{N \times A_t \times V_t}{A_c \times V_s \times A_s}$$

Dónde:

N= Número de organismos (en células o unidades) contados,

A_t = Área total del fondo de la cámara, mm²,

V_t = Volumen total de la suspensión original de la muestra, mL,

A_c = Área contada (franjas o campos), mm²,

V_s = Volumen de muestra utilizada en la cámara, mL, y

A_s = Área de superficie o sustrato, mm².

*Para el caso de macrófitas se consideró la superficie del tallo de la macrófitas colonizada como una superficie cilíndrica.

3.8. Análisis de datos

a. Análisis estadístico

- ***Diversidad alfa***

La composición de la comunidad perifítica fue evaluada a través de los índices de diversidad de Shannon y Weaver, (1949), equidad (Pielou 1969), dominancia de Simpson, (1949) y riqueza específica de Margalef, (1981) los cuales fueron calculados a partir de datos cuantitativos (abundancia) y cualitativos (N° de taxones) para cada estación de muestreo.

- ***Diversidad beta***

Las similitudes calculadas para establecer la distribución de los organismos en función a las estaciones y temporadas de muestreo se han basado en el índice de similitud de Bray-Curtis mediante una matriz con los datos de abundancia transformada a $\log(x+1)$, asimismo se aplicó el índice de similitud Jaccard, (Moreno, 2001) a partir de datos cualitativos. Con la finalidad de comparación entre las estaciones de muestreo se construyeron clusters por temporada de muestreo.

- ***Análisis multivariado***

Se evaluó la rutina SIMPER (Porcentaje de Similitud) del software PRIMER 6 para determinar las especies que contribuyen en mayor medida a las agrupaciones entre los cuerpos de agua en las diferentes temporadas de estudio. Se evaluó la rutina ANOSIM (Análisis de similitud) con el fin de determinar si existen diferencias en la composición del perifiton entre

temporadas de estudio (inicio y final de estiaje e inicio y final de avenida), siendo la hipótesis nula H_0 la que indica que no existe diferencia en la composición del perifiton a nivel de temporadas de estudio.

Para cada prueba se calculó de forma independiente el estadístico Global R, que es relacionado con numerosas simulaciones, originando un nivel de significancia para rechazar o no la hipótesis nula; (en niveles inferiores al 5 % se rechaza las hipótesis nulas) (Clarke y Warwick, 2001).

La distribución de las estaciones de estudio en base a la influencia de variables físico-químicas fue evaluada según el análisis de Componentes Principales (ACP) y este se efectuó con la densidad y riqueza del perifiton (valores estandarizados), además se trabajó con la matriz de correlación.

Esto permitió, establecer qué parámetros físico-químicos marcan las posibles agrupaciones. De este mismo modo este análisis se utilizó también para ordenar los índices comunitarios con las variables físico-químicas. También, se realizó un análisis de correlación (coeficiente de Pearson) entre las variables físico-químicas (Temperatura, pH, conductividad, sólidos disueltos totales) y la densidad, riqueza y índices comunitarios (Shannon, Margalef, Simpson) tomando en consideración solo las correlaciones significativas ($p < 0.05$). Los datos se analizaron a través del paquete estadístico PAST – Palaeontological STatistics, ver. 3.11

Finalmente, el análisis estadístico (Diversidad alfa y Beta) fueron analizados mediante el paquete estadístico PRIMER 6, y el procesamiento de datos como la abundancia y riqueza específica fueron procesadas en tablas y diagramas usando el programa Microsoft Excel, para la edición de microfotografías se usó el programa Adobe Photoshop CS3 y el cálculo de dimensiones celulares fueron realizadas usando el programa ImageJ Version 1.51r.

IV. RESULTADOS

4.1. Parametros físico-químicos

La variación de la Temperatura (T°), pH, Solidos disueltos totales (g/L) y conductividad (mS/cm) a nivel de temporadas de estudio se muestra en la Tabla 2.

Tabla 2 Características de los parametros físico-químicos por temporada de muestreo

	INICIO DE ESTIAJE		FINAL DE ESTIAJE		INICIO DE AVENIDA		FINAL DE AVENIDA	
	min-max	Med (DE)	min-max	Med (DE)	min-max	Med (DE)	min-max	Med (DE)
T°	19.1-26.4	22.4 (2.2)	21-31	27.3 (2.7)	26.8-32.5	29.9 (2.4)	25.3-34.9	31.1 (3)
pH	6.9-8.7	7.7 (0.5)	6.8-9.4	7.8 (0.9)	7.1-9.5	8.6 (0.9)	5.7-7.9	6.9 (0.7)
(g)	1-10.4	3.6 (3.2)	0.6-8.2	3.7 (2.9)	0.6-1.6	1.3 (0.4)	0.4-5.4	2.1 (1.7)
mS/cm.	2-20.7	7.2 (6.4)	1.2-16.4	7.4 (5.8)	1.2-3.2	2.5 (0.8)	0.7-10.8	4.2 (3.4)

4.2. Temperatura

Los valores pertenecientes a la temperatura oscilaron entre 21°C y 34.9°C.

Para el inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) se registró una temperatura mínima y máxima de 19.1-26.4 °C respectivamente, siendo esta la temporada que presentó la menor temperatura promedio (22.4°C). Al final de la temporada de estiaje (octubre 2016) se registró una temperatura mínima y máxima de 21-31 °C respectivamente, con una temperatura promedio de 27.3°C.

Para el inicio de la temporada de avenida (enero 2017) se registró una temperatura mínima y máxima de 26.8 -32.5 °C respectivamente, con una temperatura promedio de 29.9 °C. Finalmente al final de la temporada de avenida (abril 2017) se registró una temperatura mínima y máxima de 25.3-34.9 °C respectivamente siendo la temporada que presentó la mayor temperatura promedio (31.1 °C).

Con respecto a las estaciones de muestreo los menores registros de temperaturas fueron para las estaciones E10 al inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) con 19.1°C, E10 al final de estiaje (octubre 2016) con 21°C, E10 al Inicio de avenida (enero 2017) con 26.8°C y E10 al final de avenida (abril 2017) con 25.3°C.

Del mismo modo las más altas temperaturas fueron registradas en la E5 al inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) con 26.4°C, E2 al final de estiaje (octubre 2016) con 31°C, E2 al Inicio de avenida (enero 2017) con 32.5°C y la E6 al final de avenida (abril 2017) con 34.9°C. (Ver Figura 12)

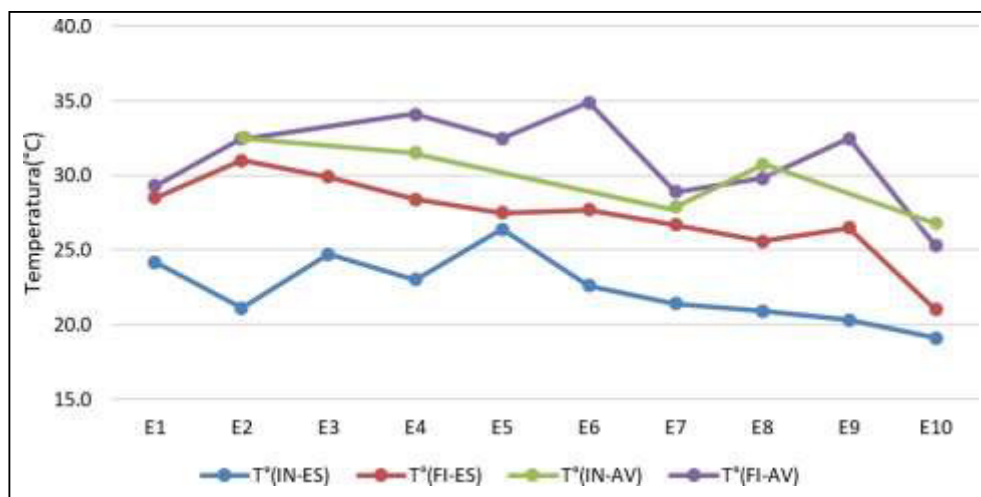


Figura 12 Variación de la Temperatura (°C) para las estaciones de muestreo (E) por temporadas inicio de estiaje (IN-ES), final de estiaje (FI-ES), inicio de avenida (IN-AV) y final de avenida (FI-AV)

4.3. pH

Los valores pertenecientes al pH oscilaron entre 5.73 y 9.47.

Para el inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) los valores de pH oscilaron entre 6.9 - 8.7 (tendencia al estado neutro y alcalino). Al final de la temporada de estiaje (octubre 2016) los valores de pH oscilaron entre 6.8-9.4 (tendencia al estado neutro y alcalino).

Al inicio de la temporada de avenida (enero 2017) los valores de pH oscilaron entre 7.1-9.5 (tendencia al estado alcalino) siendo esta temporada la que registró un pH promedio mayor a de las otras temporadas de muestreo (pH: 8.6). Finalmente, Al final de la temporada de avenida (abril 2017) los valores de pH oscilaron entre 5.7-7.9 (aguas acidas y alcalinas) siendo esta temporada la que presentó el menor pH promedio con respecto a otras temporadas de muestreo (pH: 6.9)

Con respecto a las estaciones de muestreo los valores bajos de pH (cuerpos de aguas con tendencia a la acidez y neutralidad) fueron registradas para las estaciones E4 al inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) con un pH de 6.9 (Tendencia a la neutralidad), E10 al final de estiaje (octubre 2016) con un pH de 6.83 (tendencia a la acidez), E10 al inicio de avenida (enero

2017) con un pH de 7.12 (tendencia a la neutralidad) y E10 final de avenida (abril 2017) con un pH de 5.73 (Tendencia a la acidez),del mismo modo los valores altos de pH (tendencia a la alcalinidad) fueron registradas en la E8 al inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) con un pH de 8.71, E7 y E8 al final de estiaje (octubre 2016) con un pH de 9.43 y 9.31 respectivamente,E7 y E8 al Inicio de avenida (enero 2017) con un pH de 9.3 y 9.47 respectivamente y finalmente la E9 al final de avenida (abril 2017) con un pH de 7.85. (Ver Figura 13)

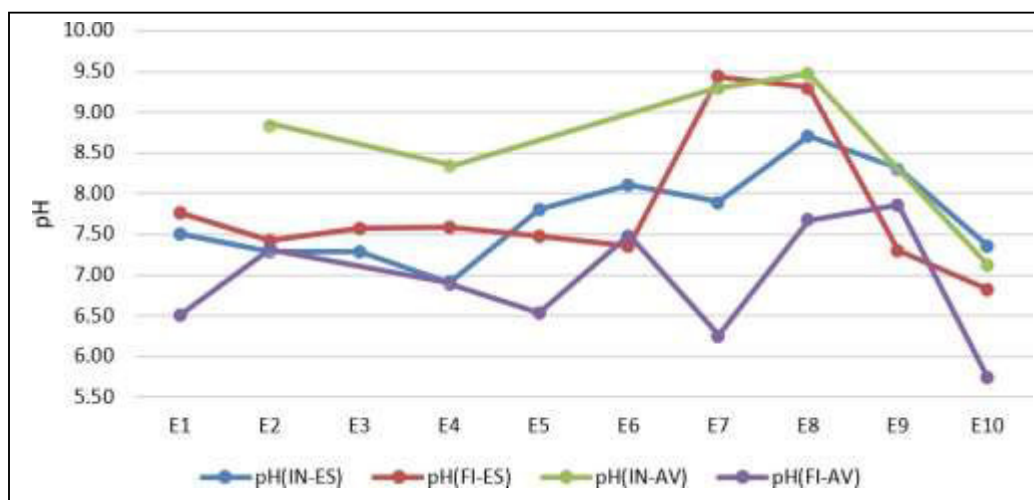


Figura 13 Variación del pH para las estaciones de muestreo (E) por Temporadas inicio de estiaje (IN-ES), final de estiaje (FI-ES), inicio de avenida (IN-AV) y final de avenida (FI-AV)

4.4. Conductividad

Los valores pertenecientes a la conductividad oscilaron entre 0.72 mS/cm. y 20.73 mS/cm.

Para el inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) la conductividad estuvo comprendida entre 2-20.7 mS/cm., (Aguas oligosalinas y mesosalinas). Al final de la temporada de estiaje (octubre 2016) la conductividad estuvo comprendida entre 1.2-16 mS/cm., (Aguas oligosalinas y mesosalinas) siendo esta la temporada que presentó la mayor conductividad promedio (3.7 mS/cm.).

Al inicio de la temporada de avenida (enero 2017) la conductividad estuvo comprendida entre

1.2-3.2 mS/cm., (Aguas oligosalinas) siendo esta la temporada que presentó la menor conductividad promedio (2.5 mS/cm.). Finalmente, para el final de la temporada de avenida (abril 2017) la conductividad estuvo comprendida entre 0.7 – 10.8 mS/cm., (Aguas oligosalinas y mesosalinas).

Con respecto a las estaciones de muestreo los valores bajos de conductividad fueron registrados para las estaciones E8 al inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) con una conductividad de 2.01 mS/cm. (oligosalinas), E10 al final de estiaje (octubre 2016) con 1.2 mS/cm. (oligosalinas), E10 al Inicio de avenida (enero 2017) con 1.2 mS/cm. (oligosalinas) y E10 final de avenida (abril 2017) con 0.7 mS/cm. (oligosalinas).

Del mismo modo los más altos valores de conductividad fueron registrados en la E5 al inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) con una conductividad de 20.7 mS/cm. (mesosalinas), E5 al final de estiaje (octubre 2016) con una conductividad de 16.4 mS/cm. (mesosalinas), E4 al Inicio de avenida (enero 2017) con una conductividad de 3.2 mS/cm. (mesosalinas) y la E6 al final de avenida (abril 2017) una conductividad de 10.8 mS/cm. (mesosalinas). (Ver Figura 14)

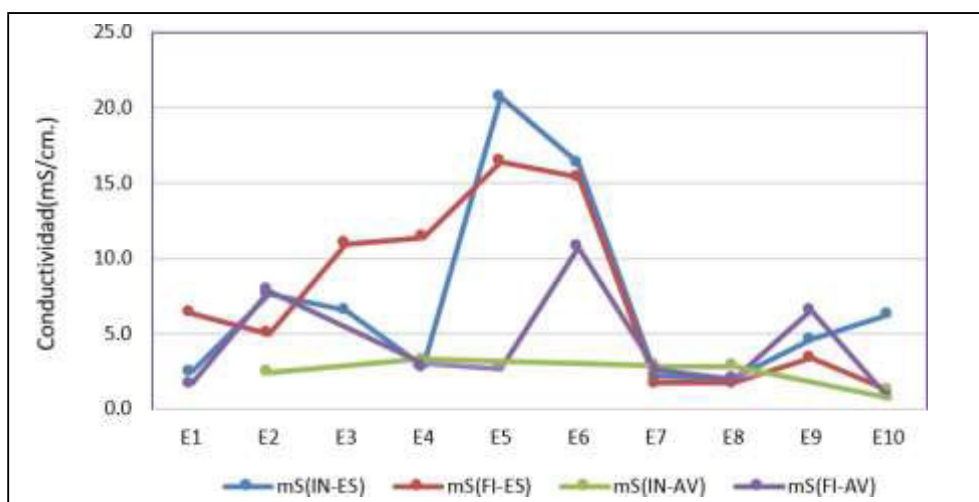


Figura 14 Variación de la conductividad (mS/cm) para las estaciones de muestreo (E) por Temporadas inicio de estiaje (IN-ES), final de estiaje (FI-ES), inicio de avenida (IN-AV) y final de avenida (FI-AV)

4.5. Sólidos disueltos totales

Los valores pertenecientes a los sólidos disueltos totales (TDS) oscilaron entre 0.4 g/L. y 10.4 g/L.

Para el inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) los valores de TDS estuvieron comprendidos entre 1-10.4 g/L., Al final de la temporada de estiaje (octubre 2016) los valores de TDS estuvieron comprendidos entre 0.6- 8.2 g/L., siendo esta la temporada que presentó el mayor TDS promedio (7.4 g/L.).

Al inicio de la temporada de avenida (enero 2017) los valores de TDS estuvieron comprendidos entre 0.6-1.6 g/L., siendo esta la temporada que presentó el menor TDS promedio (1.3 g/L.). Finalmente, para el final de la temporada de avenida (abril 2017) los valores de TDS estuvieron comprendidos entre 0.4 – 5.4 g/L.

Con respecto a las estaciones de muestreo los valores bajos de TDS fueron registrados para las estaciones E8 al inicio de la temporada de estiaje (julio) con valores de TDS de 1 g/L., E10 al final de estiaje (octubre) con 0.6 g/L., E10 al Inicio de avenida (enero) con 0.6 g/L. y E10 final de avenida (abril) con 0.4 g/L.

Del mismo modo los más altos valores de TDS fueron registrados en la E5 al inicio de la temporada de estiaje (julio 2016) con un TDS de 10.4 g/L. (mesosalinas), E5 al final de estiaje (octubre 2016) con un TDS de 8.2 g/L., E4 al Inicio de avenida (enero 2017) con un TDS de 1.6 g/L y la E6 al final de avenida (abril 2017) con un TDS de 5.7 g/L. (Ver Figura 15)

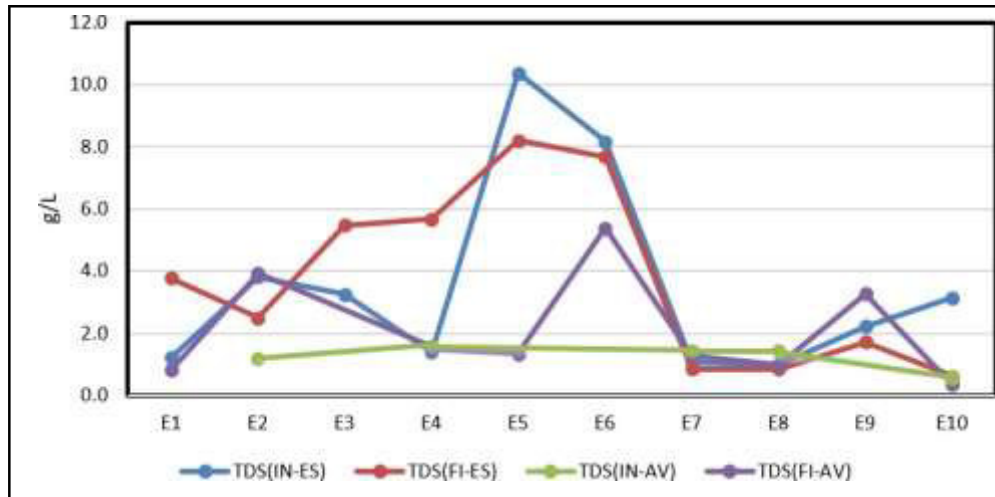


Figura 15 Variación de los sólidos disueltos totales (g/L) para las estaciones de muestreo (E) por Temporadas inicio de estiaje (IN-ES), final de estiaje (FI-ES), inicio de avenida (IN-AV) y final de avenida (FI-AV)

4.6. Análisis cualitativo

a. Riqueza de la comunidad periférica

Se identificaron un total de 119 especies y una subespecie las cuales se distribuyeron en 81 géneros y 8 phyla.

El phylum Bacillariophyta con 62 especies (52%), Cyanobacteria con 25 especies (21%), Chlorophyta con 14 especies (12%), Euglenozoa con 11 especies (9%), Charophyta con 3 especies (2%), Ochrophyta con 2 especies (2%), Miozoa con 1 especie (1%) y Rhodophyta con 1 especie (1%). (Ver Figura 16).

Los géneros más representativos en cuanto al número de especies fueron: *Nitzschia* (8), *Navicula* (6), *Rhopalodia* (6) y *Amphora* (4). (Ver Tabla 3)

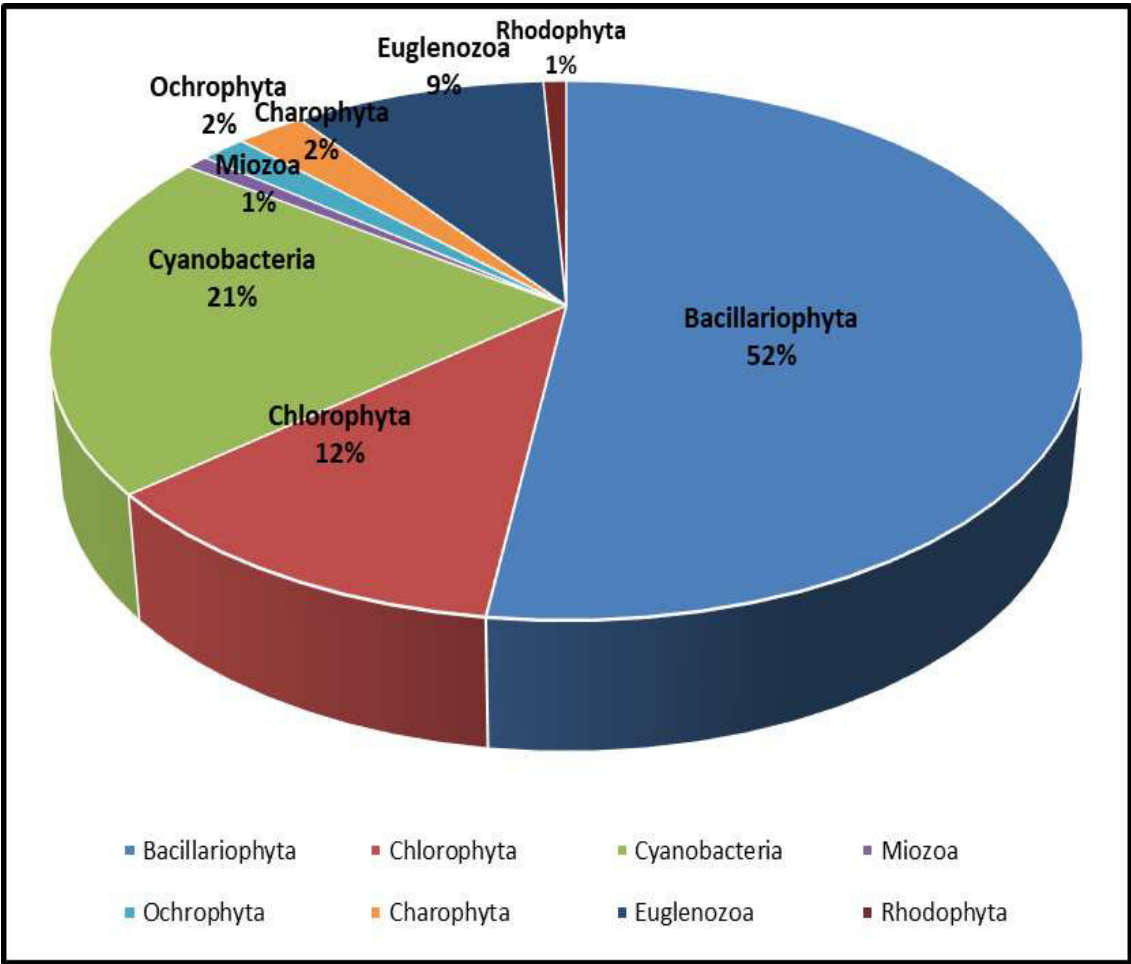


Figura 16 Distribución porcentual de la riqueza del perifiton agrupada en grupos para los Humedales de Santa Rosa

Tabla 3 Lista taxonómica de las especies encontradas en los Humedales de Santa Rosa

Bacillariophyta	Bacillariophyceae	Achnanthidiaceae	<i>Achnanthidium</i> sp.
			<i>Lemnicola</i> cf. <i>hungarica</i>
			<i>Planothidium</i> sp.
		Cocconeidaceae	<i>Cocconeis</i> sp.
		Anomoeoneidaceae	<i>Anomoeoneis</i> cf. <i>sphaerophora</i>
		Cymbellaceae	<i>Cymbella</i> cf. <i>affinis</i>
			<i>Cymbella</i> <i>pusilla</i>
		Gomphonemataceae	<i>Encyonema</i> cf. <i>caespitosum</i>
			<i>Gomphoneis</i> sp.
			<i>Gomphonema</i> <i>gracile</i>
			<i>Gomphonema</i> <i>parvulum</i>
			<i>Gomphonema</i> sp.
		Catenulaceae	<i>Amphora</i> cf. <i>commutata</i>
			<i>Amphora</i> cf. <i>holsaticoides</i>
			<i>Amphora</i> sp.
			<i>Amphora</i> <i>venetta</i>
		Bacillariaceae	<i>Bacillaria</i> cf. <i>paxillifer</i>
			<i>Hantzschia</i> cf. <i>spectabilis</i>
			<i>Nitzschia</i> <i>amphibia</i>
			<i>Nitzschia</i> <i>scalaris</i>
	<i>Nitzschia</i> <i>scalpelliformis</i>		
	<i>Nitzschia</i> <i>sigma</i>		
	<i>Nitzschia</i> sp.		
	<i>Nitzschia</i> sp2.		
	<i>Nitzschia</i> sp3.		
	<i>Nitzschia</i> sp4.		
	<i>Tryblionella</i> sp.		
	<i>Tryblionella</i> cf. <i>hungarica</i>		
	Eunotiaceae	<i>Eunotia</i> sp.	
	Staurosiraceae	<i>Pseudostaurosira</i> sp.	
	Ulnariaceae	<i>Tabularia</i> cf. <i>fasciculata</i>	
		<i>Ulnaria</i> sp.	
	Achnantheaceae	<i>Achnanthes</i> <i>brevipes</i>	
	Mastogloiaceae	<i>Mastogloia</i> cf. <i>elliptica</i>	
	Amphipleuraceae	<i>Halamphora</i> cf. <i>coffeiformis</i>	

		Diadesmidaceae	<i>Diadesmis</i> cf. <i>confervacea</i>
		Diploneidaceae	<i>Diploneis ovalis</i>
		Naviculaceae	<i>Caloneis</i> cf. <i>westii</i>
			<i>Caloneis</i> sp.
			<i>Neidium</i> sp.
			<i>Navicula</i> cf. <i>salinarum</i>
			<i>Navicula</i> cf. <i>trivialis</i>
			<i>Navicula</i> sp.
			<i>Navicula</i> sp2.
			<i>Navicula</i> sp3.
		<i>Navicula</i> sp4.	
		Plagiotropidaceae	<i>Plagiotropis</i> sp.
		Pinnulariaceae	<i>Pinnularia</i> cf. <i>acrosphaeria</i>
			<i>Pinnularia</i> cf. <i>viridis</i>
		Stauroneidaceae	<i>Craticula ambigua</i>
		Sellaphoraceae	<i>Fallacia</i> sp.
			<i>Sellaphora</i> cf. <i>pupula</i>
		Rhopalodiaceae	<i>Ephitemia adnata</i>
			<i>Rhopalodia acuminata</i>
			<i>Rhopalodia</i> cf. <i>acuminata</i> var. <i>protracta</i>
			<i>Rhopalodia</i> cf. <i>brevissonii</i>
			<i>Rhopalodia gibba</i>
			<i>Rhopalodia gibberula</i>
			<i>Rhopalodia</i> sp.
		Surirellaceae	<i>Campylodiscus</i> sp.
			<i>Surirella</i> sp.
	Mediophyceae	Stephanodiscaceae	<i>Cyclotella</i> cf. <i>meneghiana</i>
Chlorophyta	Chlorophyceae	Chaetophoraceae	<i>Stigeoclonium</i> sp.
		Schizomeridaceae	<i>Schizomeris</i> sp.
		Volvocaceae	<i>Pandorina</i> sp.
		Oedogoniaceae	<i>Oedogonium</i> sp.
		Hydrodictyceae	<i>Pediastrum duplex</i>
		Scenedesmaceae	<i>Desmodesmus</i> sp.
			<i>Pectinodesmus pectinatus</i>
			<i>Tetrastrum</i> sp.

		Schroederiaceae	<i>Schroederia</i> sp.
		Selenastraceae	<i>Monoraphidium</i> sp. <i>Selenastrum</i> sp.
	Trebouxiophyceae	Chlorellaceae	<i>Dictyosphaerium</i> sp.
		Oocystaceae	<i>Oocystis</i> sp.
		Microthamniaceae	<i>Microthamnion</i> sp.
	Cyanophyceae	Chroococcaceae	<i>Chroococcus dispersus</i> <i>Chroococcus</i> sp. <i>Chroococcus turgidus</i> <i>Cyanosarcina</i> sp.
		Microcystaceae	<i>Microcystis</i> sp.
		Aphanizomenonaceae	<i>Nodularia</i> sp.
		Rivulareaceae	ND
		Nostocaceae	<i>Anabaena</i> cf. <i>oscillarioides</i> <i>Anabaena</i> cf. <i>variabilis</i> <i>Cylindrospermopsis</i> sp. <i>Nostoc</i> sp.
		Microcoleaceae	<i>Kamptonema</i> sp.
Cianobacteria		Oscillatoriaceae	<i>Lyngbya aestuarii</i> <i>Lyngbya</i> sp. <i>Oscillatoria princeps</i> <i>Oscillatoria</i> sp. <i>Phormidium</i> sp. <i>Phormidium</i> sp2. <i>Phormidium</i> sp3.
		Spirulinaceae	<i>Spirulina subsalsa</i>
		Leptolyngbyaceae	<i>Leptolyngbya</i> sp.?
		Merismopediaceae	<i>Aphanocapsa</i> spp. <i>Merismopedia glauca</i> <i>Merismopedia</i> sp.
		Pseudanabaenaceae	<i>Pseudanabaena</i> sp.
Myozoa	Dinophyceae	Kryptoperidiniaceae	<i>Durinskia</i> sp.
	Eustigmatophyceae	Eustigmataceae	<i>Tetraedriella</i> sp.
Ochrophyta	Xanthophyceae	Pleurochloridaceae	<i>Goniochloris</i> sp.
	Coleochaetophyceae	Coleochaetaceae	<i>Coleochaete</i> sp.
Charophyta	Conjugatophyceae	Closteriaceae	<i>Closterium</i> sp.

		Zygnemataceae	<i>Spirogyra</i> sp.
	Euglenophyceae	Euglenaceae	<i>Cryptoglena</i> sp.
			<i>Euglena</i> cf. <i>ehrenbergii</i>
			<i>Euglena</i> sp.
			<i>Monomorphina</i> <i>pyrum</i>
			<i>Trachelomonas</i> cf. <i>volvocina</i>
Euglenozoa		Phacaceae	<i>Lepocinclis</i> <i>acus</i>
			<i>Phacus</i> <i>acuminatus</i>
			<i>Phacus</i> <i>inflexus</i>
			<i>Phacus</i> <i>longicauda</i>
			<i>Phacus</i> <i>orbicularis</i>
	Peranemea	Peranemidae	<i>Peranema</i> sp.
Rhodopyta	Compsopogonophyceae	Compsopogonaceae	<i>Compsopogon</i> cf. <i>coeruleus</i>

b. Distribución temporal y espacial de la riqueza específica del perifiton

Para la temporada Inicio de estiaje (julio 2016) se identificaron un total de 102 taxones distribuidos en los grupos: Bacillariophyta (53 especies), Cyanobacteria (22 especies), Chlorophyta (11 especies), Euglenozoa (11 especies), Charophyta (2 especies), Ochrophyta (2 especies) y Rhodophyta (1 especie). (Ver Figura 17)

Con respecto a las estaciones de muestreo la E4 fue la que presentó el mayor número de especies (52 especies) seguida de las estaciones E1 y E3 (49 especies cada una respectivamente) con grupos dominantes como Bacillariophyta, Cyanobacteria, Chlorophyta y Euglenozoa. (Ver Figura 18)

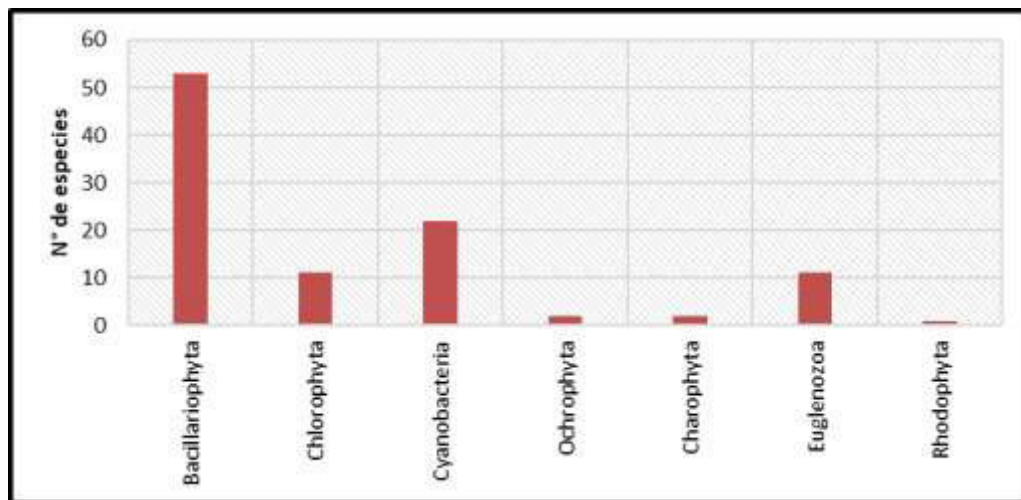


Figura 17 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada inicio de estiaje (julio 2016)

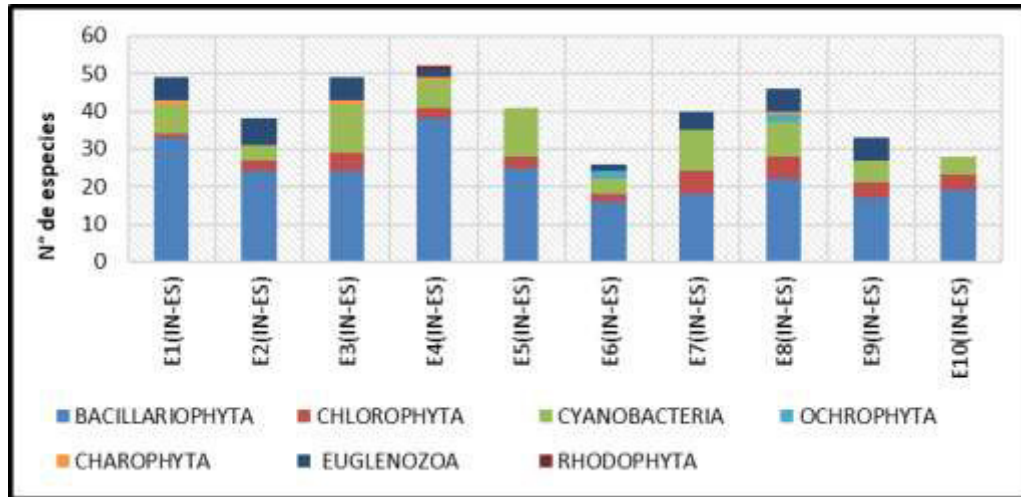


Figura 18 Distribución espacial de la riqueza para la temporada inicio de estiaje (Julio 2016)

De la misma forma se presentó para la temporada final de estiaje (octubre 2016) con un total de 104 taxones distribuidos en los grupos: Bacillariophyta (56 especies), Cyanobacteria (21 especies), Chlorophyta (11 especies), Miozoa (1 especie), Euglenozoa (9 especies), Charophyta (3 especies), Ochrophyta (2 especies) y Rhodophyta (1 especie) siendo esta temporada la que presentó el mayor número de especies. (Ver Figura 19)

Con respecto a las estaciones de muestreo la E4 fue la que presentó el mayor número de especies (62 especies) seguida de las estaciones E1 y E3 (49 y 53 especies respectivamente) con grupos dominantes como Bacillariophyta, Cyanobacteria, Chlorophyta y Euglenozoa. (Ver Figura 20)

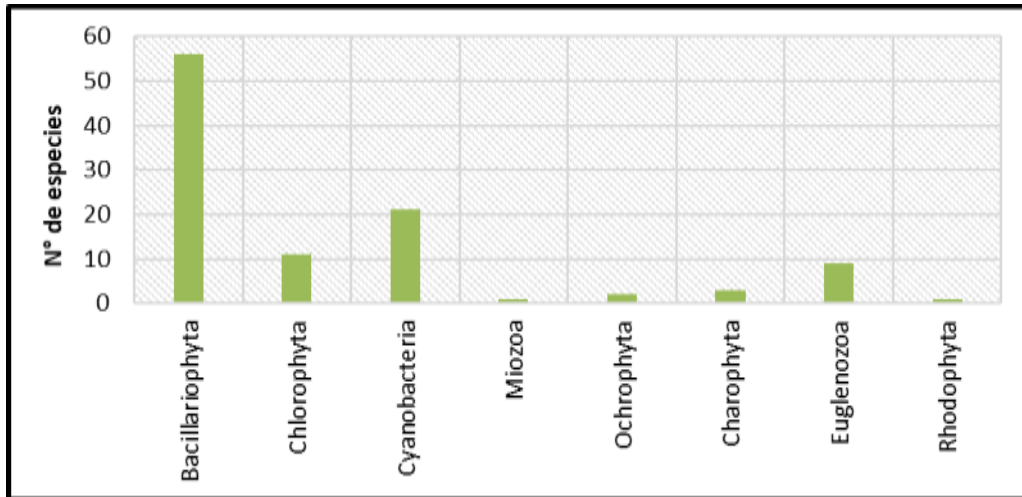


Figura 19 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada final de estiaje (octubre 2016)

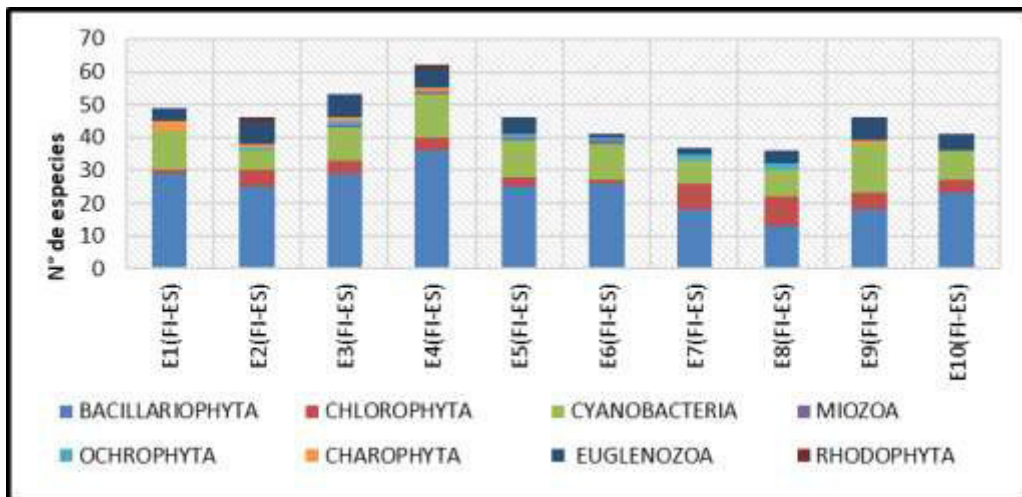


Figura 20 Distribución espacial de la riqueza para la temporada final de estiaje (octubre 2016)

Para la temporada inicio de avenida (enero 2017) se identificaron un total de 75 taxones distribuidos en los grupos: Bacillariophyta (44 especies), Cyanobacteria (15 especies), Chlorophyta (8 especies), Euglenozoa (6 especies), Charophyta (1 especie) y Ochrophyta (1 especie), siendo esta la temporada que presentó el menor número de especies. (Ver Figura 21) Con respecto a las estaciones de muestreo el mayor número de especies fue encontrado en la estación E2 (56 especies) seguida de la estación E4 (55 especies) con grupos dominantes como Bacillariophyta y Cyanobacteria, Chlorophyta y Euglenozoa. (Ver Figura 22) Para esta

temporada las estaciones E1, E3, E5, E6 y E9 no presentaron cuerpos de agua y no fueron incluidos en el análisis.

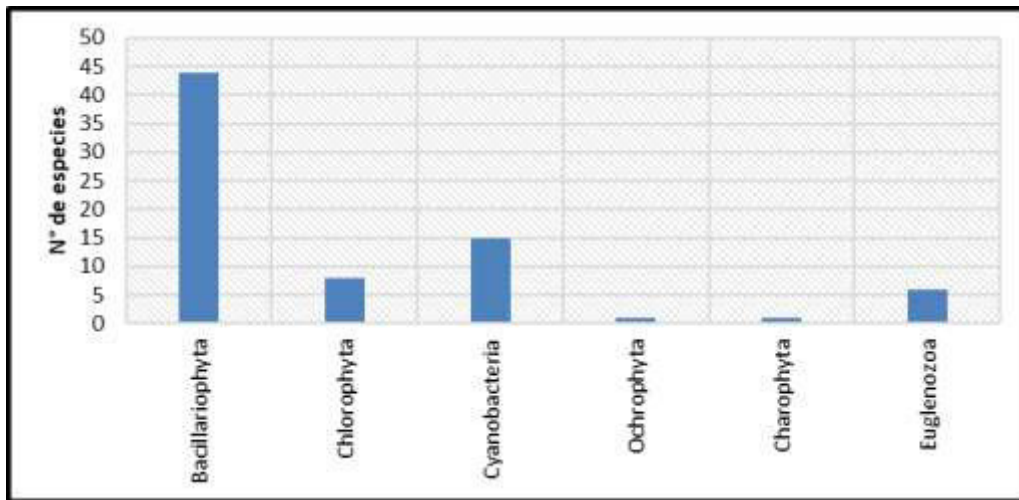


Figura 21 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada inicio de avenida (enero 2017)

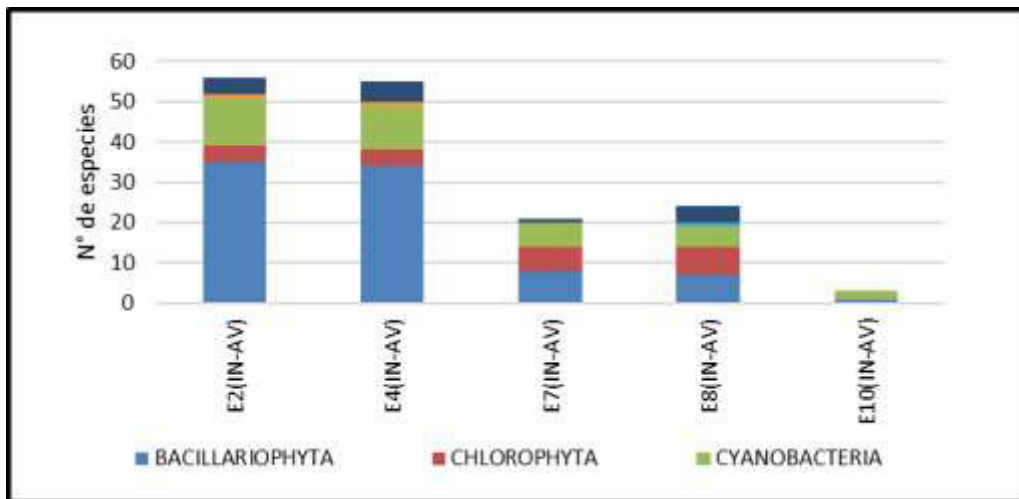


Figura 22 Distribución espacial de la riqueza para la temporada inicio de avenida (enero 2017).

Finalmente, la temporada final de avenida (abril 2017) presentó un total de 92 taxones distribuidos en los grupos: Bacillariophyta (46 especies), Cyanobacteria (21 especies), Chlorophyta (12 especies), Euglenozoa (10 especies), Charophyta (1 especie), Ochrophyta (1 especie) y Rhodophyta (1 especie). (Ver Figura 23)

Con respecto a las estaciones de muestreo el mayor número de especies fue encontrado en la

estación E5 (54 especies) seguidas de las estaciones E1 y E4 (44 y 49 especies respectivamente) con grupos dominantes como Bacillariophyta y Cyanobacteria, Chlorophyta y Euglenozoa. (Ver Figura 24). Para esta temporada la estación E3 no presentó cuerpos de agua y no fue incluido en el análisis.

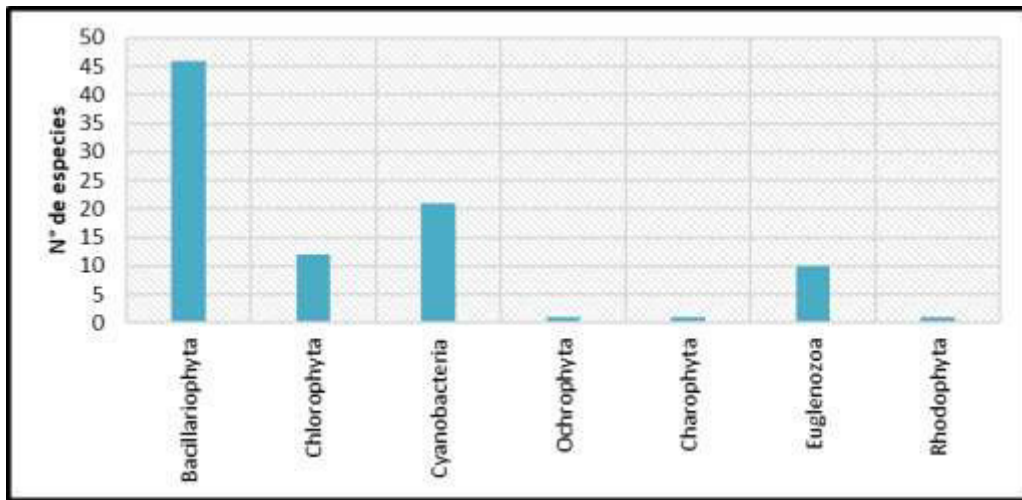


Figura 23 Distribución de la riqueza en grupos taxonómicos para la temporada final de avenida (abril 2017)

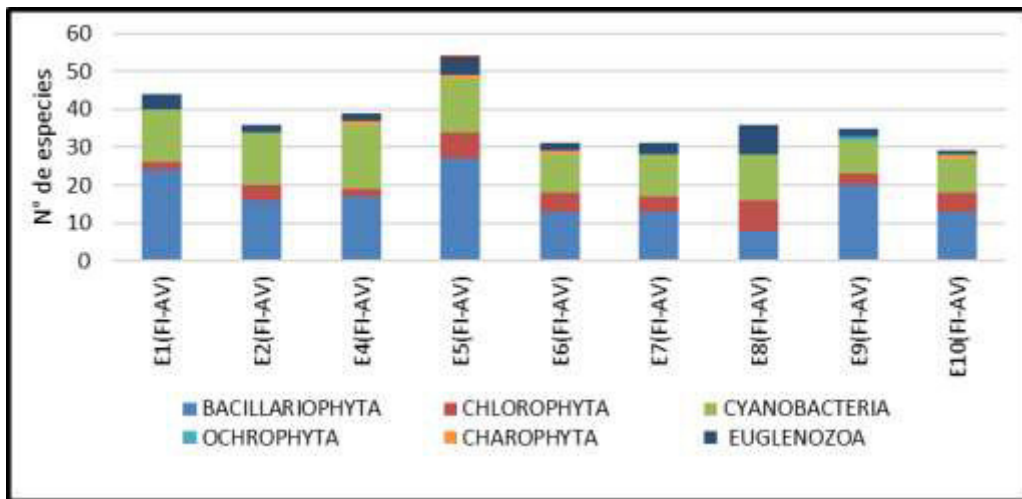


Figura 24 Distribución espacial de la riqueza para la temporada final de avenida (abril 2017). E3 no fue incluido en el análisis

A nivel general con respecto a la distribución de la riqueza de los grupos taxonómicos se observó una similaridad entre todas las temporadas de muestreo. El grupo Bacillariophyta fue quien evidenció el mayor número de especies alcanzando su mayor valor en la temporada inicio

y final de estiaje con 53 y 56 especies respectivamente y menores valores en el inicio y final de avenida con 44 y 46 especies respectivamente, el siguiente grupo fue Cyanobacteria quien alcanzó su mayor valor en la temporada inicio de estiaje, final de estiaje y final de avenida con 22,21 y 22 especies respectivamente y menor valor en la temporada final de avenida con 15 especies.

Finalmente, el menor número de especies fue dado por el grupo Rhodophyta con 1 especie para las estaciones inicio de estiaje, final de estiaje y final de avenida y Miozoa con 1 especie solo en la temporada final de estiaje. (Ver Figura 25)

Entre las especies encontradas con más frecuencia destaca *Leptolyngbya* sp., *Nitzschia* sp. *Nitzschia amphibia*, *Desmodesmus* sp., *Oedogonium* sp., *Navicula* spp., *Anomoeoneis* cf. *sphaerophora*, *Aphanocapsa* spp., *Phormidium* sp., *Amphora* sp., *Cyclotella* cf. *meneghiana*, *Diademsis* cf. *confervacea*, *Gomphonema gracile* y Rivulariaceae mientras que las especies menos frecuentes fueron: *Cymbella* cf. *affinis* y *Planothidium* sp. fueron las cuales fueron exclusivas solo para la temporada inicio de estiaje; de la misma forma *Caloneis* sp., *Gomphoneis* sp., *Mastogloia* cf. *elliptica*, *Sellaphora* cf. *pupula* y *Tetrastrum* sp., *Closterium* sp. y *Durinskia* sp. para la temporada final de estiaje; *Cymbella pusilla* para inicio de avenida; y finalmente *Selenastrum* sp. y *Lyngbya* sp. para final de avenida.

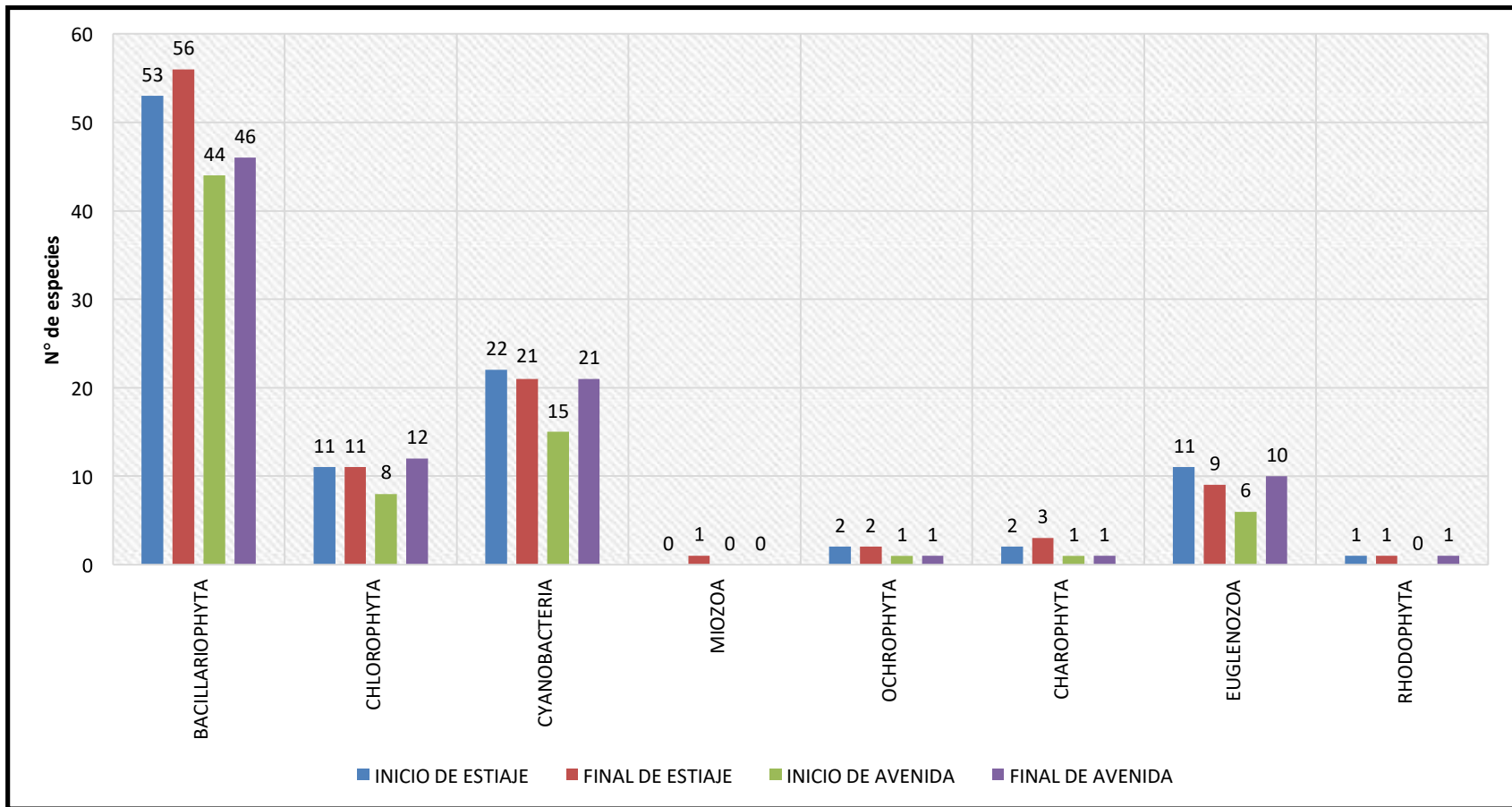


Figura 25 Distribución total de los principales grupos para las temporadas inicio de estiaje, final de estiaje, inicio de avenida y final de avenida

4.7. Análisis cuantitativo

a. Abundancia de la comunidad perifítica

La mayor abundancia estuvo conformada por el phylum Bacillariophyta la cual representó el 51% del total seguida de Cyanobacteria con 46% y Chlorophyta con 3%.

a su vez los grupos como Euglenozoa, Charophyta, Ochrophyta, Rhodophyta y Miozoa fueron los que presentaron las menores abundancias alcanzando porcentajes menores a 1%. (Ver Figura 26).

Entre los grupos más representativos por su abundancia tenemos:

Leptolyngbyaceae, *Nitzschia* spp., *Navicula* spp., *Rhopalodia* spp., *Gomphonema parvulum*, *Rivulareaceae*, *Amphora* spp. (Ver Tabla 4)

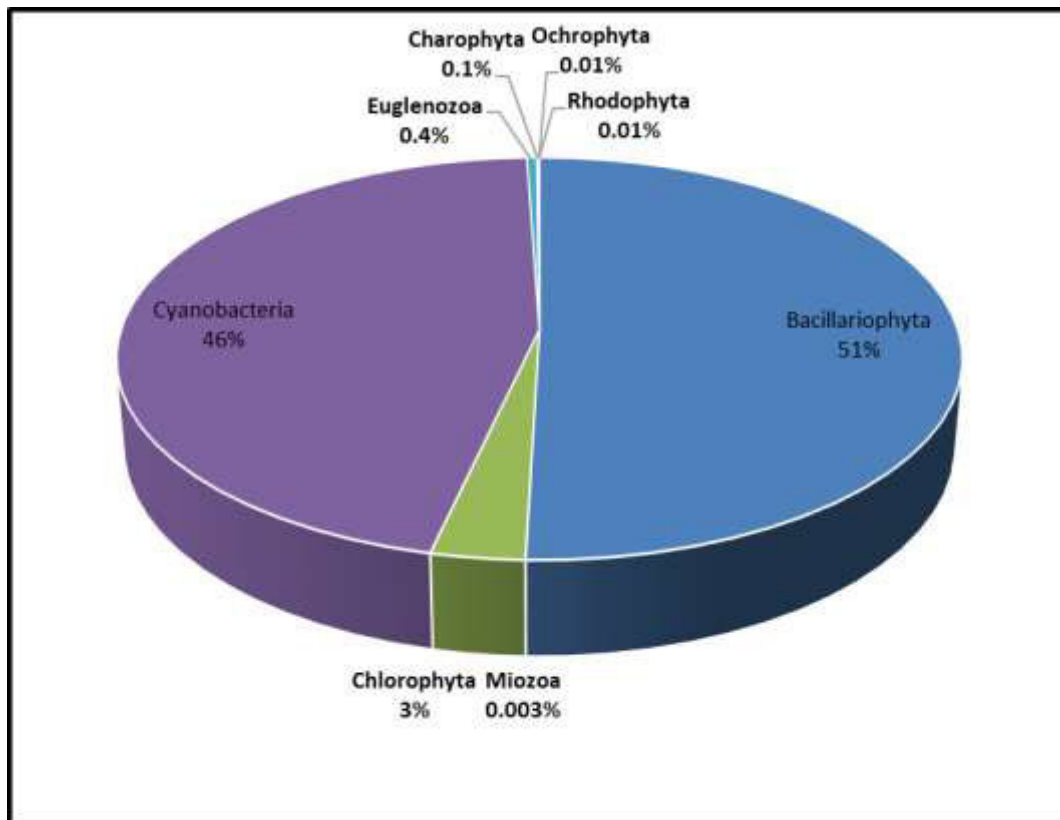


Figura 26 Abundancia porcentual del perifiton agrupada en grupos para los Humedales de Santa Rosa

Tabla 4 Abundancia expresada en organismos/cm² de las especies encontradas en los Humedales de Santa Rosa

	INICIO DE ESTIAJE	FINAL DE ESTIAJE	INICIO DE AVENIDA	FINAL DE AVENIDA	TOTAL
Bacillariophyta					
<i>Cyclotella cf. meneghiana</i>	13242	30621	241	267	44371
<i>Achnanthes brevipes</i>	299	143	54	265	761
<i>Achnantheidium</i> sp.	2907	2073	78	92	5150
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	623	639	120	1862	3244
<i>Anomoeoneis</i> sp.	0	0	0	143	143
<i>Amphora cf. commutata</i>	1708	501	0	0	2209
<i>Amphora</i> spp.	31580	35255	120	6782	73737
<i>Bacillaria paxillifer</i>	1883	10968	0	0	12851
<i>Campylodiscus</i> sp.	61	272	4	850	1187
<i>Caloneis westii</i>	0	20	0	0	20
<i>Cocconeis</i> sp.	101	12	52	0	165
<i>Craticula ambigua</i>	19	898	3	147	1067
<i>Cymbella pusilla</i>	0	0	26	0	26
<i>Diadesmis cf. confervacea</i>	43696	1931	7616	2369	55612
<i>Diploneis ovalis</i>	924	118	26	66	1134
<i>Encyonema cf. caespitosum</i>	0	24	0	0	24
<i>Epithemia cf. adnata</i>	52	0	0	0	52
<i>Eunotia</i> sp.	939	35	92	0	1066
<i>Fallacia</i> sp.	15	0	0	0	15
<i>Fragilariales</i>	1479	0	0	0	1479
<i>Gomphonema gracile</i>	0	0	2	0	2
<i>Gomphonema parvulum</i>	153913	3014	1868	536	159331
<i>Gomphonema</i> spp.	6629	51381	13786	1353	73149
<i>Hantzschia spectabilis</i>	21	135	47	61	264
<i>Lemnicola hungarica</i>	4673	456	0	147	5276
<i>Mastogloia elliptica</i>	0	202	0	0	202
<i>Navicula salinarun</i>	0	0	0	597	597
<i>Navicula</i> spp.	33436	283851	4696	46292	368275
<i>Nitzschia cf. scalaris</i>	0	61	0	117	178

<i>Nitzschia scalpelliformis</i>	78	535	0	66	679
<i>Nitzschia sigma</i>	62	0	0	30	92
<i>Nitzschia sigmoidea</i>	0	37	0	0	37
<i>Nitzschia</i> spp.	507405	247142	8435	156691	919673
<i>Plagiotropis</i> sp.	1809	442	26	24	2301
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	30	122	0	57	209
<i>Pinnularia viridis</i>	41	0	0	0	41
<i>Rhopalodia gibba</i>	1760	6438	78	29	8305
<i>Rhopalodia</i> spp.	12427	183653	104	244	196428
<i>Sellaphora pupula</i>	0	223	0	0	223
<i>Staurosira</i> sp.	81	791	126	531	1529
<i>Surirella</i> sp.	81	0	14	0	95
<i>Tabularia</i> cf. <i>fasciculata</i>	170	36694	52	1728	38644
<i>Tryblionella</i> sp.	41	12	0	0	53
<i>Tryblionella</i> cf. <i>hungarica</i>	2	117	52	133	304
<i>Ulnaria</i> sp.	81	35	104	29	249
Miozoa					
<i>Durinskia</i> sp.	0	121	0	0	121
Chlorophyta					
<i>Desmodesmus</i> sp.	574	2163	673	762	4172
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	0	15720	5443	0	21163
<i>Monoraphidium</i> sp.	103	890	483	0	1476
<i>Microthamnion</i> sp.	811	30	0	0	841
<i>Oedogonium</i> sp.	3243	12283	5431	4971	25928
<i>Oocystis</i> sp.	30	144	3221	192	3587
<i>Pandorina</i> sp.	21	0	0	272	293
<i>Pectinodesmus pectinatus</i>	5	240	275	826	1346
<i>Pediastrum duplex</i>	35	0	3	48	86
<i>Stigeoclonium</i> sp.	22304	33313	973	6595	63185
<i>Schizomeris</i> sp.	299	0	0	133	432
<i>Tetrastrum</i> sp.	0	37	0	0	37
<i>Schroederia</i> sp.	0	0	0	519	519
<i>Selenastrum</i> sp.	0	0	0	162	162

Cyanobacteria					
<i>Anabaena cf. oscillarioides</i>	579	22866	216	0	23661
<i>Anabaena variabilis</i>	729	0	0	0	729
<i>Anabaena</i> spp.	355	1799	0	42049	44203
<i>Aphanocapsa</i> sp.	180	15164	19954	1916	37214
<i>Chroococcus dispersus</i>	96	41	0	12	149
<i>Chroococcus turgidus</i>	48	62	209	486	805
<i>Chroococcus</i> sp.	0	93	26	744	863
Otros <i>Chroococcales</i>	60	0	0	0	60
<i>Cyanosarcina</i> sp.	19	163	0	0	182
<i>Leptolyngbyaceae</i>	63818	730650	384555	283911	1462934
<i>Lyngbya</i> sp.	0	470	249	2544	3263
<i>Merismopedia glauca</i>	23	1007	627	98	1755
<i>Merismopedia</i> sp.	157	2095	7328	48	9628
<i>Microcystis</i> sp.	68	0	0	0	68
<i>Nodularia</i> sp.	19	3037	0	0	3056
<i>Nostoc</i> sp.	189	353	0	75	617
<i>Oscillatoria princeps</i>	10	95	0	0	105
<i>Oscillatoria</i> sp.	270	0	0	363	633
Otras <i>Oscillatoriales</i>	0	0	0	527	527
<i>Phormidium</i> spp.	2683	33625	1913	16228	54449
<i>Pseudanabaena</i> sp.	2	0	17	15895	15914
Rivulareaceae	20913	68435	1582	29317	120247
<i>Spirulina subsalsa</i>	335	16961	0	1721	19017
Euglenozoa					
<i>Cryptoglena</i> sp.	499	122	0	48	669
<i>Euglena cf. ehrenbergii</i>	953	278	0	391	1622
<i>Euglena</i> sp.	492	203	42	216	953
<i>Lepocinclis acus</i>	15	0	0	144	159
<i>Monomorphina pyrum</i>	0	41	0	48	89
<i>Peranema</i> sp.	0	0	0	43	43
<i>Phacus</i> spp.	6460	3472	104	134	10170
<i>Phacus acuminatus</i>	18	16	2	0	36
<i>Phacus inflexus</i>	0	2308	0	395	2703

<i>Phacus longicauda</i>	5	0	0	14	19
<i>Trachelomonas volvocina</i>	0	421	28	0	449
Charophyta					
<i>Coleochaete</i> sp.	21	412	0	0	433
<i>Closterium</i> sp.	0	606	0	0	606
<i>Spirogyra</i> sp.	1123	449	170	869	2611
Ochrophyta					
<i>Goniochloris</i> sp.	68	44	0	29	141
<i>Tetraediella</i> sp.	0	264	0	0	264
Rhodophyta					
<i>Compsopogon</i> cf. <i>coeruleus</i>	122	264	0	133	519
Total de perifitón	950022	1869608	471346	634386	

b. Distribución temporal y espacial de la abundancia del perifitón

Para la temporada inicio de estiaje la mayor abundancia fue encontrada en el grupo Bacillariophyta con 822266 Org/cm², Cyanobacteria con 90550 Org/cm², y Chlorophyta con 27424 Org/cm², otros grupos como Euglenozoa presentaron 8441 Org/cm², Charophyta 1145 Org/cm², Rhodophyta 122 Org/cm² y Ochrophyta 68 Org/cm². (Ver Figura 27)

Con respecto a la abundancia por estación de muestreo la mayor abundancia fue encontrada en la estación E4 con 249966 org/cm², en la cual los grupos dominantes fueron Bacillariophyta con 176475 Org/cm² y Cyanobacteria con 55706 org/cm².

Asimismo, la estación E6 y E2 fueron las siguientes estaciones con mayor abundancia con 244897 org/cm² y 142967 org/cm² en la cual el grupo dominante fue Bacillariophyta con 244524 org/cm² y 135109 org/cm² respectivamente. (Ver Figura 28)

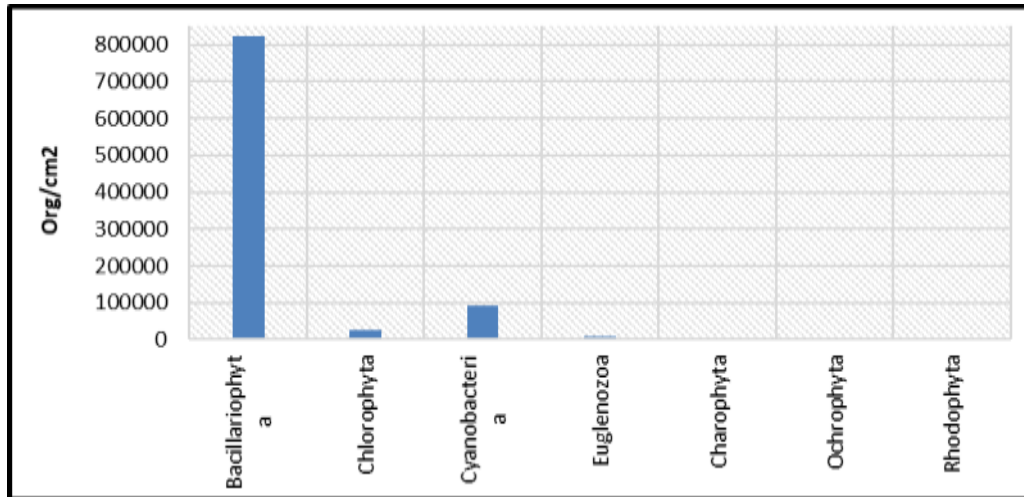


Figura 27 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada inicio de estiaje (julio 2016)

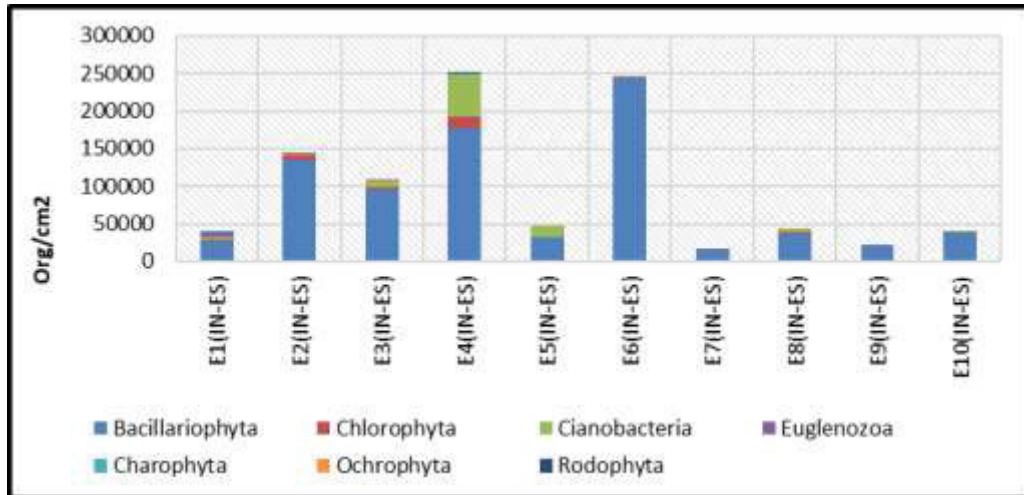


Figura 28 Distribución espacial de la abundancia para la temporada inicio de estiaje (Julio 2016)

De la misma forma se presentó para la temporada final de estiaje donde la mayor abundancia fue encontrada en el grupo Bacillariophyta con 898848 Org/cm², Cyanobacteria con 896914 Org/cm², y Chlorophyta con 76721 Org/cm², otros grupos como Euglenozoa presentaron 6860 Org/cm², Charophyta 1467 Org/cm², Ochrophyta 308 Org/cm², Rhodophyta 264 Org/cm² y Myozoa con 121 Org/cm² siendo de esta forma la temporada que presentó la mayor abundancia. (Ver Figura 29)

Con respecto a la abundancia por estación de muestreo la mayor abundancia fue encontrada en

la estación E8 con 625040 org/cm², en la cual el grupo dominante fue Cyanobacteria con 610776 Org/cm², E6 y E5 fueron las siguientes estaciones con mayor abundancia con 321207 org/cm² y 187213 org/cm² respectivamente en la cual el grupo dominante fue Bacillariophyta con 232786 org/cm² y 151624 org/cm². (Ver Figura 30)

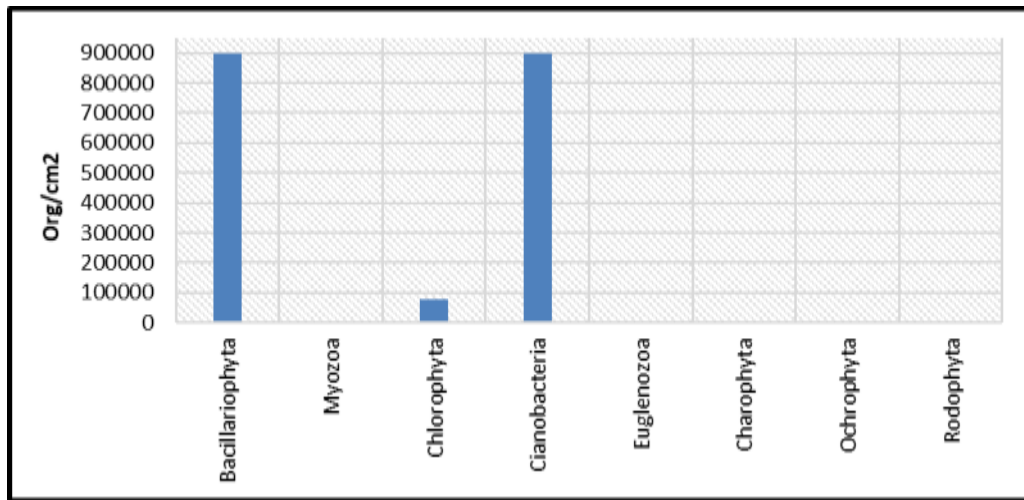


Figura 29 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada final de estiaje (octubre 2016)

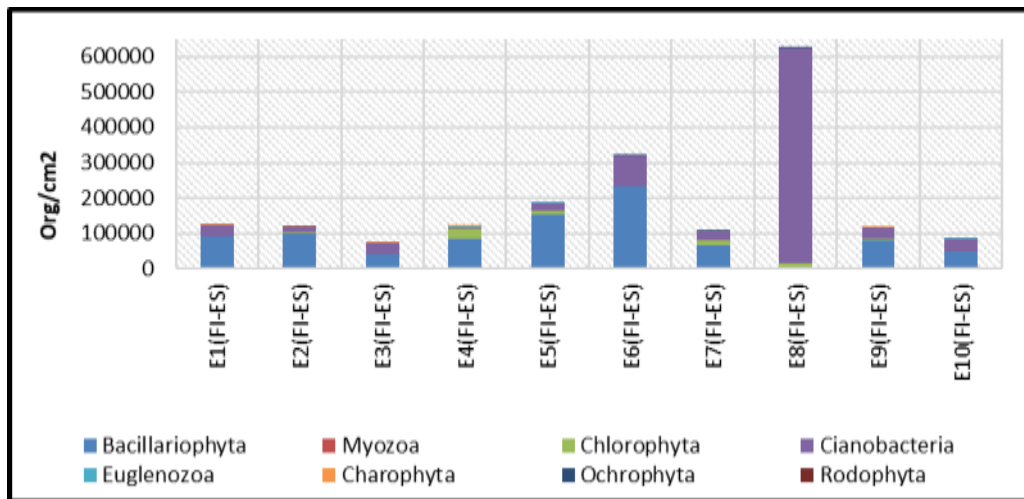


Figura 30 Distribución espacial de la abundancia para la temporada final de estiaje (octubre 2016)

Para la temporada inicio de avenida la mayor abundancia fue encontrada en el grupo, Cyanobacteria con 416676 Org/cm², Bacillariophyta con 37825 Org/cm² y Chlorophyta con 16501 Org/cm². Otros grupos como Euglenozoa presentaron 176 Org/cm² y Charophyta 170

Org/cm² siendo la temporada que presentó la menor abundancia. (Ver Figura 31)

Con respecto a la abundancia por estación de muestreo, la mayor abundancia fue encontrada en la estación E8 con 265090 org/cm², en la cual el grupo dominante fue Cyanobacteria con 262594 Org/cm². Asimismo, la estación E7 y E4 fueron las siguientes estaciones con mayor abundancia con 129706 org/cm² y 48972org/cm² respectivamente con grupos dominantes como Cyanobacteria con 121803 org/cm² y Bacillariophyta con 30710 org/cm². (Ver Figura 32)

Las estaciones E1, E3, E5, E6 y E9 no fueron incluidos en el análisis.

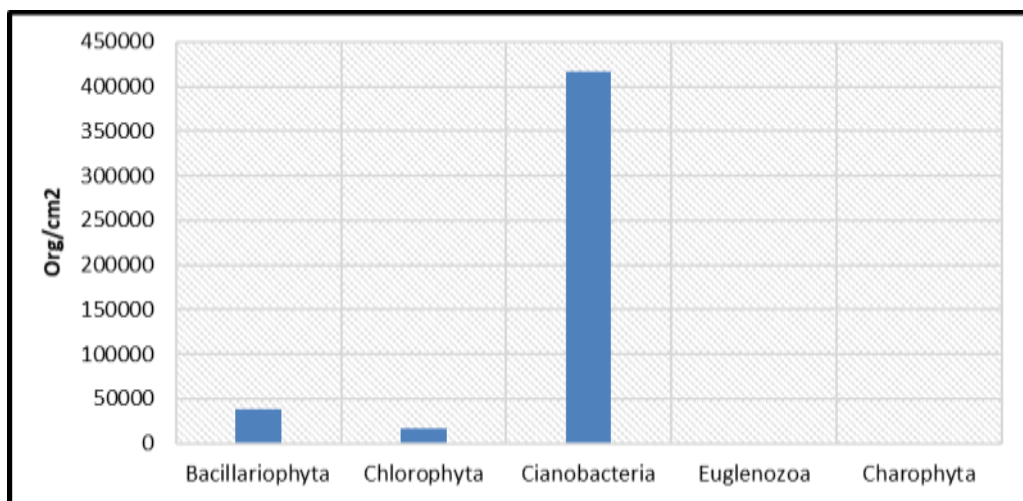


Figura 31 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada inicio de avenida (enero 2017)

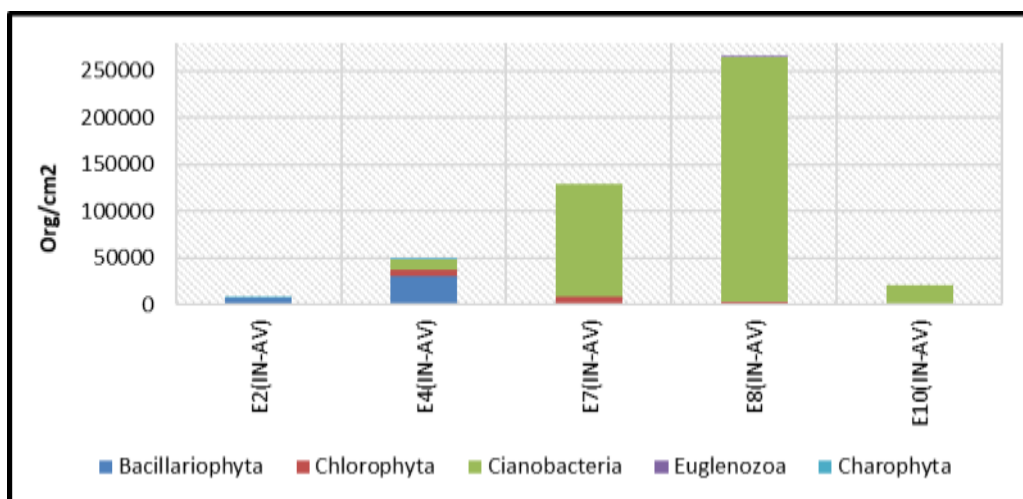


Figura 32 Distribución espacial de la abundancia para la temporada inicio de avenida (enero 2017)

Finalmente, para la temporada final de avenida la mayor abundancia fue encontrada en el grupo, Cyanobacteria con 395933 Org/cm², Bacillariophyta con 221510 Org/cm² y Chlorophyta con 14408 Org/cm². Otros grupos como Euglenozoa presentaron 1434 Org/cm², Charophyta 869 Org/cm², Rhodophyta 133 Org/cm² y Ochrophyta con 29 Org/cm². (Ver Figura 33) Con respecto a la abundancia por estación de muestreo, la mayor abundancia fue encontrada en la estación E9 con 209693 org/cm², en la cual el grupo dominante fue Cyanobacteria con 192285 Org/cm². Asimismo, la estación E6 y E8 fueron las siguientes estaciones con mayor abundancia con 145086 org/cm² y 83136 org/cm² respectivamente con grupos dominantes como Bacillariophyta con 139734 org/cm² y Cyanobacteria con 74016 org/cm². (Ver Figura 34) La estación E3 no fue incluido en el análisis.

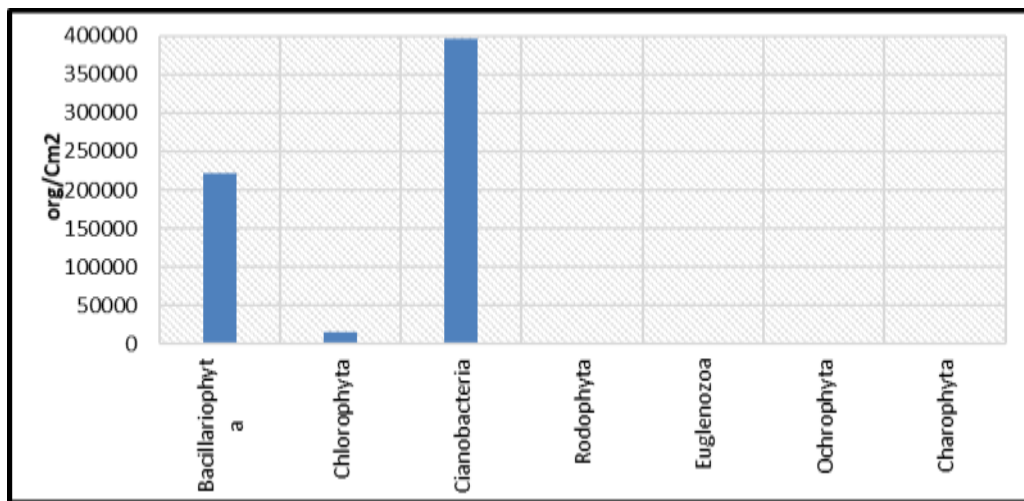


Figura 33 Distribución de la abundancia en grupos taxonómicos para la temporada final de avenida (abril 2017)

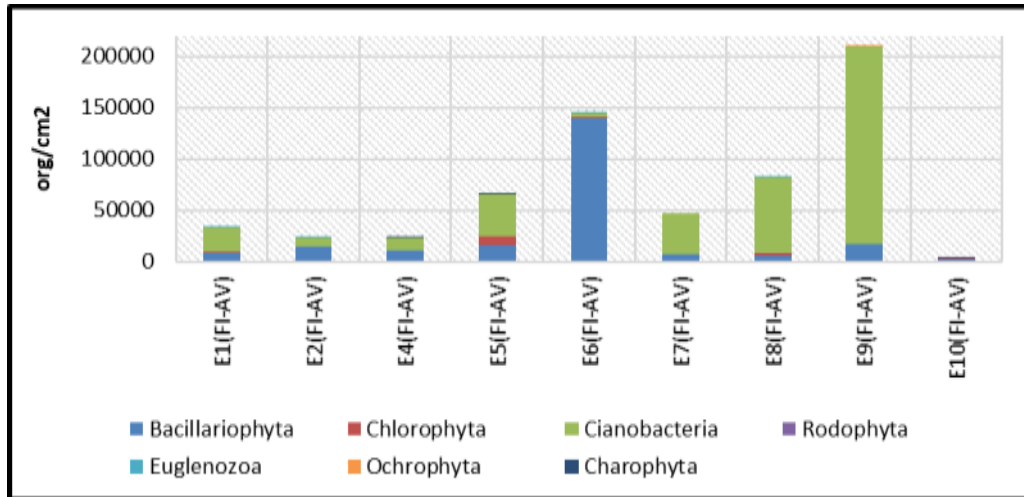


Figura 34 Distribución espacial de la abundancia para la temporada final de avenida (abril 2017)

En general con respecto a la distribución temporal de la abundancia de los grupos taxonómicos se observó que el grupo Bacillariophyta fue quien evidenció la mayor abundancia alcanzando su mayor valor en la temporada final e inicio de estiaje con 898848 Org/cm² y 822266 Org/cm² y menores valores al final e inicio de avenida con 221510 Org/cm² y 37825 Org/cm² respectivamente, el siguiente grupo fue Cyanobacteria quien alcanzó su mayor valor en la temporada final de estiaje e inicio de avenida con 896914 Org/cm² y 416676 Org/cm² y menores valores al inicio de estiaje y final de avenida con 90550 Org/cm² y 395993 Org/cm² respectivamente, y finalmente chlorophyta quien alcanzó su mayor valor en la temporada final e inicio de estiaje con 76721 Org/cm² y 27424 Org/cm² y menores valores al inicio y final de avenida con 16501 Org/cm² y 14480 Org/cm² respectivamente. Finalmente, los grupos con menor abundancia encontrada fueron Euglenozoa, Charophyta, Rhodophyta y Ochrophyta. El grupo Myozoa solo presentó organismos en la temporada final de avenida. (Ver Figura 35)

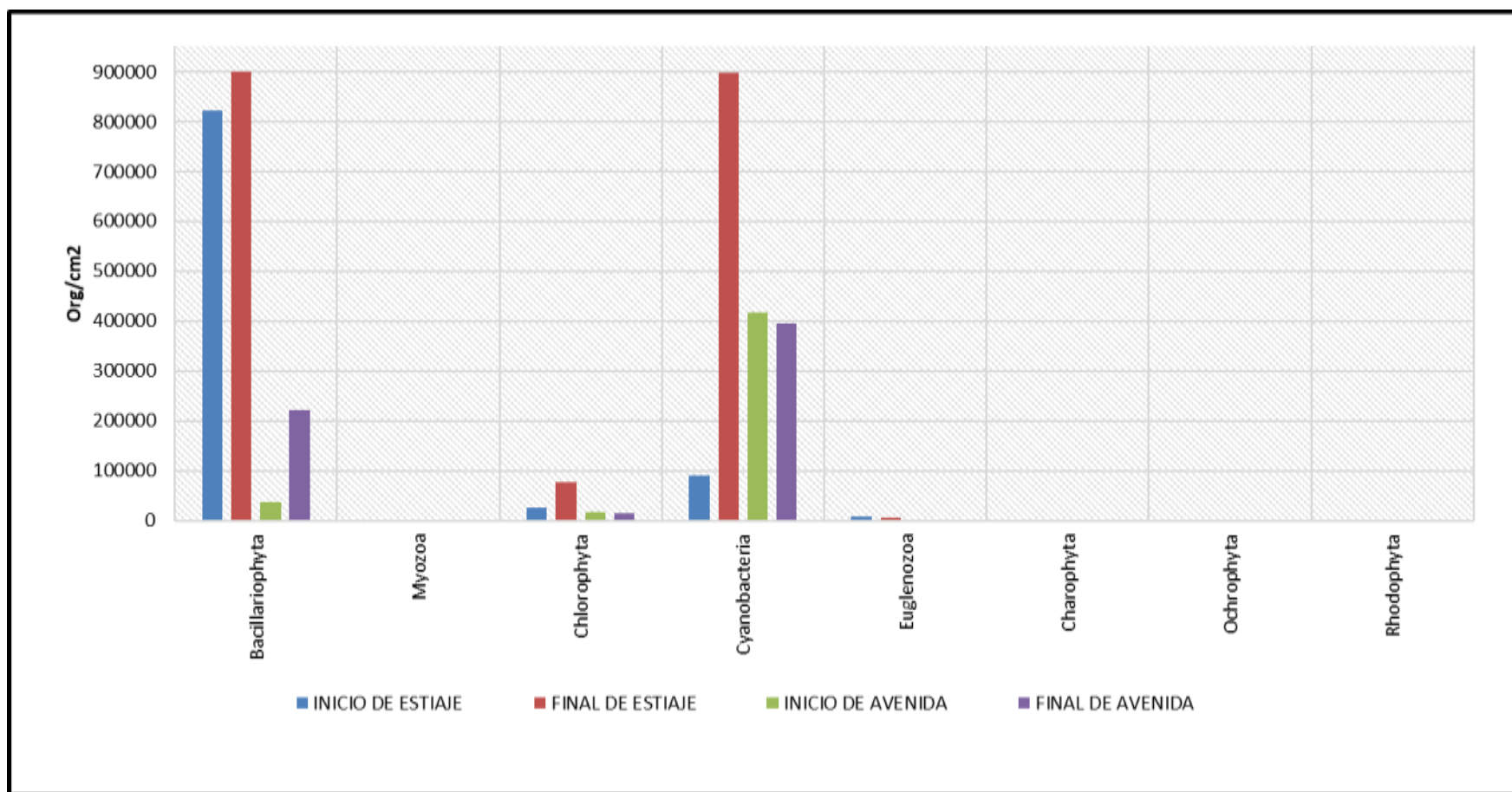


Figura 35 Distribución de la abundancia para las temporadas: inicio de estiaje, final de estiaje, inicio de avenida y final de avenida

4.8. Análisis de la diversidad alfa

Para la temporada inicio de estiaje (julio 2016) la mayor riqueza de especies (D_{mg}) se presentó en la estación E7, seguida de la estación E1, de la misma forma la mayor diversidad (H') se presentó en la estación E1, seguida de la estación E5, de esta forma evidenciandotambién las mayores distribuciones de especies (J'). La mayor dominancia se encontró en la estación E6 en la cual el género *Nitzschia* spp. fue dominante. (Ver Tabla 5).

Tabla 5 Índices de diversidad alfa para la temporada inicio de estiaje

	E1 (IN-ES)	E2 (IN-ES)	E3 (IN-ES)	E4 (IN-ES)	E5 (IN-ES)	E6 (IN-ES)	E7 (IN-ES)	E8 (IN-ES)	E9 (IN-ES)	E10 (IN-ES)
D_{Mg}	2.75	1.85	2.42	2.57	2.23	1.13	3.11	2.44	1.41	1.32
J'	0.64	0.36	0.36	0.42	0.56	0.12	0.16	0.39	0.33	0.34
H'	3.12	1.64	1.74	2.10	2.62	0.47	0.77	1.87	1.30	1.34
D	0.83	0.47	0.50	0.63	0.79	0.14	0.20	0.54	0.37	0.40

** D_{Mg} : índice de Margalef, J' : Índice de Pielou, H' : Índice de Shannon-Wiener, D : Dominancia de Simpson

Para la temporada final de estiaje (octubre 2016) la mayor riqueza de especies (D_{mg}) fue encontrada en las estaciones E4 y E3, además las estaciones E3 y E5 presentaron las mayores diversidades (H') y mayores distribuciones de especies (J'). La mayor dominancia se encontró en la estación E8 en la cual el grupo leptolyngbyaceae fue dominante. (Ver Tabla 6)

Tabla 6 Índices de diversidad alfa para la temporada final de estiaje

	E1 (FI-ES)	E2 (FI-ES)	E3 (FI-ES)	E4 (FI-ES)	E5 (FI-ES)	E6 (FI-ES)	E7 (FI-ES)	E8 (FI-ES)	E9 (FI-ES)	E10 (FI-ES)
DMg	2.47	2.14	3.29	3.50	2.31	2.05	2.25	2.02	2.74	2.03
J'	0.41	0.52	0.54	0.40	0.56	0.47	0.53	0.09	0.52	0.51
H'	2.03	2.46	2.81	2.18	2.71	2.24	2.64	0.43	2.64	2.35
D	0.61	0.74	0.80	0.71	0.74	0.67	0.74	0.11	0.77	0.73

** D_{Mg} : índice de Margalef, J' : Índice de Pielou, H' : Índice de Shannon-Wiener, D : Dominancia de Simpson

Para la temporada Inicio de avenida (enero 2017) la mayor riqueza de especies (D_{mg}) y mayor

diversidad (H') se presentó en la estación E4 seguida de E2, estas también presentaron las mayores distribuciones de especies (J'). La mayor dominancia se encontró en la estación E8 donde el grupo Leptolyngbyaceae fue el grupo predominante. (Ver Tabla 7)

Tabla 7 Índices de diversidad alfa para la temporada inicio de avenida

	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8	E9	E10
	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)	(IN-AV)
DMg	-	2.70	-	3.43	-	-	1.02	1.36		0.20
J'	-	0.60	-	0.63	-	-	0.14	0.02		0.13
H'	-	2.77	-	3.31	-	-	0.53	0.10		0.21
D	-	0.77	-	0.85	-	-	0.14	0.02		0.05

*Las estaciones E1, E3, E5, E6 y E9 (inicio de avenida) no fueron incluidos en el análisis

** D_{Mg} : índice de Margalef, J' : Índice de Pielou, H' : Índice de Shannon-Wiener, D : Dominancia de Simpson

Finalmente, para la temporada final de avenida (abril 2016) la mayor riqueza de especies (D_{Mg}) se presentó en la estación E5 y E1, de la misma forma la mayor diversidad (H') se presentó en la estación E5 seguida de la estación E10, estas además presentaron mayores distribuciones de especies (J'). La menor diversidad se encontró en la estación E9 en la cual el grupo leptolyngbyaceae fue el grupo predominante. (Ver Tabla 8)

Tabla 8 Índices de diversidad alfa para la temporada final de avenida

	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8	E9	E10
	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)	(FI-AV)
D_{Mg}	2.40	1.89	-	2.29	2.97	1.26	0.93	1.94	1.88	1.49
J'	0.39	0.55	-	0.44	0.58	0.29	0.57	0.29	0.16	0.72
H'	1.81	2.37	-	2.03	2.93	1.16	2.01	1.31	0.73	2.68
D	0.52	0.72	-	0.67	0.77	0.39	0.68	0.36	0.20	0.77

*La estación E3 no fue incluida en el análisis

** D_{Mg} : índice de Margalef, J' : Índice de Pielou, H' : Índice de Shannon-Wiener, D : Dominancia de Simpson

En promedio a nivel general los índices ecológicos reflejaron valores bajos, de esta forma los resultados de la riqueza de especies (D_{Mg}) estuvo comprendida entre 1.74-2.48, diversidad (H')

entre 1.38-2.25, Equitativad (J') entre 0.30 -0.46 y dominancia de Simpson ($1 - \lambda$) entre 0.37-0.66.

A nivel de temporadas de estudio la temporada final de estiaje (octubre 2016) fue la que presentó la mayor riqueza de especies (D_{mg}), seguida de la temporada inicio de estiaje (julio 2016), de la misma forma la mayor diversidad (H') se evidenció en la temporada final de estiaje (octubre 2016), seguida de final de avenida (abril 2017) las cuales también tuvieron la mayor distribución de especies y finalmente la mayor dominancia fue para la temporada inicio de avenida (enero 2017). (Ver Tabla 9)

Tabla 9 Índices de diversidad alfa estacional

	INICIO DE ESTIAJE		FINAL DE ESTIAJE		INICIO DE AVENIDA		FINAL DE AVENIDA	
	Media	SD	Media	SD	Media	SD	Media	SD
D_{Mg}	2.12	0.66	2.48	0.53	1.74	1.30	1.89	0.62
J'	0.37	0.16	0.46	0.14	0.30	0.29	0.44	0.18
H'	1.70	0.80	2.25	0.69	1.38	1.53	1.89	0.73
D	0.49	0.23	0.66	0.20	0.37	0.41	0.56	0.21

** D_{Mg} : índice de Margalef, J' : Índice de Pielou, H' : Índice de Shannon-Wiener, D : Dominancia de Simpson

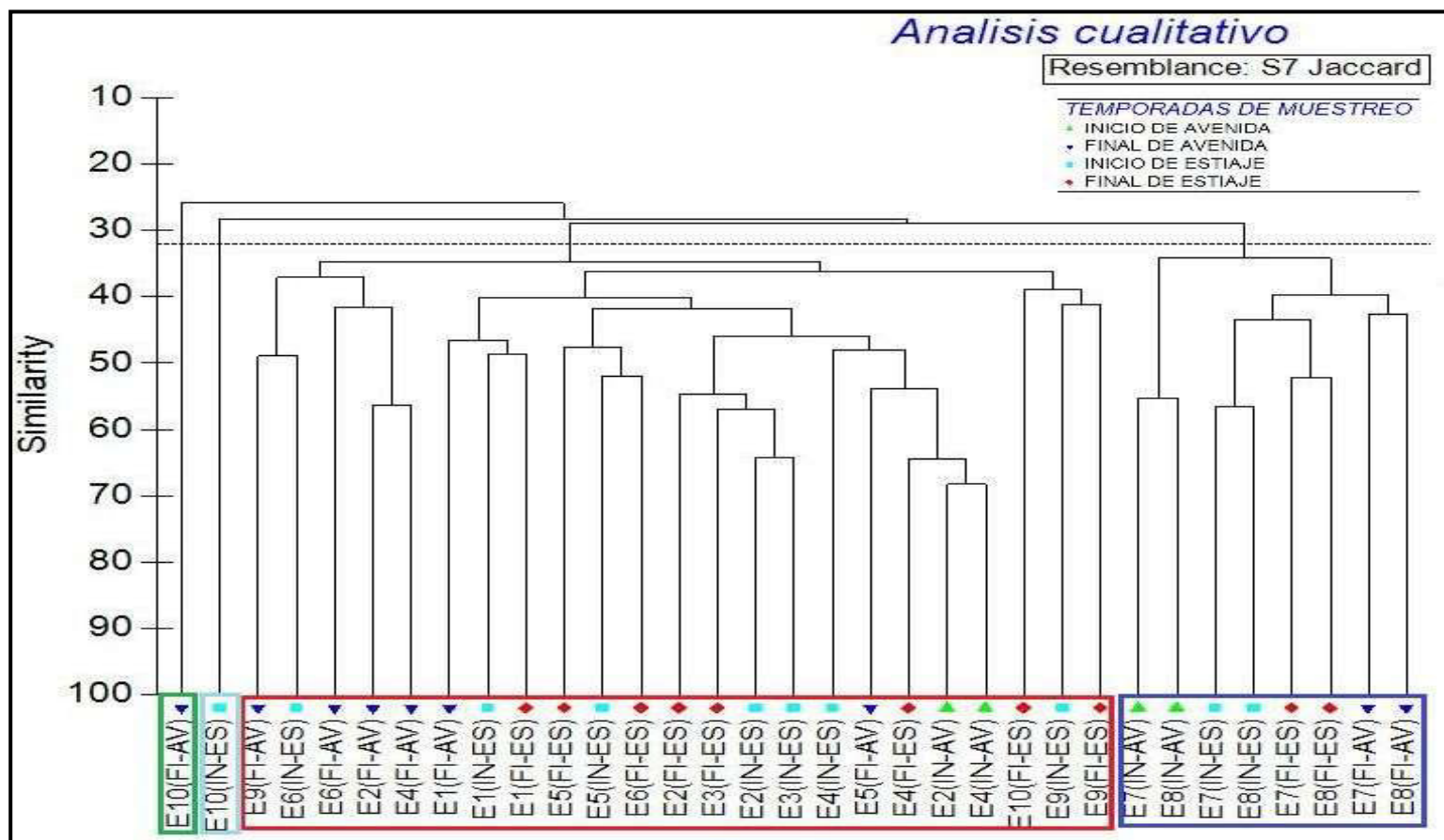
4.9. Análisis de la diversidad beta (Jaccard cualitativo)

El análisis de agrupamiento (CLUSTER) en base a la riqueza de especies de cada estación de muestreo para cuatro temporadas de estudio (inicio de estiaje, final de estiaje, inicio de avenida y final de avenida) agrupó a las estaciones cercanas entre sí con una similaridad al 32% ,de esta forma tenemos las estaciones E7 y E8 (Laguna principal lado oeste y sur respectivamente), E1, E2, E3, E4, E5 y E6 (Sector Santa Rosa bajo ,asociados a macrofitas como *Tipha*, *Cyperus* y *Enydra*), E9 (Sector Playa el Cascajo) y E10 (Canal sector Playa el Cascajo)

Las mayores similitudes fueron representadas por las estaciones E2 (inicio de avenida) con E4 (inicio de avenida) que presentaron un porcentaje de similitud de 68.2 %, la estación E4 (final

de estiaje) se relacionó con las estaciones E2 (inicio de avenida) y E4 inicio de avenida con 63.9% y 64.8% de similitudes respectivamente.

Finalmente, las menores similitudes fueron presentadas por la estación E10 al final de avenida e inicio de estiaje con 25% y 28% con respecto a las demás estaciones. (Ver Figura 36)



*Las estaciones E1, E3, E5, E6 y E9 (inicio de avenida) y E3 (final de avenida) no fueron incluidos en el análisis.

Figura 36 Análisis de agrupamiento (CLUSTER) basado en la riqueza (Jaccard cualitativo) de las comunidades periféricas para las temporadas inicio de estiaje (IN-ES), final de estiaje (FI-ES), inicio de avenida (IN-AV) y final de avenida (FI-AV), donde: E7 y E8 (Laguna principal lado oeste y sur respectivamente), E1, E2, E3, E4, E5 y E6 (Sector Santa Rosa bajo, asociados a macrofitas), E9 (Sector Playa el Cascajo) y E10 (Canal sector Playa el Cascajo).

Con respecto a las temporadas de muestreo el análisis de agrupamiento (CLUSTER) para la temporada inicio de estiaje distinguió cuatro grupos con una similaridad de 35% los cuales coinciden con estaciones de estudio con cuerpos de agua cercanos; de esta forma las estaciones que presentaron la mayor similitud con respecto a la riqueza de especies fueron las estaciones E2 y E3 con un porcentaje de similitud de 64%, E7 y E8 con 56% y E1 y E2 con 48%, E9 fue la estación que presentó la menor similitud con respecto a las demás con 32% (Ver Figura 37). De la misma forma para la temporada final de estiaje se distinguió cuatro grupos con una similaridad de 43%, la mayor similitud estuvo representada por las estaciones E3 y E4 con un porcentaje de similitud de 60%, E4 y E6 con 59% y E2 y E4 con 57%, asimismo las estaciones E7 y E8 fueron las que presentaron la menor similitud con respecto a las demás con 52% (Ver Figura 38).

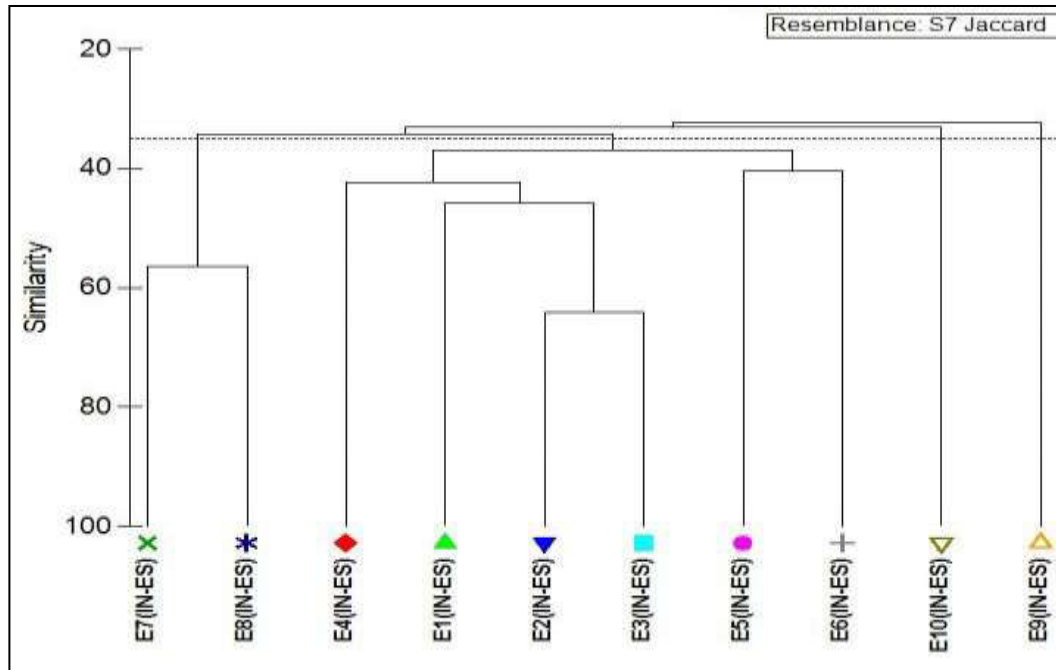


Figura 38 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada de muestreo inicio de estiaje

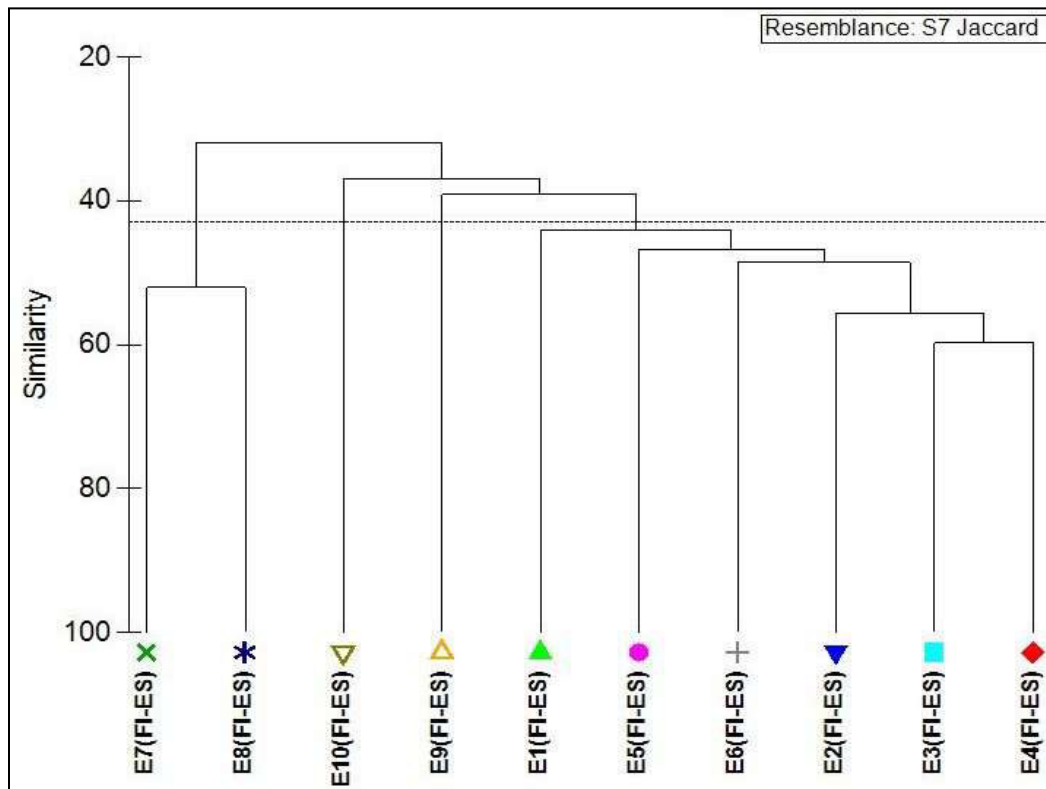


Figura 39 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada de muestreo final de estiaje

Para la temporada inicio de avenida se distinguió tres grupos con una similaridad de 22%; las estaciones que presentaron mayor similitud fueron E2 y E4 con un porcentaje de similitud de 68%, E7 y E8 con 55% y E2 y E7 con 24 %. La estación E10 fue la de menor similitud con respecto a las demás con 6% (Ver Figura 39). Finalmente, para la temporada final de avenida No se distinguieron grupos en base a estaciones de muestreo con cuerpos de agua cercanos, los cuerpos de agua que presentaron mayor similitud con respecto a la riqueza de especies fueron las estaciones E2 y E4 con un porcentaje de similitud de 56.25%, E1 y E4 con 48.2% y finalmente E2 y E6 con 45.7%. La estación E10 fue la de menor similitud con respecto a las demás con 31% (Ver Figura 40)

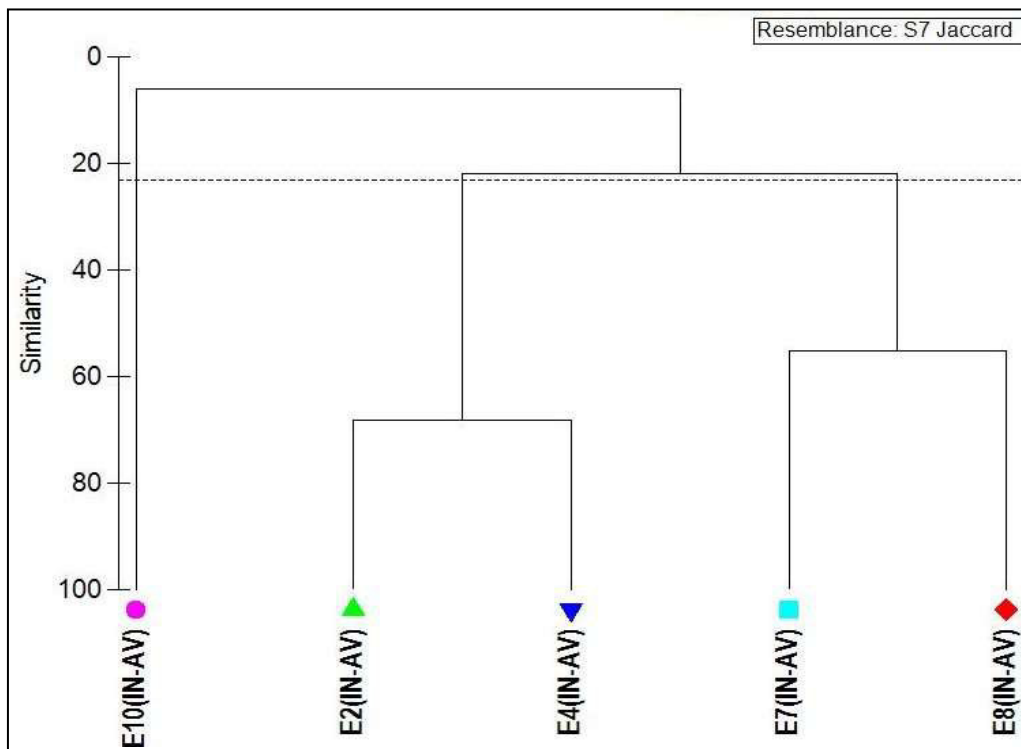


Figura 40 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada de muestreo inicio de avenida (Las estaciones E1, E3, E5, E6 y E9 no fueron incluidos en el análisis)

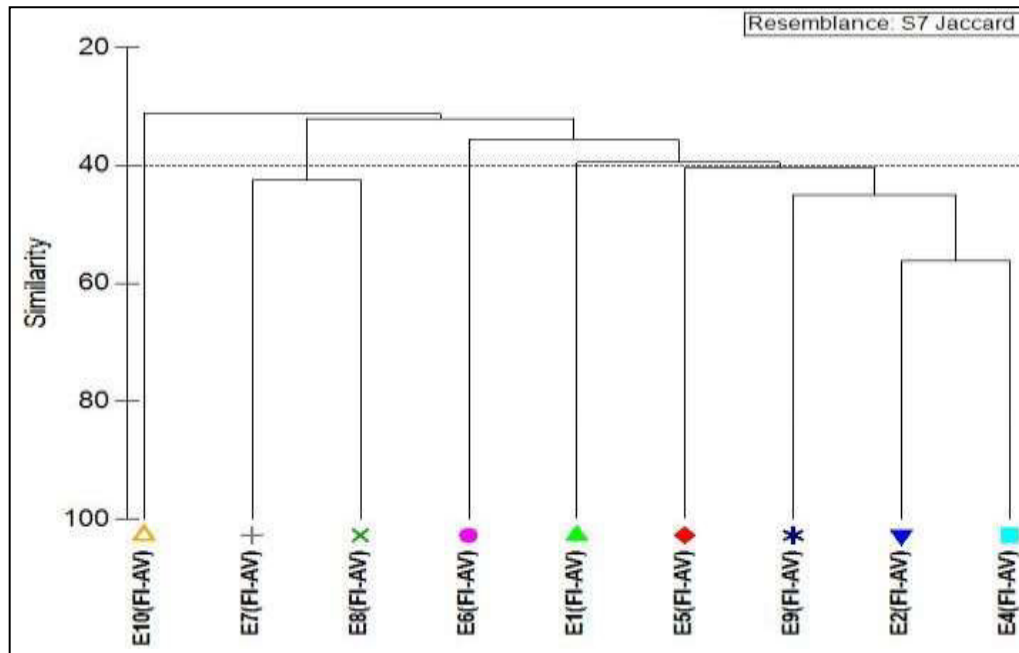
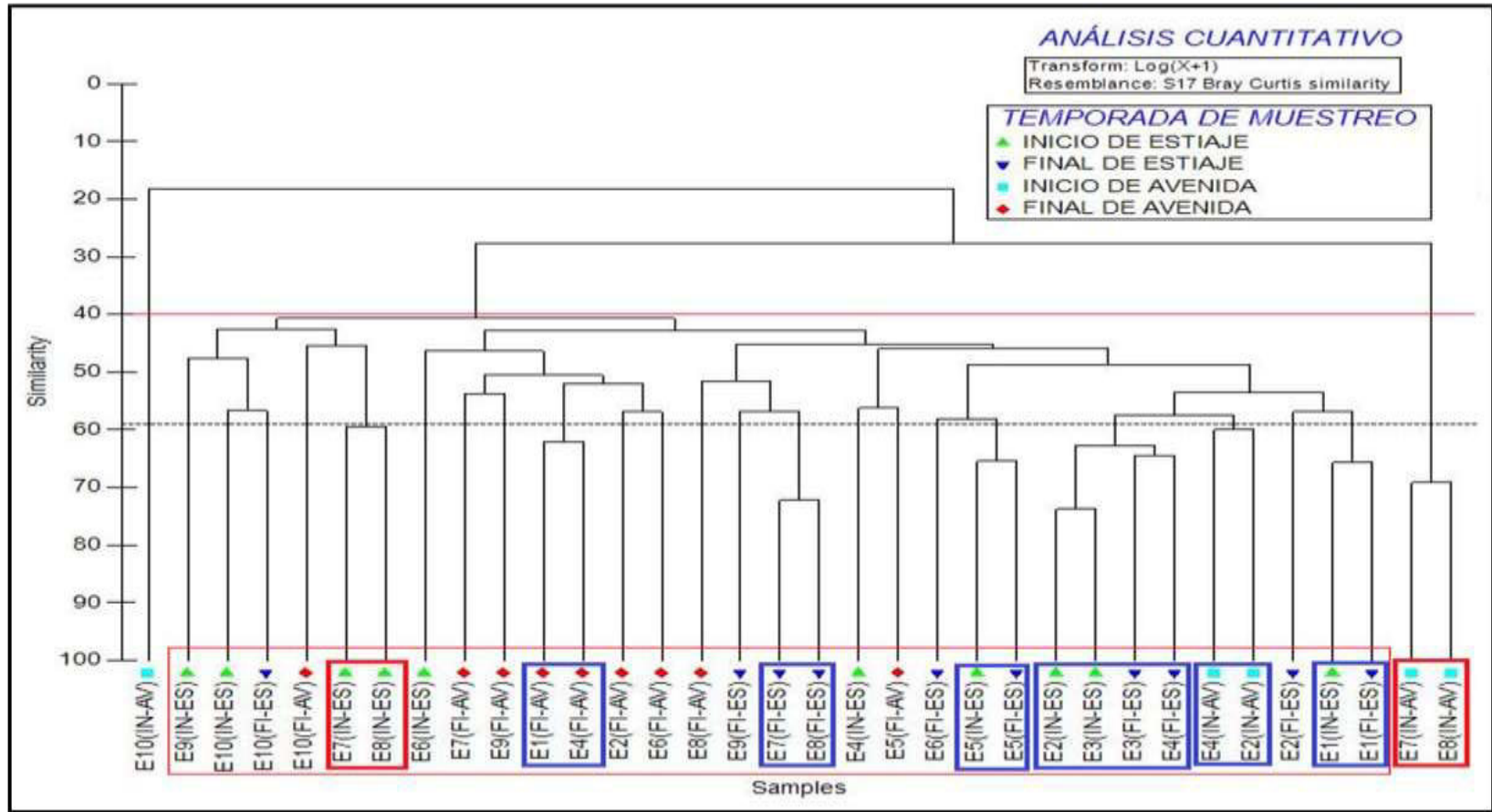


Figura 41 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Jaccard) para la temporada de muestreo final de avenida (la estación E3 no fue incluida en el análisis)

4.10. Análisis de la diversidad beta (Bray-curtis)

El análisis de agrupamiento (CLUSTER) en base a la abundancia de especies para cuatro temporadas de estudio (inicio de estiaje, final de estiaje, inicio de avenida y final de avenida) no muestra un agrupamiento en estaciones cercanas entre sí (cuerpos de agua en común) ;sin embargo a una similitud de 59% las estaciones con cuerpos en agua en común como E7 con E8 (Laguna principal lado oeste y sur respectivamente) y las pertenecientes al sector Santa Rosa bajo como E1 con E4 (final de avenida), E2 con E3 (inicio de estiaje),E3 con E4 (final de estiaje)y E4 con E2 (inicio de avenida) muestran un agrupamiento en base a la estacionalidad (temporada de muestreo). Las mayores similitudes fueron representadas por las estaciones E2 conE3 en inicio de estiaje que presentaron un porcentaje de similitud de 73.6 %, la estación E7 con E8 ambos en final de estiaje e inicio de avenida con 72.1 % y 69.1% de similitud respectivamente.

Finalmente, las menores similitudes fueron presentadas para las estaciones E7 con E8 y E10 en el inicio de avenida con una similitud de 27 % y 18 % respectivamente con respecto a las demás estaciones. (Ver Figura 41)



*Las estaciones E1, E3, E5, E6 y E9 (inicio de avenida) y E3 (final de avenida) no fueron incluidos en el análisis.

Figura 42 Análisis de agrupamiento (CLUSTER) basados en la abundancia (Bray-Curtis) de las comunidades perifíticas para las temporadas Inicio de estiaje (IN-ES), Final de estiaje (FI-ES), Inicio de avenida (IN-AV) y Final de avenida (FI-AV), donde: E7 y E8 (Laguna principal lado oeste y sur respectivamente), E1, E2, E3, E4, E5 y E6 (Sector Santa Rosa bajo), E9 (Sector Playa el Cascajo) y E10 (Canal sector Playa el Cascajo).

Con respecto a las temporadas de muestreo el análisis de agrupamiento (CLUSTER) para la temporada inicio de estiaje distingue tres grandes grupos con una similaridad entre 42% los cuales coinciden con estaciones de muestreo con cuerpos de agua cercanos; de esta forma las estaciones con mayor similitud con respecto a su abundancia fueron las estaciones E2 y E3 con un porcentaje de similitud de 73.5 %, E7 y E8 (Laguna principal) con 56.4% y E5 y E3 con 57 %. La estación E7 y E8 (Laguna principal) fueron las estaciones que presentaron la menor similitud con respecto a las demás con 41% (Ver Figura 42). Las Especies como: *Nitzschia* spp. *Navicula* spp. *Amphora* spp. Leptolyngbyaceae, *Gomphonema parvulum* contribuyeron a estas similitudes.

Para la temporada final de estiaje se distinguieron dos grandes grupos con una similaridad de 48%; la mayor similitud estuvo representada por las estaciones E7 y E8 (Laguna principal) con un porcentaje de similitud de 72%, E1 y E3 con 64.6 % y E3 y E4 con 64 %, asimismo las estaciones E7, E8 y E9 fueron las que presentaron la menor similaridad con respecto a las demás con 46.3% (Ver Figura 43). Las especies como; *Nitzschia* spp, Leptolyngbyaceae, *Navicula* spp. Rivulareaceae, *Aphanocapsa* spp. Contribuyeron a estas similitudes

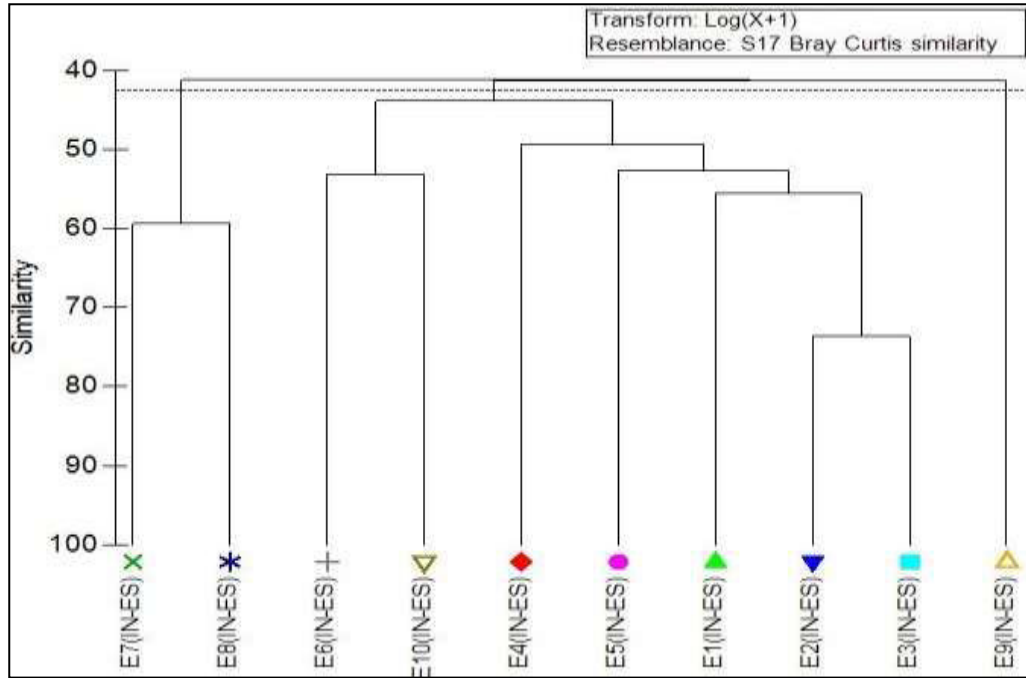


Figura 43 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada de muestreo; Inicio de estiaje

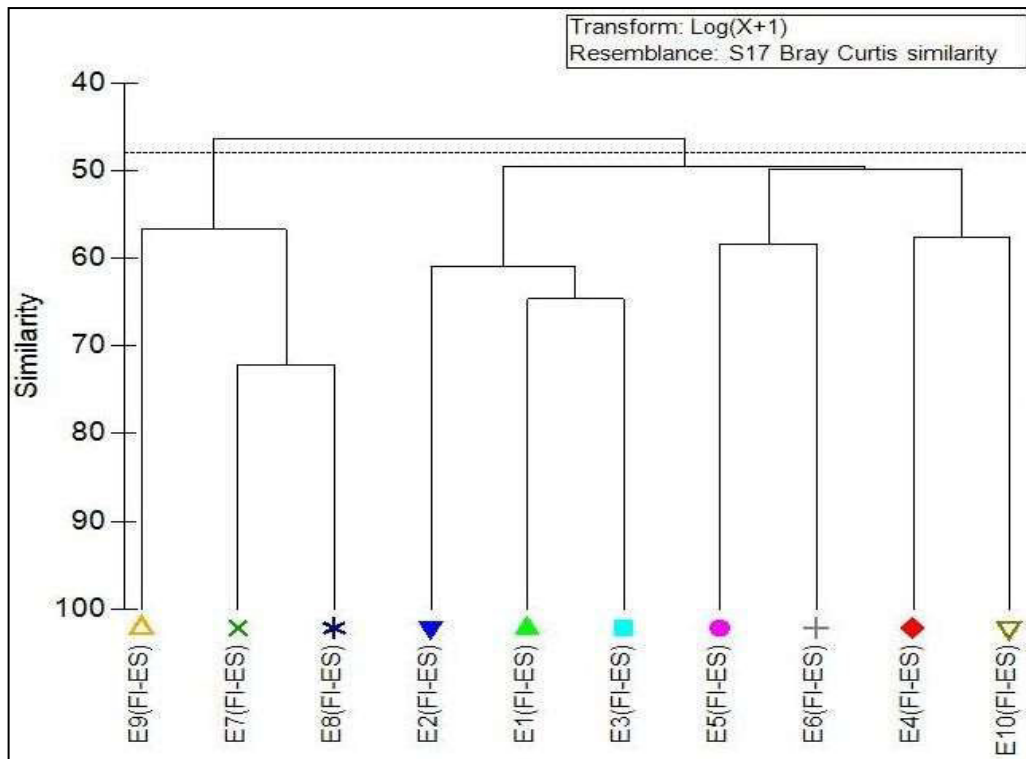


Figura 44 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada de muestreo; Final de estiaje

Igualmente, para la temporada Inicio de avenida se distinguen tres grandes grupos con una similitud de 58%; las estaciones que presentaron mayor similitud fueron E7 y E8 (Laguna principal) con un porcentaje de similitud de 69%, E2 y E4 con 60 % y E2 y E8 con 26%. La estación E10 fue la que presentó la menor similitud con respecto a las demás con 15.5 % (Ver Figura 44). Las especies como: *Leptolyngbyaceae*, *Desmodesmus* sp. *Oedogonium* sp. *Navicula* spp. *Cyclotella* cf. *meneghiana* contribuyeron a estas similitudes.

Finalmente, para la temporada final de avenida con una similitud de 38.5% se muestran tres agrupaciones las cuales no presentan relación en base a la cercanía de las estaciones de muestreo. De esta forma las estaciones que presentaron mayor similitud fueron las E1 y E4 con un porcentaje de similitud de 62 %, E2 y E4 con 58 % y E2 y E6 con 57%, la estación E10 fue la que presentó la menor similitud con respecto a las demás con 35% (Ver Figura 45).

Las especies como: *Nitzschia* spp. *Navicula* spp. *Phormidium* spp. *Leptolyngbyaceae*, *Anabaena* spp. Contribuyeron a estas similitudes.

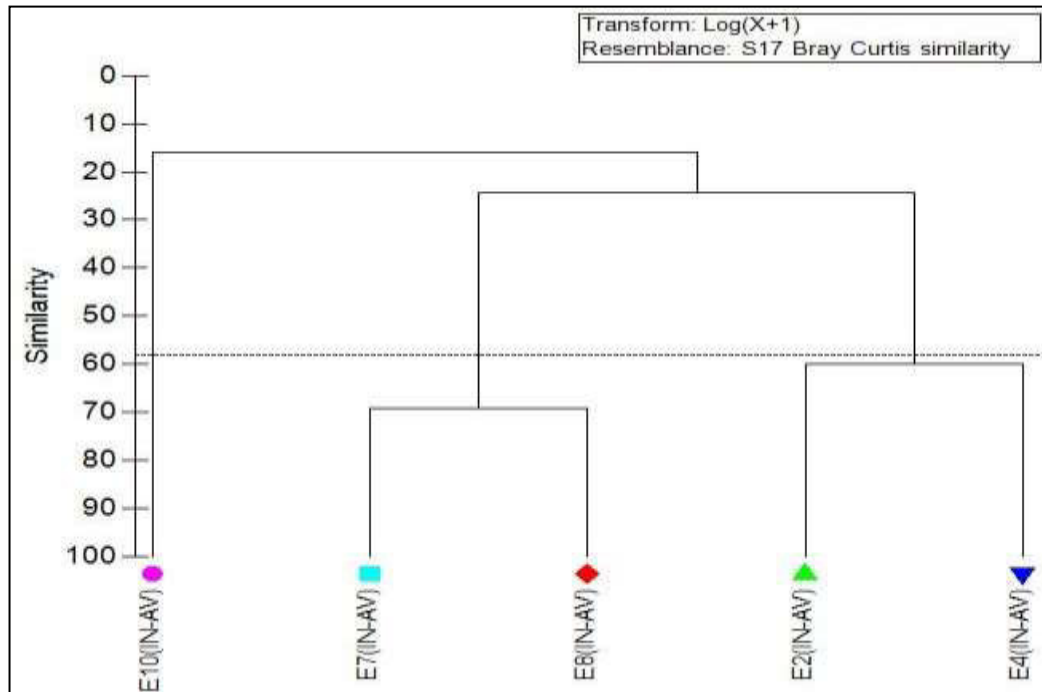


Figura 45 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada de muestreo; Inicio de avenida (Las estaciones E1, E3, E5, E6 y E9 no fueron incluidos en el análisis)

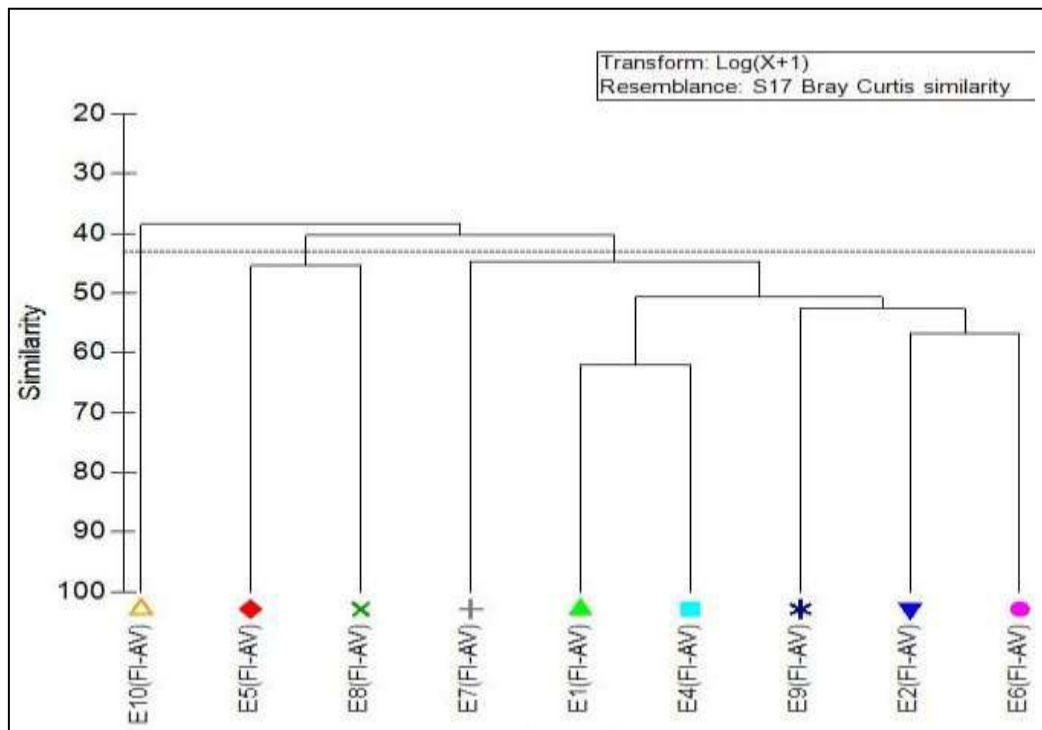


Figura 46 Análisis de agrupamiento (Similaridad de Bray-Curtis) para la temporada de muestreo; final de avenida (la estación E3 no fue incluida en el análisis)

4.11. Análisis multivariado

a. Análisis de similaridad ANOSIM (Similaridad de Bray-Curtis)

A nivel de temporadas de estudio existieron diferencias significativas entre los valores de la composición de microalgas ($p = 0.001$, R global = 0.286).

El test pareado indica que a nivel de temporadas de muestreo la temporada inicio de estiaje y final de estiaje presentaron diferencias significativas ($p = 0.02$ y $R=0.166$). De la misma forma para la temporada final de estiaje e inicio de avenida que presentó la mayor diferencia significativa ($p = 0.016$ y $R=0.377$), finalmente las temporadas inicio y final de avenida también presentaron diferencia significativa ($p = 0.012$ y $R=0.375$). Ver Tabla 10

Tabla 10 ANOSIM para las estaciones de estudio en base a la composición del perifiton (Similaridad de Bray-Curtis). $P < 0.05$ rechaza la hipótesis nula indicando si existe diferencias a nivel de temporadas de muestreo)

Grupos	Estadístico global (R)	Nivel de significancia P value
Temporadas de estudio	0.286	0.001
TEST PAREADO	Estadístico (R)	P value
INICIO DE ESTIAJE, FINAL DE ESTIAJE	0.166	0.02
FINAL DE ESTIAJE, INICIO DE AVENIDA	0.377	0.016
INICIO DE AVENIDA, FINAL DE AVENIDA	0.375	0.012

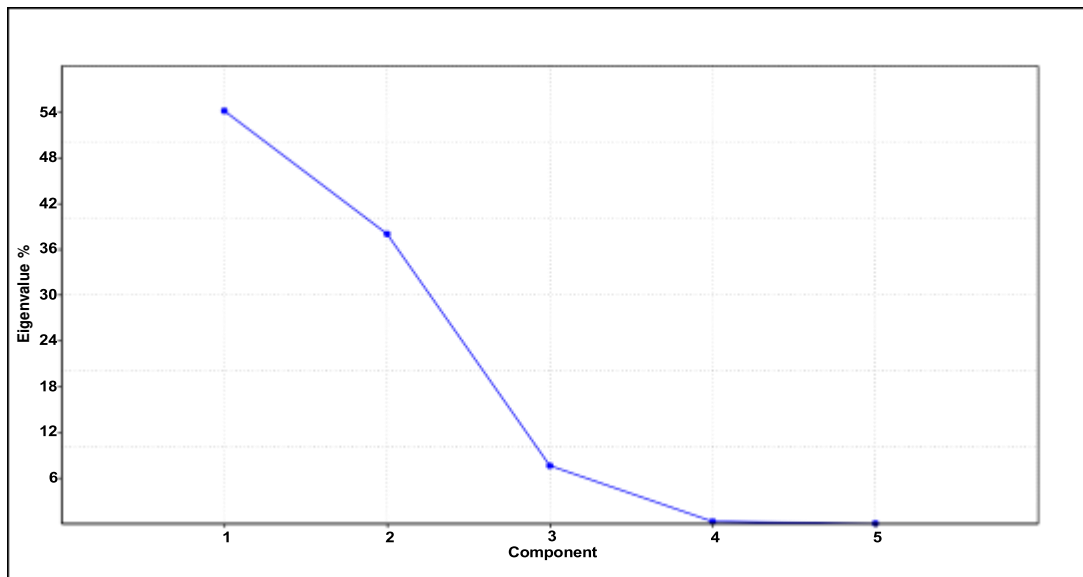
4.12. Análisis de componentes principales (ACP)

La interacción de los diversos factores físico-químicos sobre la comunidad perifítica se representa mediante la correlación de pearson (Ver 11) y el Análisis de componentes principales con contribuciones de 54% y 38% de la varianza para los ejes 1 y 2 respetivamente. (Ver Figura 46)

Tabla 11 Correlaciones según Pearson (ρ) para los parametros evaluados

	ppt	mS	S	N	Dmg	H'	D(1- λ)
ppt	1						
mS	1.00	1					
S	0.21	0.21	1				
N	<u>0.28</u>	<u>0.28</u>	-0.06	1			
Dmg	0.14	0.13	0.92	-0.08	1		
H'	0.19	0.19	0.71	-0.38	0.63	1	
D(1- λ)	0.23	0.23	0.70	-0.39	0.59	0.99	1

Figura 47 Principales ejes considerados para el ACP



En el primer componente con más del 54% de la varianza los índices de diversidad (Shannon y Simpson), riqueza específica, conductividad y sólidos disueltos totales contribuyeron en forma positiva a este componente.

En el segundo componente con 38% de la varianza la conductividad, y los sólidos disueltos totales contribuyeron de forma positiva al este componente, los índices de diversidad (Shannon y Simpson) y riqueza específica contribuyeron de forma negativa. (Ver Tabla 12)

Tabla 12 Ejes correspondientes para el análisis de componentes principales (ACP).

	Eje 1	Eje 2
T°	-	-
pH	-	-
ppt	0.41	0.91
mS	0.41	0.91
S	0.81	-0.24
N	-	-
D_{mg}	-	-
H'	0.92	-0.32
$D(1-\lambda)$	0.93	-0.38

*Riqueza específica(S), Abundancia(N), Índice de Margalef (D_{mg}), Índice de Shannon (H') y Índice de Simpson (D), variables como T°, pH, N y D_{mg} , no fueron consideradas en el análisis al presentar correlaciones menores al 0.4.

a. Componente 1

En el primer eje a un 54% de la varianza total las variables como: riqueza específica, índice de Shannon, dominancia, conductividad y sólidos disueltos totales se relacionaron positivamente con las estaciones E1, E3, E4 y E5 para la temporada inicio de estiaje, de la misma forma para la temporada final de estiaje estas variables se relacionaron con las estaciones E1, E2, E3, E4, E5, E6, E7, E9 y E10. Para la temporada inicio de avenida solo las estaciones E2 y E4 estuvieron relacionadas y finalmente para la temporada final de avenida las estaciones E2, E4, E5 y E10.

b. Componente 2

Para el segundo eje a un 38 % de la varianza total. Las variables como: conductividad, sólidos disueltos totales, se relacionaron inversamente con la riqueza específica, índice de Shannon, y dominancia y estas se relacionan con las estaciones E2, E6, E9 y E10 para la temporada inicio de estiaje, de la misma forma para la temporada inicio de avenida las estaciones E7, E8 y E10 y finalmente para la temporada final de avenida las estaciones E6 y E9 respectivamente. La interacción entre las variables son representados en los dos primeros ejes mediante un análisis de componentes principales (Ver Figura 47)

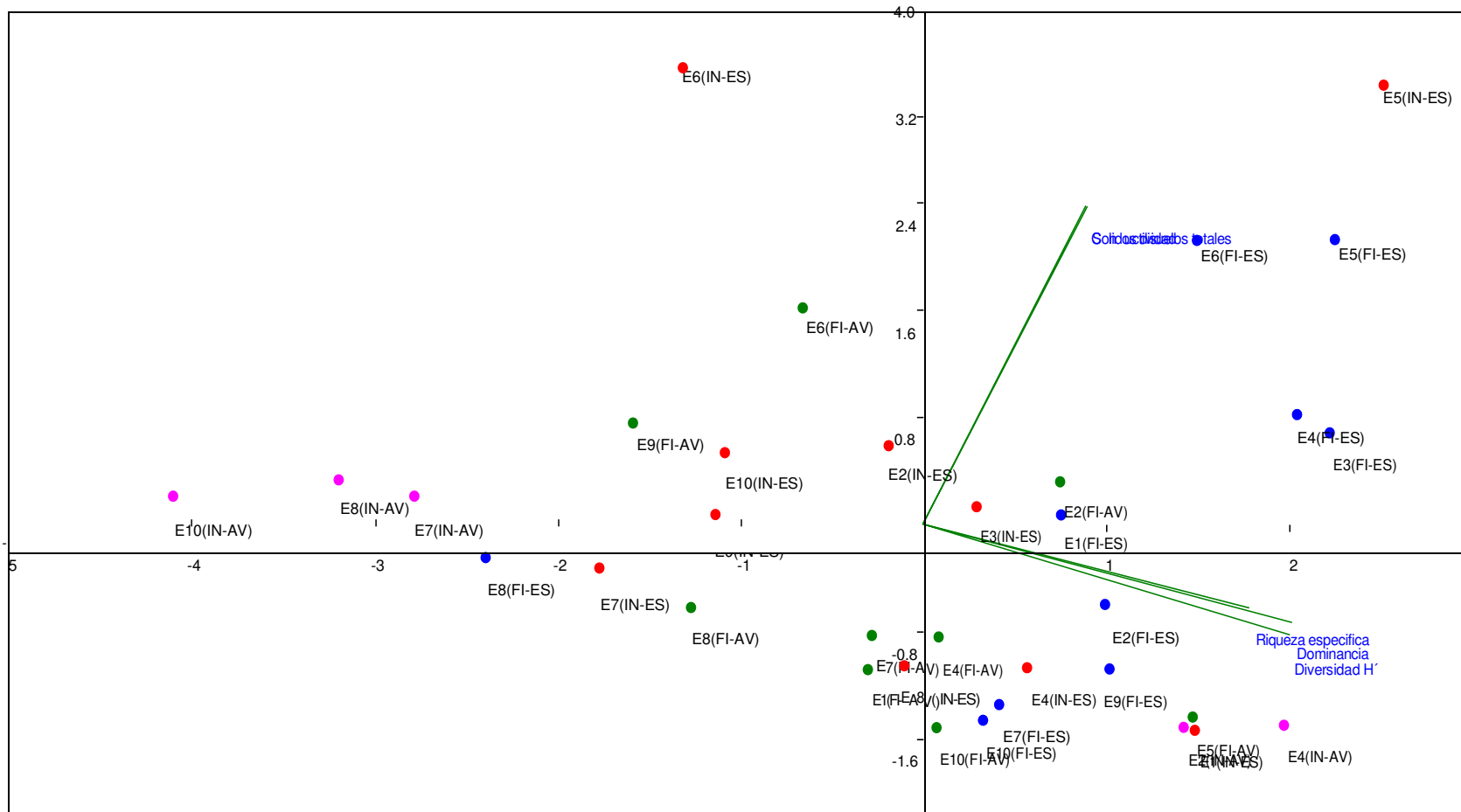


Figura 48 Análisis de componentes principales (ACP), para las variables físico-químicas y biológicas (Conductividad, Solidos disueltos totales, riqueza específica, Índice de Shannon y dominancia) y las estaciones de muestreo: E1, E2, E3, E4, E5 y E6 (Sector Santa Rosa bajo), estaciones E7 y E8 (Laguna principal lado oeste y sur respectivamente), E9 (Sector Playa el Cascajo) y E10 (Canal sector Playa el Cascajo).

V. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

5.1. Parametros físico-químicos

Según los Estándares Nacionales de Calidad de Agua (ECA) emitidos por el Ministerio del Ambiente mediante Decreto Supremo N° 004-2017 MINAM clasifican al agua del humedal Santa Rosa en la Categoría 4: Conservación de ambiente acuático; y en ella en la subcategoría E1: Lagos y Lagunas.

De esta forma dentro de las variables físico-químicas medidas destaca la temperatura la cual tuvo un valor mínimo de 22.4°C - 27.3°C para la temporada Inicio y final de estiaje (julio y octubre) y máxima de 29.9°C - 31.1 °C para la temporada Inicio y final de avenida (enero y abril). Estos valores no se encuentran establecidos por los ECA´s, por lo que su comportamiento estaría de acuerdo a las estaciones del año y a la temperatura ambiente.

Otra variable físico-química fue el pH (potencial de hidrogeno),el cual presentó valores durante toda la temporada de estudio que oscilaron entre 5.73 y 9.47 caracterizando a las aguas de los Humedales de Santa Rosa entre acidas y alcalinas, sin embargo, estaciones como : E10 (Canal sector playa el Cascajo) para le temporada inicio de avenida, E7 y E8 (Laguna principal) temporada final de estiaje e inicio de avenida obtuvieron valores no aceptados dentro de los permitidos por los ECA´s (6.5-9.0); E10 con 5.7 y E7 y E8 con valores por encima de 9.

Estos valores elevados en el pH podrían atribuirse a la influencia del intercambio con aguas oceánicas (Menéndez, Díaz, González-de Zayas y González, 2011).

y a la elevada densidad de algas fitoplanctónicas presentes en la columna de agua que tiene influencia sobre el pH a través actividad fotosintetizadora, donde se asimila gas carbónico, lo cual puede ocasionar una elevación del pH, (Esteves ,1998). En relación a las temporadas de muestreo la poca variabilidad del pH posiblemente sean consecuencia de los cambios en la

química de los cuerpos de agua los cuales se estén dando por causas externas (canales de regadío y aguas residuales domesticas).

Con respecto a la conductividad los valores oscilaron entre 1.2 mS/cm. y 20.73 mS/cm. a excepción de la estación E10 (final de avenida) que obtuvo un valor de 0.72 mS/cm. Además, se mostró elevada para las estaciones E5 y E6 (zonas aledañas a la población), para las temporadas inicio y final de estiaje (julio-octubre). Estos valores se encuentran fuera de lo permitido por los ECA's (1 mS/cm). No se evidenció una variación de la conductividad a nivel de temporadas de muestreo, la elevada conductividad eléctrica se explica principalmente por la concentración de iones provenientes de fuentes contaminantes (efluentes domésticos y agrícolas) del ecosistema acuático. Esto también puede ser explicado por la pequeña profundidad de la laguna, la acción de los vientos y la pluviosidad, que además de promover la resuspensión del material presente en el fondo de la laguna, provoca el cargamento de materias alóctonas para el medio ambiente (Bastos ,2014).

Finalmente, al ser directamente proporcional la concentración de solidos disueltos a la conductividad los valores de TDS se encuentran fuera de lo permitido al ECA (500 mg/L) con valores desde 610 mg/L a 10370 mg/L a excepción de la estación E10 para la temporada final de avenida la cual presentó una concentración de 400 mg/L.

5.2. Composición y abundancia del perifiton

La microflora algal correspondiente a los Humedales de Santa Rosa es típica de humedales costeros y estuvo compuesta por 80 géneros dentro de las cuales 38 fueron reportados para los Pantanos de Villa (Montoya,1995), 33 para los Humedales de Ventanilla (Yucra,2008) y 14 para Albuferas de Medio Mundo (Tovar,1977).

Las mayores dominancias correspondieron a los grupos Bacillariophyta (diatomeas),

Cyanobacteria (algas azul verdosas) y Chlorophyta (algas verdes).

Esto posiblemente se deba a que las algas del perifiton desarrollan estructuras accesorias que favorecen su establecimiento en sustratos y ambientes bentónicos, motivo por el cual son abundantes en cuerpos poco profundos y en localidades en donde es presente la entrada de elevadas cantidades de materia orgánica y concentraciones de iones que favorecen su desarrollo (Darley,1987).

Además de adaptaciones morfológicas existen también otras como bioquímicas, fisiológicas, genéticas y reproductivas, y estas garantizan su permanencia y distribución. (Silva, 2013)

Para este estudio la mayor dominancia la presentó el grupo Bacillariophyta (diatomeas) las cuales evidenciaron estructuras de fijación al sustrato, como pedúnculos mucilaginosos para el género *Gomphonema*, matrices gelatinosas en los géneros *Nitzschia*, *Navicula*, *Rhopalodia* y colonias, como *Achnantheidium*, *Eunotia*, *Diadlesmis*, *Tabularia* y *Bacillaria*. (Hoagland, 1986).

Estas características ofrecieron ventajas competitivas al grupo de las diatomeas sobre las otras algas, razón por la cual, no solamente se encontraron adheridos al sustrato o matriz perifita, sino que también como epífitos de otras algas, especialmente, de las formas filamentosas, como *Oedogonium*.

En general, la composición de diatomeas se caracterizó por presentar pocas especies de abundancia alta. Esto parece ser común en tipos de ambientes intervenidos donde las condiciones extremas permiten el desarrollo de unas pocas especies dominantes (Lobo ,1983; Margalef ,1983). En base a las abundancias de microalgas registradas en los Humedales de Santa Rosa se evidenció el alto contenido de nutrientes presentes en los cuerpos de agua, confirmando lo propuesto por Whitmore, (1989) y Stoermer y Andresen, (1992), quienes afirman que cuando existe un aumento en las abundancias de las diatomeas, también se presenta normalmente un

incremento de nutrientes.

Las especies dominantes encontradas fueron en su mayoría fueron cosmopolitas y presentando además tolerancia a la polución orgánica entre las que destacan *Nitzschia* spp. y *Navicula* spp., *Rhopalodia acuminata*, *Cyclotella* cf. *meneghiana*, *Tabularia* cf. *fasciculata*, *Lemnicola hungarica*, *Bacillaria* cf. *paxillifer* y *Anomoeoneis sphaerophora*, las cuales son indicadoras de aguas de tipo mesosaprobicas (Sladeczek, 1973). Así también especies como *Gomphonema parvulum*, *Amphora venetta*, son indicadoras de condiciones polisaprobicas (Lange Bertalot ,1979; Oliva, Ramirez, Garduño, Cañetas y Ortega ,2005; Sladeczek, 1973).

Lange-Bertalot (1979) señala que ciertos taxones como el género *Nitzschia* no sólo pueden persistir en ambientes altamente polucionados, sino que también su reproducción puede verse estimulada.). *Gomphonema parvulum* es reconocido como taxa tolerante a la contaminación orgánica, y en general indicador condiciones polisapróbicas (Lange Bertalot 1979; Oliva *et al.* 2005). Taxones encontrados como *Gomphonema*, *Navicula* y *Nitzschia*, Generalmente se considera más tolerante a las perturbaciones, estas comprenden el 78% de los taxones tolerantes (Van, Mertens y Sinkeldam ,1994).

La presencia de especies determinadas como mesosaprobicas a polisapróbicas se relacionó con la presencia de materia orgánica en descomposición presentes en las estaciones de estudio, además de una alta carga de nutrientes (Gobierno Regional de Lima, 2017).

Géneros de diatomeas como *Achnanthes*, *Amphora*, *Campylodiscus*, *Cocconeis*, *Cyclotella*, *Cymbella*, *Mastogloia*, *Navicula* y *Nitzschia* encontrados en este estudio son frecuentes en humedales costeros, caso similar, en humedales costeros del hemisferio norte (Estados Unidos) existe una similaridad en la composición diatomeas ej. *Amphora*, *Mastogloia*, *Nitzschia*, *Navicula*, *Fragilaria*, *Achnanthes* y *Diploneis* (Gaiser, Wachnicka, Ruiz, Tobias y

Ross ,2005). Esto se explica debido a que muchos de estos géneros típicos de diatomeas se encuentran en cuerpos de agua estuarinos y en entornos cercanos a la costa y estos se limitan a agua dulce o salada y rara vez a la mezcla excepto en condiciones salobres (snoeijs, 2001).

Otro de los grupos que presentó mayor dominancia en los Humedales de Santa Rosa fue el grupo Cyanobacteria (algas azul verdosas) esto se relaciona con las concentraciones altas de nutrientes, la disminución de las precipitaciones, niveles de agua bajo y el aumento de la temperatura del agua lo cual puede favorecer el desarrollo de las cianobacterias. (Wetzel, 1975)

Roldán y Ramírez (2008) consideran que estas abundan en los meses más calientes del año lo cual se evidencia en este estudio al presentar mayor abundancia en los meses de enero y abril.

Según Schindler (1977), otra de las posibles causas del desarrollo de cianobacterias en sistemas acuáticos es la relación entre nitrógeno y fósforo. La capacidad de almacenar fósforo favorece el aumento de la densidad de ese grupo (Algarte y Rodrigues, 2006), incluso, en aguas altas, cuando la concentración de fósforo disminuye. Además, tienen la capacidad de adaptarse a condiciones ambientales extremas como son los cambios de temperatura, humedad y luz (Graham y Wilcox 2000, John, Whitton y Brook, 2003)., condiciones que presentan los Humedales de Santa Rosa.

Taxas como Leptolyngbyaceae, Rivulaceae, *Phormidium Anabaena* y *Aphanocapsa* presentaron mayor densidad en el presente estudio, probablemente por presentar formas filamentosas y que poseen mucilago, lo que favorece sus asociaciones al biofilm y al perifiton (Cetrangolo, 2004).

Además, las cianobacterias son capaces de fijar nitrógeno (en el caso de *Anabaena* y *Rivulaceae*) a través de los heterocitos (estructuras especializadas en la fijación del nitrógeno atmosférico), de producir células diferenciadas que funcionan como esporas de resistencia en

condiciones adversas (acinetos), toleran grandes variaciones de temperatura y poseen aún, la capacidad de almacenar fósforo en el citoplasma (Cavati y de Oliveira, 2008).

Las especies de Chroococcales y de Cyanophyceae son consideradas como indicadoras de la presencia de materia orgánica (Margalef 1983, Komárek y Anagnostidis 2001 y John *et al.*, 2003), en este estudio, *Chroococcus*, *Aphanocapsa* y *Merimospedia* y *Phormidium* estuvieron presentes en sitios en sitios donde existe la entrada de aguas residuales domésticas las cuales correspondieron a las estaciones E7 y E8 (Laguna principal) la cual es adyacente a un alcantarillado.

Las Chlorophytas (algas verdes) fueron el tercer grupo con valores altos de densidad con especies como: *Stigeoclonium* sp., *Oedogonium* sp., *Dictyosphaerium* sp. y *Spirogyra* sp. Resultados similares se encontraron en un lago hiposalino con valores altos en conductividad y alcalinidad; donde las Chlorophytas fueron el segundo grupo con mayor densidad (Murillo *et al.*, 2009).

La variación del nivel de los cuerpos de agua estuvo asociada con la abundancia de las clorofíceas en este estudio. Similares resultados se mostraron en sistemas cenagosos donde precipitaciones estuvieron asociada con la abundancia de las clorofíceas, puesto que al aumentar la columna de agua acentuó la transparencia, lo que generó un incremento en la riqueza y abundancia de las clorofíceas (Montoya y Aguirre, 2013), además se ha considerado que las clorofíceas son fuertemente dependientes de una disponibilidad alta de nutrientes en el agua (Borchardt, 1996), por lo que los resultados encontrados están de acuerdo con esta afirmación.

Las especies como *Oedogonium* sp. presentadas en este estudio fueron abundantes posiblemente debido a que estas pueden adherirse a cualquier tipo de sustratos (Lee, 2008), estas además son dominantes en ambientes con buena disponibilidad de nutrientes y donde hay

presencia de corrientes con una velocidad lenta o inexistente (Simons, 1994).

Otras especies presentes en este estudio fue *Spirogyra* las cuales son encontradas en agua dulce con condiciones meso a eutróficas (Margalef, 1983; Simons, 1994) y ambientes conausencia o baja velocidad de corriente (Biggs et al., 1998). Las formas filamentosas son formas adaptativas excelentes que crecen rápidamente en longitud y pueden permanecer con una relación de área / volumen constante (Margalef, 1983), de esta forma manteniendo una densidad alta.

Finalmente, el grupo Euglenozoa fue característico en la temporada de estiaje (época de lluvias) posiblemente a que este grupo es indicador del nitrógeno en forma de amonio (Margalef, 1983 y Reynolds, 1997), elemento que proviene en el proceso de lixiviación de las zonas agrícolas que rodean al Humedal de Santa Rosa.

5.3. Índices ecológicos

En las comunidades del perifiton en este estudio la diversidad es dependiente de la riqueza de especies y de los bajos valores de la equidad, tomando como referencia que a mayor dominancia se tiene menor diversidad.

De esta forma los cuerpos de agua reflejaron diversidades H' comprendidas desde 0.1 a 3.31.

Según varios autores (Mason, 1984; Roldán, 1992; Ramírez, 2005), valores comprendidos entre 1,5 y 3,5 bits indican aguas medianamente contaminadas. Además, diversidades muy por debajo de 1 es característica de los lagos muy eutróficos, hasta un máximo de 5 en lagos oligotróficos y distróficos (Margalef, 1991). De esta manera se tienen a las estaciones E7 y E8 (Laguna principal) y la estación E9 las cuales presentaron diversidades (H') menores a 1 las cuales se ve reflejado por la proximidad de estos cuerpos de aguas a zonas donde existe condiciones de eutrofización (residuos sólidos y sistema de alcantarillado).

Taxas como *Leptolyngbyaceae*, *Nitzschia*, *Navicula*, *Rhopalodia* y *Gomphonema* reflejaron una marcada dominancia (abundancia alta) y en consecuencia bajas diversidades en cuerpos de agua donde se encontraron, lo que podría relacionarse con sus tolerancias frente a cuerpos de aguas en proceso de eutrofización como es el caso de los Humedales de Santa Rosa.

Situación similar se presentó en otro estudio en el Río Lurín donde se describe a uno de los géneros encontrados (*Navicula*) como dominante y considerado muy tolerante a cuerpos de agua con mucha contaminación. (Iannacone, Alvariño, Jiménez, Argota y 2013).

A nivel de temporada de muestreo la diversidad de Shannon (H') promedio estuvo comprendida entre 1.38 y 2.25 bajos valores de diversidad se evidenciaron en las temporadas Inicio de avenida (enero); lo que podría atribuirse a la disminución del nivel de los cuerpos de agua, situación que se presentan en el verano, (Alternativa, 1999 a), y en consecuencia la dominancia de especies que toleran estas condiciones.

Los valores elevados de diversidad de especies determinadas en algunas temporadas de muestreo (temporada final de estiaje) estarían representando situaciones donde estén altamente organizados y exista una mayor complejidad estructural de la taxocenosis y, por consecuencia, una mayor estabilidad (Margalef, 1983). Por otra parte, los valores bajos de diversidad se han asociado con un aumento de las condiciones tróficas del sistema (Margalef, 1983).

Por otra parte, factores como la herbivoría, la competencia con el fitoplancton y la competencia inter e intraespecífica, también pudieron contribuir a los resultados encontrados, ya que está ampliamente demostrado que éstos, son los principales factores bióticos que regulan el crecimiento de algas del perifiton. (Oliveira-Martins, 2006)

La diferencia a nivel de temporadas de estudio fue mínima (significancia 0.1%, R global =0.282). Según Schiller (2003), dos grupos que se están comparando sólo pueden ser

considerados totalmente diferentes cuando los valores de R están entre 0.75 y 1. De esta forma las agrupaciones en base a similitudes se basaron en la proximidad entre puntos de muestreo, así se tienen a las estaciones cercanas entre sí E1, E2, E3, E4, E5 y E6 (Sector Santa Rosa bajo) las cuales presentaron mayores similitudes además de que estas predijeron mejor la microflora algal de los humedales de Santa Rosa. Esta variación se puede corroborar por la influencia de puntos contaminantes (Calizaya, Avendaño y Delgado, 2013). o las distancia entre las estaciones de muestreo. Esto se confirma debido a que estaciones como E7 y E8 (laguna principal), E9 (Sector playa el cascajo) y E10 (canal sector Playa el Cascajo) presentaron riquezas bajas y predominio de especies dominantes y en consecuencia bajas diversidades. Esto posiblemente sea el resultado de la afluencia directa de materia orgánica de las aguas residuales conducidas por el sistema de alcantarillado cuando este colapsa.

Generalmente la afinidad entre estaciones de muestreo está dada por especies cosmopolitas o tipo generalistas, que presentan una gran amplitud ecológica, sin seguir una estructura o patrón estacional, sino que responden a la irregularidad hidrológica (Sierra y Parra, 2003).

5.4. Influencia de las variables físico-químicas sobre el perifiton

La estructura del perifiton está influenciada por distintos factores entre los que encontramos fluctuaciones de caudal, características químicas del agua, luz, temperatura, tipo de sustrato y pastoreo (Lowe ,1974, Pan y Stevenson,1998) y, además estas pueden sufrir alteraciones al recibir contaminantes de origen orgánico o inorgánico, (Roldán, 1992).

El ACP (análisis de componentes principales) mostró que las variables pH y Temperatura no tuvieron un efecto importante sobre la composición del perifiton, esto debido a que gran parte de las estaciones estudiadas mostraron poca variabilidad en los valores de pH y temperatura, Según Delaune y Reddy,(2008) las aguas superficiales (más cálidas) poseen mayor contenido de algas y

macrófitas que usan CO₂ como alimento, alcalinizando la zona; en cambio, en aguas profundas pobres en O₂ los valores de pH disminuyen, lo cual se confirma en este estudio al presentar estaciones de muestreo similares en composición, con cuerpos de agua poco profundos (< 2 mt. de altura) y en su mayoría alcalinos, además en este estudio las muestras evaluadas corresponden a tallos de macrofitas flotantes las cuales se localizan entre los 10 a 20 cm. de profundidad; zona de la columna de agua que presenta la mayor absorción lumínica, de esta forma la composición de las algas perifíticas pueda deberse en su mayoría a la limitación de la colonización por la fotooxidación, Williamson y Zagarese, (1994). Especies como *Nitzschia* spp., *Navicula* spp., *Amphora* spp., *Gomphonema parvulum*, *Diadesmis confervacea*, Leptolyngbyaceae presentaron abundancias relativas de 85% a 99% y fueron frecuentes en estas estaciones de muestreo debido a que estas toleran este tipo de hábitat.

Blanco, Romo, Fernández y Becares (2008). trabajando con diferentes niveles de nutrientes encontró correlaciones positivas entre Cyanophyceae e conductividad eléctrica ($r = 0,59$). En contraste con esto; en este estudio no se evaluó el efecto de las variables físico- químicas nivel de grupos y taxonómicos del perifiton, sin embargo, el ACP reflejo el efecto de la conductividad eléctrica y los sólidos disueltos totales sobre la diversidad de Shannon (H') y riqueza específica.

Otros resultados similares fueron encontrados por Lowe, 1974; Pan y Stevenson, 1996; Potapova y Charles, 2003, en donde la conductividad específica y el pH tuvieron un control efecto sobre la composición de especies de diatomeas, las cuales se ven alteradas por factores antropogénicos tales como aplicación de agro-fertilizantes y modificaciones hidrológicas. (Fore y Grafe, 2002).

Finalmente los resultados obtenidos en este estudio sean consecuencia de factores que son

descritos por (Basan *et al.*,2018)., quienes mencionan que la alta carga de nutrientes afluentes provenientes de los asentamientos humanos aledaños, el uso del humedal para las actividades de pastoreo además de valores de transparencia bajos y condiciones de anaerobiosis (evidenciado por la alta presencia de *Pistia stratiotes* en la superficie de los cuerpos de agua) catalogan al Humedal de Santa Rosa como un sistema en condiciones de eutrofización

VI. CONCLUSIONES

- Los factores físico-químicos presentaron mínimas variaciones a nivel de temporadas de estudio, valores del pH oscilaron entre 5.73-9.47, presentando mayores valores en estaciones E7, E8 (laguna principal) y E9 (Sector Playa El Cascajo). De la misma forma la conductividad osciló entre 0.72 mS/cm. y 20.73 mS/cm., presentando mayores valores en las estaciones E4, E5 y E6 (sector Santa Rosa Bajo), siendo estas además las más representativas en este estudio.
- Se identificaron un total de 119 especies, las cuales se distribuyeron en las phyla Bacillariophyta (62 especies), Cyanobacteria (25 especies), Chlorophyta (14 especies), Euglenozoa (11 especies), Charophyta (3 especies), Ochrophyta (2 especies), Miozoa y Rhodophyta (1 especie respectivamente), además los géneros más representativos en cuanto al número de especies fueron: *Nitzschia* (8), *Navicula* (6), *Rhopalodia* (6) y *Amphora* (4).
- Las especies encontradas con mayor frecuencia fueron: *Leptolyngbya* sp., *Nitzschiasp.* *Nitzschia amphibia*, *Desmodesmus* sp., *Oedogonium* sp., *Navicula* spp., *Anomoeoneis* cf. *sphaerophora*, *Aphanocapsa* spp., *Phormidium* sp., *Amphora* sp., *Cyclotella* cf. *meneghiana*, *Diadsmis* cf. *confervacea*, *Gomphonema gracile* y Rivulariaceae. Entre los grupos que destacaron por su densidad se encuentran: Leptolyngbyaceae, *Nitzschia*, *Navicula*, *Rhopalodia*, *Gomphonema*, *Rivulareaceae* y *Amphora*.
- Los índices de diversidad en todo el estudio comprendieron valores de: 1.02-3.43 para el índice de Margalef (D_{mg}), 0.1-3.31 para el índice de Shannon (H').
- Las mayores diversidades (H') fueron encontradas en las estaciones E1, E2, E3, E4 y

E5 (sector Santa Rosa bajo), así también las estaciones que presentaron valores bajos de diversidad y mayor dominancia fueron E6 (sector Santa Rosa Bajo), E7, E8 (Laguna principal), E9 (sector playa El Cascajo) y E10 (sector canal playa El Cascajo), grupos como *Nitzschia* y *Leptolyngbyaceae* favorecieron a la dominancia.

- En promedio a nivel de temporadas de estudio los valores de los índices de diversidad comprendieron valores entre 1.74-2.48 para el índice de riqueza de especies (D_{mg}) y 1.38-2.25 para el índice de diversidad de Shannon (H'), considerados valores bajos.
- La composición de microalgas del perifiton mostró variación a nivel de temporadas de estudio., Según el análisis de similitud (ANOSIM) se encontró diferencias significativas entre los valores de la composición de microalgas a nivel de temporadas de estudio ($p = 0.001$, R global = 0.286).
- Se encontró variación en la composición del perifiton a nivel de estaciones de estudio (variación espacial) siendo las estaciones E1, E2, E3, E4 y E5 (sector Santa Rosa Bajo) las que presentaron las mayores riquezas específicas pero menores densidades y las estaciones E6 (sector Santa Rosa bajo), E7, E8 (Laguna principal) y E9 (sector playa El Cascajo) presentaron las mayores densidades, pero menores riquezas específicas. Las agrupaciones (CLUSTERS) en base a las similaridades no reflejó un patrón de agrupamiento por temporadas de estudio, las principales agrupaciones se dieron en base a la proximidad de las estaciones de esta forma se obtuvo agrupaciones próximas al sector Santa Rosa bajo (E1, E2, E3, E4, E5, E6), Laguna principal (E7, E8), sector playa El Cascajo (E9) y sector canal playa El Cascajo (E10).
- Según el análisis de componentes principales (ACP) la conductividad y sólidos disueltos totales influyeron sobre la riqueza específica y los índices de diversidad

(Shannon y Simpson). En el primer componente con más del 54% de la varianza los índices de diversidad (Shannon y Simpson), riqueza específica, conductividad y sólidos disueltos se relacionan positivamente, en el segundo componente con 38% de la varianza la conductividad, y los sólidos disueltos totales se relacionaron de forma negativa con índices de diversidad (Shannon y Simpson) y riqueza específica.

VII. RECOMENDACIONES

- Implementar estudios de monitoreo mediante el uso de su propia biota como el caso de las microalgas ya que estas nos brindan información sobre el estado de calidad de agua en humedales.
- Realizar catálogos taxonómicos de microflora algal para posteriormente ser usados como base para índices de calidad de agua (Índice diatómico general, Índice diatómico biológico, Índice de polución orgánica, etc.).
- Realizar una revisión taxonómica más exhaustiva mediante el uso de microscopía electrónica y cultivos microalgales para una mayor certeza en la clasificación a nivel de especie.
- Continuar con la identificación y registro de especies, dentro de los humedales como una forma de control para posibles pérdidas de hábitats y especies.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acleto, C. y Zuñiga, R. (1998). *Introducción a las algas*. Lima, Perú: Editorial Escuela Nueva S.A.
- AENOR (2004). Norma española (UNE-EN 13946:2004) *Calidad del agua. Guía para el muestreo en rutina y el pretratamiento de diatomeas bentónicas de ríos*. Madrid: Editorial AENOR.
- Aguilera, M., y Silva, J. F. (1997). Especies y biodiversidad. *Interciencia*, 22(6), 299-306.
- Alcántara, B. y Jiménez., R. (2005). Estudio Base del Humedal de Santa Rosa, Chancay *Cooperación, Proyecto Avina*, IAF, Recuperado de: <http://cooperacion.org.pe/>
- Algarte, V. M., Moresco, C., y Rodrigues, L. (2006). Algas do perifíton de distintos ambientes na planície de inundação do alto rio Paraná. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 28(3), 243-251.
- Alternativa. (1999a). Los Humedales de Ventanilla. *Centro de investigación social y educación popular*, Lima, Perú: Recuperado de : <http://alter.pe/wp/>
- Alves-da-Silva, S. M., y Bicudo, C. E. D. M. (2009). Cryptoglena, Monomorphina and Phacus (Euglenophyceae) of a reservoir in the State of Rio Grande do Sul, southern Brazil. *Brazilian Journal of Botany*, 32(2), 253-270.
- Alvítez E, Fernández A, Peláez F. y Medina C. (2012) Calidad ecológica de los humedales de la provincia de Trujillo, Perú, en base a la flora acuática. *REBIOL*; 32(1): 64-103.
- Amaidén, A., y Gari, N. (2011). Perifiton en el mesohábitat de corredera de un arroyo serrano: dinámica estacional en relación a variables físico-químicas. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 46 (3-4), 235-250.
- Andersen, A. (2004). Biology and systematics of heterokont and haptophyte algae. *American*

Journal of Botany, 91(1), 1508–1522.

- Andrade, C., Chacón, C., Cárdenas, C., y Morales, E., (2006). Remoción de nitrógeno y fósforo de aguas residuales urbanas por la microalga *Chlorella* sp. en condiciones de laboratorio. *Ciencia* 14 (1): 56-63.
- Aponte Ubillús, H., y Ramírez Huaroto, D. W. (2011). Humedales de la costa central del Perú: Estructura y amenazas de sus comunidades vegetales. *Ecología aplicada*, 10(1), 31-39.
- Aponte, H., Jiménez, R., y Alcántara, B. (2012). Challenges for management and conservation of Santa Rosa Wetland (Lima-Perú). *Científica*, 9 (3), 257-264.
- Backhaus, D. (1968). Okologische Untersuchungen und Aufwuchsalgen der obersten Donau und ihrer Quellflüsse. III. Die Algenverteilung und ihre Beziehungen zur Milieufferte. *Arch. Hydrobiol. Suppl.* XXXIV, 130-149
- Baird, R. B., Eaton, A. D., y Clesceri, L. S. (2012). *Standard methods for the examination of water and wastewater* (Vol. 10). E. W. Rice (Ed.). Washington, DC: American Public Health Association.
- Basan, K., Paniagua, K., Valero, R., y Duran, J. P. J. (2018). Estudio de la teledetección y caracterización fisicoquímica del humedal “El Cascajo”, Santa Rosa, Chancay-Lima, Perú. *INFINITUM*, 7 (01).
- Bastos, K. V. (2014). *Comunidade ficoperifítica como bioindicadora da qualidade ambiental da lagoa Jacuném (Serra, ES)*. (Trabalho de Conclusão de Curso, Faculdade Católica Salesiana do Espírito Santo, Brasil).
- Battarbee, R. (1986). Diatom analysis. In: B.E. Berlund (ed.), *Handbook of Holocene Palaeoecology and Palaeohydrology*. (pp. 527-569). Chichester: John Wiley y Sons. Ltd.
- Bellinger, E. G., y Sigeo, D. C. (2015). *Freshwater algae: identification and use as*

- bioindicators*. Chichester, West Chester: John Wiley y Sons. Ltd,
- Bicudo, C. E. y Menezes, M. (2005). *Gêneros de algas de águas continentais do Brasil. Chave para identificação e descrições*. São Carlos -SP, Brazil: RiMA ed. 489p.
- Biggs, JF., Stevenson, RJ. and Lowe, RL., (1998). A habitat matrix conceptual model for stream periphyton. *Archiv für Hydrobiologie*, °143 (1), p. 21-56.
- Blanco, S., Romo, S., Fernandez-Alaez M. y Becares, E. (2008). Response of epiphytic algae to nutrient loading and fish density in a shallow lake: a mesocosm experiment. *Hydrobiologia* °600:65-76.
- Bodelón, O. G., Bernués, M., Baltanás, Á., y Montes, C. (1994). Conductividad y salinidad en los ecosistemas acuáticos del Parque Nacional de Doñana (SO, España). [Conductivity and salinity in the aquatic ecosystems of the Doñana National Park (SW Spain)]. *Limnética* °10: 27–31
- Borchardt, M.A. (1996). Nutrients. In Stevenson, R.J.; Bothwell, M.L.; Lowe, R.L. (eds) *Algal Ecology. Freshwater benthics ecosystems*. San Diego, California: Academic Press, INC., p.184 218.
- Calizaya, J., Avendaño, M., y 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, 58-63.
- Campo, A. M., y Duval, V. S. (2014). Diversidad y valor de importancia para la conservación de la vegetación natural. Parque Nacional Lihué Calel (Argentina) 1. In *Anales de Geografía de la Universidad Complutense* °34, (2), p. 25.
- Casco, M. A. (1990). *El perifiton del embalse de La Minilla. Comparación con el fitoplancton y contribución a la producción total*. (Tesis Doctoral, Universidad de Sevilla, España).

- Cavati, B., y de Oliveira Fernandes, V. (2008). Algas perifíticas em dois ambientes do baixo rio Doce (lagoa Juparanã e rio Pequeno-Linhares, Estado do Espírito Santo, Brasil): variação espacial e temporal. *Acta Scientiarum. Biological Sciences*, 30(4), 439-448.
- Cetrangolo, C. (2004). *Variación temporal e espacial da comunidade ficoperifítica em um reservatório de abastecimento doméstico no Estado do Espírito Santo (reservatório Duas Bocas – Cariacica)*. (Monografía, Bacharelado em Ciências Biológicas, Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória, Brazil).
- Chamixaes, C. (1991). *Variación temporal da biomassa, composição de espécies e produtividades das algas perifíticas relacionados com as condições ambientais de pequenos rios da bacia hidrográfica do Ribeirão do Lobo (Itarapina-SP)*. (Tese Doutorado, Universidade de São Paulo, Brazil).
- Choi, B., Son, M., Kim, J. I., y Shin, W. (2013). Taxonomy and phylogeny of the genus *Cryptomonas* (Cryptophyceae, Cryptophyta) from Korea. *Algae*, 28 (4), 307-330.
- Clarke, K. R. y Warwick, R. M. (2001). *Change in marine communities: An approach to statistical analysis and interpretation*. United Kingdom: Plymouth Marine Laboratory, Plymouth, 172 pp. Second edition.
- Cushing, C. E. (1967). Periphyton productivity and radionulide accumulation in the Columbia River, Washington (U.S.A). *Hydrobiologia*, 29(3): 125-39.
- Da Rodda, C., y Parodi, E. R. (2005). Cyanophyceae Epipélicas de la Marisma " El Cangrejal" en el estuario de Bahía Blanca (Buenos Aires, Argentina). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 40 (3-4), 157-168.
- Darley, W.M. (1987). *Biología de las Algas, Enfoque Fisiológico*. México. D.F., Ed. Limusa,
- De la Lanza, E.G., S. Hernández P. y J.L. Carvajal. (2000). *Organismos indicadores de la*

- Calidad del Agua y de la Contaminación (Bioindicadores)* México, D.F.: Edit. Plaza y Vázquez. 43-108 pp.
- DeLaune, R. D., y Reddy, K. R. (2008). Biogeochemistry of wetlands: science and applications. Recuperado de <https://www.soils.ifas.ufl.edu/wetlands/publications/PDF-articles/242>.
- Díaz, C., Molina, X., y Montecino, V. (2012). Manual para el Monitoreo e Identificación de la Microalga Bentónica *Didymosphenia geminata*. Recuperado de <http://www.subpesca.cl/portal/618/w3-article-80177.html>
- Echazu, D. M. (2012). *Biodiversidad de Diatomeas en Humedales del Sur de la provincia de Santa Cruz, Argentina*. (Tesis Doctoral, Universidad de Buenos Aires, Argentina).
- Escalante, T., y Morrone, J. J. (2002). Métodos para medir la biodiversidad. *Acta zoológica mexicana*, (85), 195-196.
- Esteves F. (1998). *Fundamentos de limnología*. 2° ed. Rio de Janeiro, Brasil: Interciencia. 602 p.
- Esteves F. (2011). *Fundamentos de Limnologia*. 3rd edition. Rio de Janeiro, Brasil: Editora Interciencia. 826 p.
- Felisberto, S. A., Rodrigues, L., y Leandrini, J. A. (2001). Chlorococcales registradas na comunidade perifítica, no reservatório de Corumbá, Estado de Goiás, Brasil, antes e após o represamento das águas. *Acta Scientiarum, Biological Sciences*, 23(2), 275-282.
- Fore, L. S., y Grafe, C. (2002). Using diatoms to assess the biological condition of large rivers in Idaho (USA). *Freshwater Biology*, 47(10), 2015-2037.
- Gaiser, E., Wachnicka, A., Ruiz, P., Tobias, F., y Ross, M. (2005). Diatom indicators of ecosystem change in subtropical coastal wetlands. *Estuarine Indicators*. CRC Press, Boca Raton, FL, 127144.

- Gamboa F, Mayorca O, Gomez M. (2003) Películas microbianas. *Un mundo microscópico lleno de secretos. Innovación y ciencia.*; 21:50-55.
- Gaston, K.J. (1996). Species richness: measure and measurement. In: *Biodiversity, a biology of numbers and difference*. K. J. Gaston (Ed.) Blackwell Science, Cambridge, pp.77-113
- Guillén Aguirre, G. K. (2002). *Diversidad protozoológica de los Pantanos de Villa, Chorrillos-Lima-Perú*. (Tesis para optar el Título de Biólogo, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Perú)
- González, L. E. G., y Osejo, L. E. M. (1996). Desmidioflorula de lagunas de páramo en Colombia. *Caldasia*, 18(2), 165-202.
- Graham, L. E. y L. W. Wilcox, (2000). *Algae*. Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey, USA: 640 pp.
- Guiry, M.D., Guiry, G.M., (2014). *AlgaeBase. World-wide Electronic Publication, National University of Ireland, Galway*. Recuperated de: <http://www.algaebase.org> (accessed 15.06.14).
- Hartley, B., Barber, H.G., Carter, J.R. y Sims, P.A. [eds] (1996). *An atlas of British diatoms*. pp. 1-601, 290 pls. Bristol: Biopress Ltd.
- Hering, D., Johnson, R. K., Kramm, S., Schmutz, S., Szoszkiewicz, K., y Verdonschot, P. F. (2006). Assessment of European streams with diatoms, macrophytes, macroinvertebrates and fish: a comparative metric-based analysis of organism response to stress. *Freshwater Biology*, 51(9), 1757-1785.
- Hernández, D. (2014). Biodiversidad de algas planctónicas marinas (Cyanobacteria, Prasinophyceae, Euglenophyta, Chrysophyceae, Dictyochophyceae, Eustigmatophyceae, Parmophyceae, Raphidophyceae, Bacillariophyta, Cryptophyta, Haptophyta,

- Dinoflagellata) en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, S44-S53.
- Hill, B. H., Herlihy, A. T., Kaufmann, P. R., Stevenson, R. J., McCormick, F. H., y Johnson, C. B. (2000). Use of periphyton assemblage data as an index of biotic integrity. *Journal of the North American Benthological Society*, 19(1), 50-67.
- Hoagland KD, Zlotzky A, Peterson CG. (1986). The source of algal colonizer on rock substrates in a freshwater impoundment. In: Evans LV, Hoagland KD (Eds.) *Algal biofouling*. Amsterdam: Elsevier Science Publishing Company Inc; p 21-39.
- Hoek, C., Mann, D., Jahns, H. M., y Jahns, M. (1995). *Algae: an introduction to phycology*. Cambridge university press.
- Hubbell, S.P. (2001). *The Unified Neutral Theory of Biodiversity and Biogeography*. Princeton Univ. Press, Princeton, NJ.
- Iannacone, J., Alvariano, L., Jiménez, R., y Argota, G. (2013). Diversidad del plancton y macrozoobentos como indicador alternativo de calidad de agua del río Lurín en el distrito de Cieneguilla, Lima-Perú. *The Biologist* (Lima), 11 (1), 79-95.
- ISPRA (2014). *Atlante delle diatomee bentoniche dei corsi d'acqua italiani*. Roma: Istituto Superiore per la Protezione e la Ricerca Ambientale; Recuperado de <http://www.isprambiente.gov.it/it/pubblicazioni/statistiche>
- Jiménez, J. J. C. (Ed.). (2017). *Guía para la realización de un estudio ambiental: El caso de la cuenca del río Adra* °11(). Universidad Almería.
- Jiménez R., Alcántara B., Portocarrero O. (2009), *Caracterización y evaluación de los principales factores biológicos del humedal de Santa Rosa como base para su conservación, manejo y gestión*. Enero-diciembre 2009.Lima: Municipalidad Distrital de Chancay,2012.

- John, D. M., B. A. Whitton and A. J. Brook. (2003). *The Freshwater algal flora of the British Isle. An Identification guide to Freshwater and Terrestrial algae*. United Kingdom the Natural History Museum. Cambridge University Press. 702 pp.
- Karosienė, J., y Kasperovičienė. (2008). Epiphyton Chroococcales cyanobacteria species new to algae flora of Lithuanian freshwaters. *Botanica Lithuanica*, 14 (3), 159-169.
- Komárek, J. y K. Anagnostidis. (2001). *Cyanoprokarionta. I. Teil: Chroococcales*. Gustav Fischer. Jena Stuttgart Liibeck Ulm. 547 pp.
- Komárek, J., y Anagnostidis, K. (2005). Süßwasserflora Von Mitteleuropa: 2. Teil: Oscillatoriales. *Cyanoprokaryota*. 19/2. G. Fischer.
- Komárek, J. (2005). Cyanoprokaryota, 3. Teil: Heterocytous genera. *Süßwasserflora von Mitteleuropa*, 19(3).
- Komárek, J. y Hauer, T. (2011). CyanoDB.cz - On-line database of cyanobacterial genera. - *World-wide electronic publication, University of South Bohemia y Institute of Botany. ASCR*. <http://www.cyanodb.cz>.
- Krammer, K. and Lange-Bertalot, H. (1986). Bacillariophyceae. 1. Teil: Naviculaceae. in Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. and Mollenhauer, D. (eds) *Süßwasser flora von Mitteleuropa, Band 2/1*. Gustav Fischer Verlag: Stuttgart, New York. 876 pp.
- Krammer, K. and Lange-Bertalot, H. (1988). Bacillariophyceae. 2. Teil: Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. in Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. and Mollenhauer, D. (eds) *Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 2/2*. VEB Gustav Fischer Verlag: Jena. 596 pp.
- Krammer, K. and Lange-Bertalot, H. (1991a). Bacillariophyceae. 3. Teil: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. in Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. and Mollenhauer, D. (eds) *Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 2/3*. Gustav Fischer Verlag: Stuttgart, Jena. 576

pp.

- Krammer, K. and Lange-Bertalot, H. (1991b). Bacillariophyceae. 4. Teil: Achnantheaceae, Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema, Gesamtliteraturverzeichnis Teil 1-4. in Ettl, H., Gärtner, G., Gerloff, J., Heynig, H. and Mollenhauer, D. (eds) *Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 2/4*. Gustav Fischer Verlag: Stuttgart, Jena. 437 pp.
- Krieger, W y Scott, A. (1957). Einige Desmidiaceen aus Peru. *Hydrobiologia.*, vol 9, n° 2/3, p.126-144
- Lange Bertalot, H. (1979). Pollution and tolerance of diatoms as criterion of water quality estimation. *Nova Hedwigia*, 64: 285-304.
- Lee, J.J., Chang, S.H., Lee, J.H., Lee, J.H., Sing, H., Lee, H.J. (2006). Morphology and ecology of *Peridinium bipes* var. *occultatum* Lindem. (Dinophyceae) forming freshwater red tides in Korean dam reservoirs. *Algae* 21, (4) 33–443.
- Lee, R.E., (2008). *Phycology*. 4th ed. Cambridge University Press. 547 p.
- Lobo, L.J. (1983). *La base de la ecología*. Editorial Fuenlabrada, Acción divulgación S L. Madrid.
- Lowe, R. L. (1974). *Environmental requirements and pollution tolerance of freshwater diatoms* (Vol. 1). National Environmental Research Center, Office of Research and Development, US Environmental Protection Agency.
- Magurran, A. E. (1988). *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey, 179 pp.
- Mann, Dg, (1999). The species concept in diatoms. *Phycologia* 38 (8): 437-495
- Margalef, R. (1969). El ecosistema pelágico del Mar Caribe. *Memoria de la Sociedad de*

- Ciencias Naturales La Salle*, 29, 5-36.
- Margalef, R. (1983). *Limnología* (Vol. 1009). Barcelona: Omega.
- Mason, C. F. (1984). *Biología de la contaminación del agua dulce*. Alhambra, Madrid. 289 p.
- Mattox, K. R., y K. D. Steward. (1984). Classification of the green algae: a concept based on comparative cytology. In D. E. G. Irvine and D. M. John [eds.], *The Systematics of green algae*, 29–72. Academic Press, London, UK.
- McCormick, P. y Stevenson, R., (1998). Periphyton as a tool for ecological assessment and management in the Florida Everglades. *Journal of Phycology* 34(5): 726-733.
- McIntire, C. D. (1975). Periphyton assemblages in laboratory streams. *River Ecology*. University of California Press, Berkeley, 403-430.
- Mendoza, L. H. (2015). *Diversidad de algas (excepto bacillariophyceae) asociadas a macrófitas en la laguna El Oconal, Villa Rica, Oxapampa, pasco, durante la época de transición vaciante-creciente*. (Tesis para optar el título de biólogo, Universidad Nacional Mayor de San Marcos).
- Menéndez-Pérez, H., Díaz-Martínez, R., González-de Zayas, R., y González-Fernández, J. A. (2011). Caracterización hidroquímica del Gran Humedal del Norte, Ciego de Ávila, Cuba/Hydrochemical characterization of the Northern Great Wetland, Ciego de Ávila, Cuba. *Minería y Geología*, 27(2), 15-41.
- Ministerio del Ambiente (2017). “*Modifican los Estándares Nacionales de Calidad Ambiental para Agua*”. Decreto Supremo N° 004-2017-MINAM.
- Mitsch, W. J. (1994). Wetlands of the Old and New Worlds: ecology and management. *Global wetlands: old world and new*, 3-56.
- Moschini-Carlos, V. (1999). Importância, estrutura e dinâmica da comunidade perifítica nos

- ecossistemas aquáticos continentais. *Perspectivas na Limnologia no Brasil*. Gráfica e Editora União, São Luís, 1-11.
- Montoya, H. (1984). Algas de la Laguna de Villa (Lima): Cyanophyta, Chlorophyta y Chrysophyta (Xanthophyceae). *Boletín de Lima* 31:49-62, 75-89.
- Montoya, H; Villanueva, I; Aguilar, C; Benavente, M. (1995). Biodiversidad algal de las lagunas costeras den la región central del Perú, *Biotiempo*,
- Montoya, H. (2006). Flora y ecología algal del ecosistema lagunar de Puerto Viejo, departamento de Lima. *Magistri et Doctores*, 1 (1), 9-18.
- Montoya, T.H., Gómez, C.J., Astocondor, M.M., Benavente, P.M. (2010). Comunidades cianobacteriales del perifiton en laguna Las Salinas de Chimbote, Ancash, Perú. *Arnaldoa*.vol.17, pp.9-17.
- Montoya, Y., y Aguirre, N. (2013). Dinámica del ensamblaje algal epifítico en el sistema de planos inundables de Ayapel a través del pulso de inundación. *Actualidad y divulgación Científica (Bogotá)*. 16, (2), 491-500
- Moreira, J.A. (1988). *Productividad primaria do periphyton em viveiros destinados a piscicultura*. (Tesis de maestría. Univ. Federal de Bahía, Depto. de Zoología, Brasil).
- Moreno, C. E. (2000). *Diversidad de quirópteros en un paisaje del centro de Veracruz, México*. (Tesis de Doctorado. Instituto de Ecología, A. C., Xalapa, Ver., México). 150 pp
- Moreno, C. E. (2001). ORCYT-UNESCO Oficina Regional de Ciencia y Tecnología para América Latina y el Caribe, UNESCO. Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA).
- Morón, S. E. (1976). Diatomeas de la Laguna de Villa, Lima.
- Municipalidad Distrital de Chancay. (2009). Plan de Desarrollo Urbano del Distrito de Chancay (2008 -2018).

- Martins, F. C. O. (2006). *Respostas ecofisiológicas da comunidade perifítica in situ a diferentes condições ambientais no rio Santa Maria da Vitória, ES* (Master's thesis, Universidade Federal do Espírito Santo).
- Murillo, M. D. R. O., Villanueva, R. A., Morales, R. H., Alcántara, I. I., Heredia, J. S., Ojeda, M. A., y Sánchez, I. M. (2009). El Perifiton de un lago hiposalino hipereutrófico en Michoacán, México. *Biológicas Revista de la DES Ciencias Biológico Agropecuarias*, 11(1), 56-63.
- Oliva M.G., J.G. Ramirez, G. Garduño., J. Cañetas y M. Ortega. (2005). Caracterización diatomológica en tres cuerpos de agua de los humedales de Jilotepec – Ixtlahuaca, Estado de México. *Hidrobiológica*, 15 (1): 01 – 26.
- Oliva, M., Godínez, J. y Zúñiga, C. (2014). Biodiversidad del fitoplancton de aguas continentales en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85: 54-61.
- Opute, F. I. and Kadiri, M.O. (2013). *Phytoplankton algae of Nigeria, a practical guide: the desmids*. Mindex publishing company, Lagos, Nigeria. pp. 304.
- Pan, Y., Stevenson, R.J., (1996). Gradient analysis of diatom assemblages in western Kentucky wetlands. *Journal of Phycology*, 32(2), 222-232.
- Pan, Y., Stevenson, R. J., Vaithyanathan, P., Slate, J., y Richardson, C. J. (2000). Changes in algal assemblages along observed and experimental phosphorus gradients in a subtropical wetland, USA. *Freshwater Biology*, 44(2), 339-353.
- Panitz, C. M. N. (1980). *Estudo comparativo do perifiton em diferentes substratos artificiais na Represa do Lobo ("Broa")*, São Carlos, SP (Doctoral dissertation, Dissertação. UFSCar).
- Parra, O. y C. M. Bicudo. (1996). Algas de Aguas Continentales: Introducción a la Biología y Sistemática. *Ediciones Universidad de Concepción*. 268 pp

- Parra, O. (2006). Estado de conocimiento de las algas dulceacuícolas de Chile (Excepto Bacillariophyceae). *Gayana (Concepción)*, 70 (1), 8-15.
- Patterson, D.J., (2014). *Algae: protists with chloroplasts. Tree of Life web project*. Recuperated: <http://tolweb.org/tree/phylogeny.html>, Accessed on June 14, 2014.
- Peláez Peláez, F. (2015). *Microalgas perifitas en raíces de macrófitas en los Humedales de Salaverry–Choc–Choc Trujillo* (Tesis para optar el Título de Biólogo, Universidad Nacional de Trujillo).
- Pérez, H. Á., Ibañez, S. G., y Rosas-Acevedo, J. L. (2015). Análisis de Componentes Principales, como herramienta para interrelaciones entre variables fisicoquímicas y biológicas en un ecosistema léntico de Guerrero, México. *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 2.
- Pielou, E.C. 1984. *The interpretation of ecological data*. Wiley, New York.
- Pfandl, K., Chatzinotas, A., Dyal, P., y Boenigk, J. (2009). SSU rRNA gene variation resolves population heterogeneity and ecophysiological differentiation within a morphospecies (Stramenopiles, Chrysophyceae). *Limnology and Oceanography*, 54(1), 171-181.
- Pla, L. (2006). Biodiversidad: Inferencia basada en el índice de Shannon y la riqueza. *Interciencia*, 31 (8).
- Potapova, M., y Charles, D. F. (2003). Distribution of benthic diatoms in US rivers in relation to conductivity and ionic composition. *Freshwater biology*, 48(8), 1311-1328.
- Pouličkova, A., P. Hašler, M. Lysakova y B. Spear. (2008). The ecology of freshwater epipellic algae: an update. *Phycologia* 47 (5): 437-450.
- Ramírez, A. (2005). Ecología aplicada: diseño y análisis estadístico. *Fundación Universitaria Jorge Tadeo Lozano, Bogotá, Colombia*.
- Ramirez, D. W., Aponte, H., y Cano, A. (2010). Flora vascular y vegetación del humedal de

- Santa Rosa (Chancay, Lima). *Revista Peruana de Biología*, 17 (1), 105-110.
- Ramsar (2006) *Manual de la Convención de Ramsar. Guía a la Convención sobre los Humedales (Ramsar, Irán, 1971)*. 4a. edición. Gland (Suiza): Secretaria de la convención de Ramsar,
- Bagyaraj, D. J., y Rangaswami, G. (2004). *Agricultural microbiology*. PHI Learning Pvt. Ltd..
- Reynolds, C. S. (1997). Ecological pattern and ecosystem theory. *Ecological modelling*, 158(3), 181-200.
- Reynolds, C. S. (2006). *The Ecology of Phytoplankton*. New York: Cambridge University Press Publisher, pp 353.
- Rodrigues, J. (2007). *Comunidade de algas perifitas em substrato artificial no rio Água Limpa e Lago dos Tigres (Britânia-GO) durante dois períodos de águas baixas*. (Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Goiás)
- Rodrigues, L., J. Zanon, L. Carapurnala y S. Biolo. (2008). *Perifiton en A Planicie Alagavel do Rio Parana: estrutura e Processo Ambiental*. Recuperado: <http://www.peld.uem.br/Relat2008/pdf/Capitulo04.pdf>
- Roldán, G. 1992. *Fundamentos de Limnología Neotropical*. 1. ed. Medellín: Edit Universidad de Antioquia.
- Roldán, P. y J. Ramírez. (2008). *Fundamentos de limnología neotropical*. Segunda Edición. Universidad de Antioquia, Medellín. 440 pp.
- Round, F. E. (1965). The epipsammon; a relatively unknown freshwater algal association. *British Phycological Bulletin*, 2(6), 456-462.
- Ruggiero, M. A., Gordon, D. P., Orrell, T. M., Bailly, N., Bourgoin, T., Brusca, R. C., y Kirk, P. M. (2015). A higher level classification of all living organisms. *PloS one*, 10(4), e0119248.

- Ruiz, J., Junes, K., y La Torre, M. I. (2007). Flora algal del río Chillón en la provincia de Lima, Perú. *The Biologist* (Lima), 5 (2), 43-51.
- Salas, Y., Geovo, S., y Asprilla, S. (2011). Caracterización de las comunidades perifitas y de macroinvertebrados acuáticos presentes en el río Pacurita, corregimiento de Pacurita, Quibdó-Chocó-Colombia. *Revista Biodiversidad Neotropical*, 2, 98-104.
- Salmaso, N., Naselli-Flores, L. And Padisak, J. (2014). Functional classifications and their application in phytoplankton ecology. *Freshwater Biology*, 60(4), 603-619.
- Samanez, I., Rimarachin, V., Palma, C., Arana, J., Ortega, H., Correa, V., y Hidalgo, M. (2014). *Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú*. Lima. Ministerio del Ambiente, Perú.
- Sand-Jensen, K. (1983). Physical and chemical parameters regulating growth of periphytic communities. In *Periphyton of freshwater ecosystems* (pp. 63-71). Springer, Dordrecht.
- Sant'Anna, C. L., Tucci, A., Azevedo, M. T. P., Melcher, S. S., Werner, V. R., Malone, C. F. S. y Santos, K. R. S. (2012). Atlas de cianobacterias e microalgas de águas continentais brasileiras. *Sao Paulo: Instituto de Botânica*.
- Schindler, D. W. (1977). Evolution of phosphorus limitation in lakes. *Science*, 195(4275), 260-262.
- Schiller, C. (2003). Monitoring river health initiative technical report number 36. *Hydrobiologia*, 435(1-3), 5-17.
- Schveitzer, R.; Arantes, R.; Baloi, M. F.; Costodio, P. F. S.; Arana, L. V.; Seiffert, W. y Andreatta, E. (2013). Use of artificial substrates in the culture of *Litopenaeus vannamei* (Biofloc System) at different stocking densities: Effects on microbial activity, water quality

- and production rates. *Aquacultural Engineering*, 54, 93-103.
- Sheath, R.G., (1984). The biology of freshwater red algae. *Progress in phycological research*, 3, 89-157.
- Sheath, R. G., Hambrook, J. A. (1990). Freshwater ecology, in: *Biology of the red algae*. UK, Cambridge University Press, Cambridge, pp. 423–453.
- Sheath, R. G. and Wehr, J. D. (2003) Introduction to Freshwater Algae in: *Freshwater Algae of North America Ecology and Classification*. Academic Press, New York, USA. Pp 1-9.
- Shofaei, M. D. (2011). *Differentiation of two taxa of caulerpa based on tufa marker* (Doctoral dissertation, University of Malaya).
- Sierra, O. y Parra, L. N. (2003). Variación Espacio Temporal de la familia Bacillariophyceae (Diatomeas) en 500 años de Evolución del Humedal Jaboque, *Engativa, Cundinamarca, Colombia*.
- Silva, N. H. V. F. (2013) *Comunidade fitoplanctônica em uma lagoa costeira: Lagoa Juara/Serra*. (Trabalho de Conclusão de Curso, Faculdade Católica Salesiana do Espírito Santo, Vitória).
- Simons, J. (1994). Field ecology of freshwater macroalgae in pools and ditches, with special attention to eutrophication. *Netherland Journal of Aquatic Ecology*, 28(1), 25-33.
- Skinner, S., y Entwisle, T. J. (2006). New taxa and combinations for Oedogonium and Bulbochaete (Oedogoniales, Chlorophyceae) in Australia. *Telopea*, 11(2), 171-194.
- Sladeczek, V. (1973). *System of water quality from the biological point of view*. E. Schwizerbartshe Verlagsbuchhandlung. Stuttgart. 218 pp.
- Sladeczkova, A., (1962). Limnological investigation methods for the periphyton (“Aufwuch”) community. *The Botanical Review*, 28(2), 286-350.

- Sladeckova, A., (1991). The role of periphyton in water supply. *Verhandlungen des Internationalen Verein Limnologie* 24(3), 2174-2178.
- Snoeijs, P. (2001). 14 Diatoms and environmental change in brackish waters. The diatoms: *Applications for the environmental and earth sciences*, 298.
- Stevenson RJ, Bothwell ML, Lowe RL. (1998), editors. *Algal Ecology– Freshwater Benthic Ecosystems*. USA: Academic Press. 788 p.
- Stoermer, E. F., Andresen, N. A., y Schelske, C. L. (1992). Diatom succession in the recent sediments of Lake Okeechobee, Florida, USA. *Diatom research*, 7(2), 367-386.
- Tovar A. (1977). Sinecología de la laguna Medio Mundo. *Revista Forestal del Perú*, 7(1-2), 1- 25.
- Tuchman, N. C. (1996). The role of heterotrophy in algae. *Algal ecology: freshwater benthic ecosystems*, 299-319.
- Uehlinger, V. (1964). *Etude statistique des méthodes de dénombrement planctonique* (Doctoral dissertation, Kundig).
- Van Dam, H., Mertens, A., y Sinkeldam, J. (1994). A coded checklist and ecological indicator values of freshwater diatoms from the Netherlands. *Netherland Journal of Aquatic Ecology*, 28(1), 117-133.
- Velázquez, E. V., Farrera, M. Á. P., y Cortazar, A. C. (2008). El análisis de la comunidad: parámetros y evaluaciones de la diversidad biológica. *Lacandonia*, 2(1), 131-140.
- Walag, A. M. P., y Canencia, M. O. P. (2016). Physico-chemical parameters and macrobenthic invertebrates of the intertidal zone of Gusa, Cagayan de Oro City, Philippines. *Advances in Environmental Sciences*, 8(1), 71-82.
- Watanabe, T. (1990). Perifíton: comparação de metodologias empregadas para caracterizar o

- nível de poluição das águas. *Acta. Limnol. Brasil*, 3, 593-615.
- Wehr, J. D., Sheath, R. G., y Kociolek, J. P. (Eds.). (2015). *Freshwater algae of North America: ecology and classification*. New York. : Academic Press
- Wetzel, R. G. (1964). A comparative study of the primary production of higher aquatic plants, periphyton, and phytoplankton in a large, shallow lake. *Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie*, 49(1), 1-61.
- Wetzel, R. G. (1975). *Limnology*, W, B. Saunders Company, Philadelphia, 743p.
- Wetzel, R. 1990. Clean water: a fading resource. *In The Dynamics and Use of Lacustrine Ecosystems* (pp. 21-30). Dordrecht.: Springer,
- Wetzel R.G. (2001). *Limnology. Lake and river ecosystems*. *Limnology*, 37, 490-525
- Wetzel, R. G. (2005). Periphyton in the aquatic ecosystem and food webs. *Periphyton: ecology, exploitation, and management*. London, CABI 51-69.
- Whitford L.A. y Schumacher G.J. (1973). *A Manual of Fresh-Water Algae*. Raleigh, N.C: Sparks Press, 321 pp.
- Whitmore, T. J. (1989). Florida diatom assemblages as indicators of trophic state and pH. *Limnology and Oceanography*, 34(5), 882-895.
- Williamson, C. E. y H. E Zagarese, (1994). Impact of UV-B Radiation on Pelagic Freshwater Ecosystems. *Archiv fuer Hydrobiologie* 143: 322-336.
- Woekerling, W.J., (1990). An introduction. In: *Biology of the Red Algae.*, Cambridge: Cambridge University Press pp. 1-6.
- Young, K. (1998). *El ecosistema. En: Pantanos de Villa. Biología y Conservación.* pp. 3-20. (eds. Cano, A. y K. R. Young). Museo de Historia Natural - UNMSM. Lima.
- Yucra, H. (2008). *Diversidad y distribución algal en los humedales de Ventanilla*, (Tesis para

optar el título profesional de licenciado en biología. Universidad Nacional Federico Villareal, Perú).

Zuñiga, R. (1989). Flora Criptogámica de Lima y alrededores, Algas continentales *Rev. Per. Biología*. Lima-Perú.

IX. ANEXOS

LISTA DE LÁMINAS DE LAS MICROALGAS IDENTIFICADAS

LÁMINA 1. A) *Achnantheidium* sp., B) *Planothidium* sp., C) *Lemnicola* cf. *hungarica*, D) *Cocconeis* sp., E) *Anomoeoneis* cf. *sphaerophora*, F) *Cymbella* cf. *affinis*, G) *Cymbella* *pusilla*, H) *Encyonema* cf. *caespitosum*, I) *Achnanthes* *brevipes*, J) *Gomphonema* *parvulum*, K) *Gomphonema* *gracile*, L) *Gomphonema* sp., M) *Gomphoneis* sp., N) *Amphora* *venetta*, Ñ) *Amphora* cf. *commutata*, O) *Amphora* cf. *holsaticoides*, P) *Amphora* sp., Q) *Mastogloia* cf. *elliptica*, R) *Hantzschia* cf. *spectabilis*, S) *Nitzschia* *scalpelliformis*, T) *Nitzschia* *sigma*, U) *Nitzschia* *scalaris* W) *Tryblionella* sp. X) *Tryblionella* cf. *hungarica* .(escala 10 um) 129

LÁMINA 2. A) *Nitzschia* *amphibia*., B) *Nitzschia* sp., C) *Nitzschia* sp2., D) *Nitzschia* sp3., E) *Nitzschia* sp4., F) *Cyclotella* cf. *meneghiana*, G) *Fallacia* sp., H) *Sellaphora* cf. *pupula*, I) *Tabularia* cf. *fasciculata*, J) *Ulnaria* sp., K) *Navicula* cf. *salinarun*, L) *Navicula* sp. M) *Navicula* sp2. N) *Navicula* sp3., Ñ) *Navicula* sp4., O) *Navicula* cf. *trivialis* P) *Caloneis* sp., Q) *Caloneis* cf. *westii*, R) *Neidium* sp., S) *Pseudostaurosira* sp., T) *Diploneis* *ovalis*, U) *Halamphora* cf. *coffeiformis*, V) *Eunotia* sp. (escala 10 um)...130

LÁMINA 3. A) *Plagiotropis* sp., B) *Pinnularia* cf. *viridis*, C) *Pinnularia* cf. *acrosphaeria*, D) *Craticula* *ambigua*, E) *Ephitemia* *adnata*, F) *Rhopalodia* *acuminata*, G) *Rhopalodia* *acuminata*, H) *Rhopalodia* cf. *brevissonii*, I) *Rhopalodia* cf. *acuminata* var. *protracta*, J) *Rhopalodia* *gibba*, K) *Rhopalodia* *gibberula*, L) *Rhopalodia* sp., M) *Diadesmis* cf. *confervacea*, N) *Surirella* sp., Ñ) *Campylodiscus* sp., O) *Oedogonium* sp., P) *Pandorina* sp., Q) *Desmodesmus* sp., R) *Pectinodesmus* *pectinatus*, S) *Schizomeris* sp., T) *Stigeoclonium* sp. (escala 10 um) 131

LÁMINA 4. A) *Tetrastrum* sp., B) *Schroederia* sp., C) *Selenastrum* sp., D) *Dictyosphaerium*

sp., E) *Oocystis* sp., F) *Pediastrum duplex*, G) *Chroococcus turgidus*, H) *Chroococcus* sp., I) *Chroococcus* cf. *dispersus*, J) *Cyanosarcina* sp., K) *Microcystis* sp., L) *Nodularia* sp., M-N) Rivulareaceae, O) *Anabaena* cf. *oscillarioides*, P) *Anabaena* cf. *variabilis*, Q) *Nostoc*sp...
 132

LÁMINA 5. A) *Cylindrospermopsis* sp., B) *Kamptonema* sp., C) *Lyngbya* cf. *aestuarii*, D) *Lyngbya* sp., E) *Oscillatoria prínceps*., F) *Oscillatoria* sp., G) *Phormidium* sp., H) *Phormidium* sp2., I-J) *Phormidium* sp3., K) *Spirulina subsalsa*, L) *Leptolyngbya* sp.?, M-N) *Aphanocapsa* spp., O) *Merismopedia glauca*, P) *Merismopedia* sp., Q-R) *Pseudanabaena* sp. y *Pseudanabaenaceae*? 133

LÁMINA 6. A) *Durinskia* sp., B-C) *Tetraedriella* sp., D-E) *Goniochloris* sp., F) *Coleochaete* sp., G) *Closterium* sp., H) *Spirogyra* sp., I) *Cryptoglena* sp.,J) *Trachelomonas* cf. *volvocina* ,K) *Euglena* cf. *ehrenbergii*, L) *Euglenasp*
 134

LÁMINA 7.A) *Monomorphina pyrum*, B) *Lepocinclis acus*, C) *Phacus acuminatus*,D) *Phacus inflexus*,E) *Phacus longicauda*, F) *Phacus orbicularis*,G) *Peranema* sp., H) *Compsopogon* cf. *coeruleus* 135

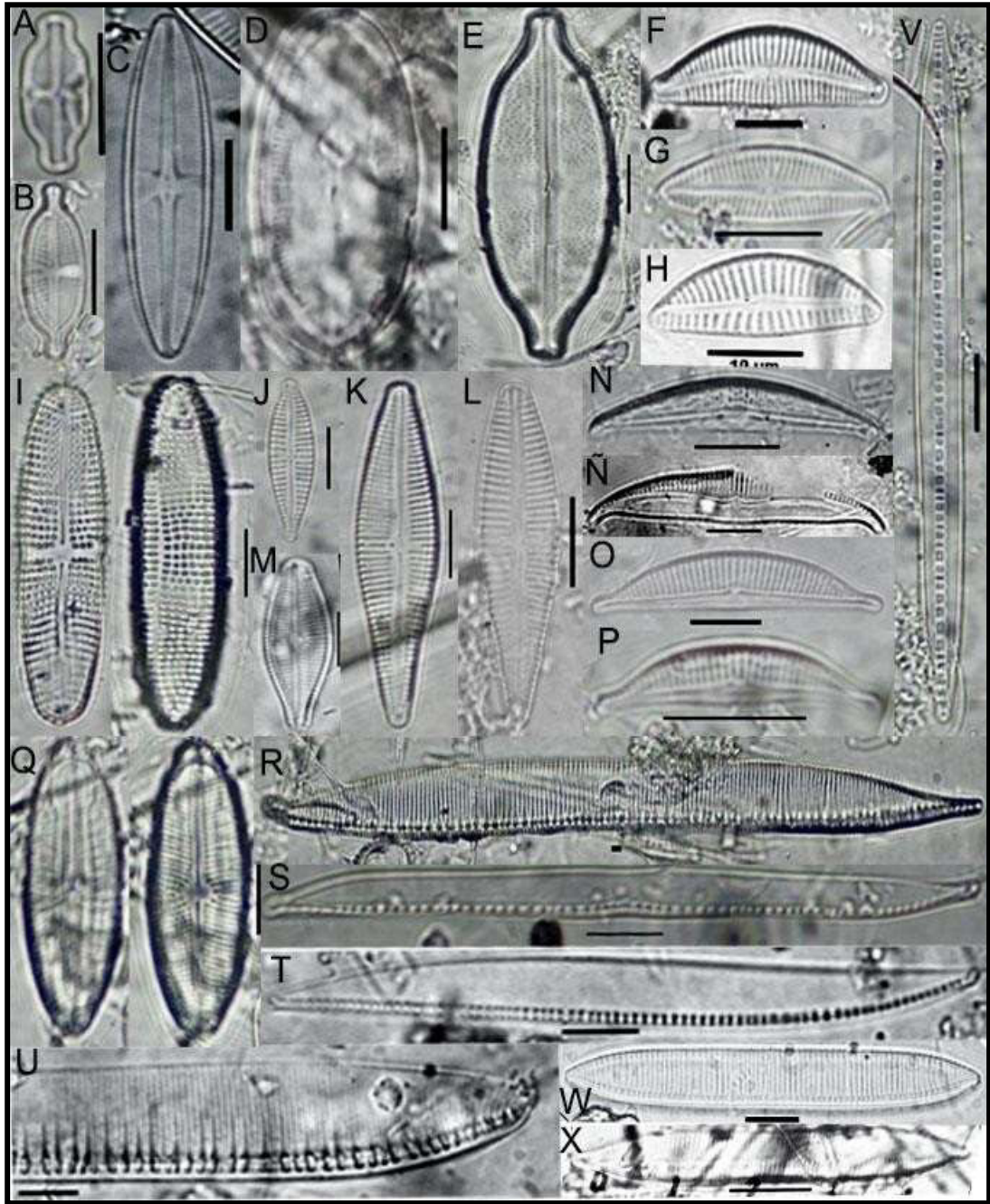


LÁMINA 1. A) *Achnanthidium* sp., B) *Planothidium* sp., C) *Lemnicola* cf. *hungarica*, D) *Cocconeis* sp., E) *Anomooneis* cf. *sphaerophora*, F) *Cymbella* cf. *affinis*, G) *Cymbella* *pusilla*, H) *Encyonema* cf. *caespitosum*, I) *Achnanthes* *brevipes*, J) *Gomphonema* *parvulum*, K) *Gomphonema* *gracile*, L) *Gomphonema* sp., M) *Gomphoneis* sp., N) *Amphora* *venetta*, Ñ) *Amphora* cf. *commutata*, O) *Amphora* cf. *holsaticoides*, P) *Amphora* sp., Q) *Mastogloia* cf. *elliptica*, R) *Hantzschia* cf. *spectabilis*, S) *Nitzschia* *scalpelliformis*, T) *Nitzschia* *sigma*, U) *Nitzschia* *scalaris* W) *Tryblionella* sp. X) *Tryblionella* cf. *hungarica* .(escala 10 µm)

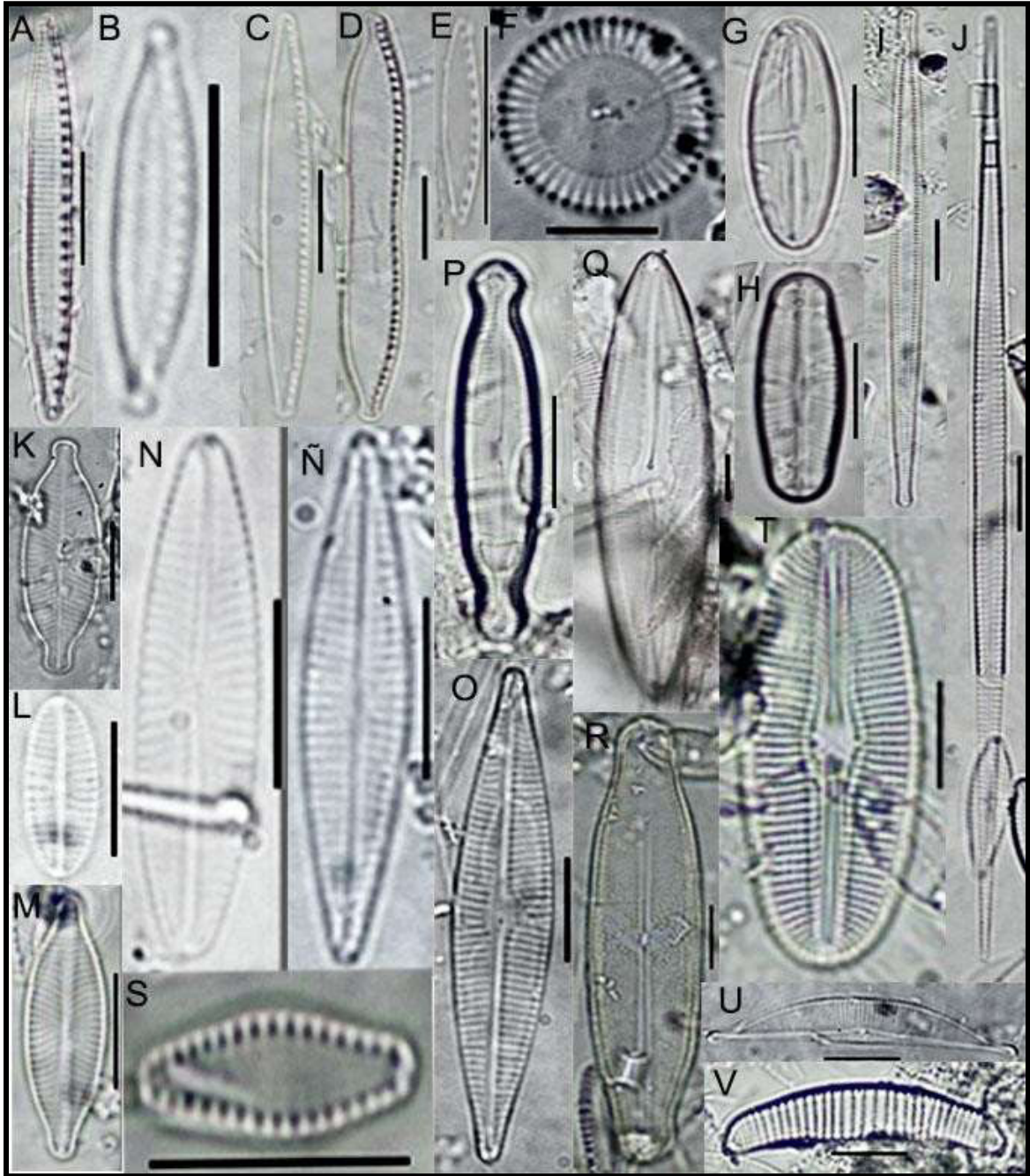


LÁMINA 2. A) *Nitzschia amphibia*., B) *Nitzschia* sp., C) *Nitzschia* sp2., D) *Nitzschia* sp3., E) *Nitzschia* sp4., F) *Cyclotella* cf. *meneghiana*, G) *Fallacia* sp., H) *Sellaphora* cf. *pupula*, I) *Tabularia* cf. *fasciculata*, J) *Ulnaria* sp., K) *Navicula* cf. *salinarum*, L) *Navicula* sp. M) *Navicula* sp2. N) *Navicula* sp3., Ñ) *Navicula* sp4., O) *Navicula* cf. *trivialis* P) *Caloneis* sp., Q) *Caloneis* cf. *westii*, R) *Neidium* sp., S) *Pseudostaurosira* sp., T) *Diploneis ovalis*, U) *Halamphora* cf. *coffeiformis*, V) *Eunotia* sp. (escala 10 um)



LÁMINA 3. A) *Plagiotropis* sp., B) *Pinnularia* cf. *viridis*, C) *Pinnularia* cf. *acrosphaeria*, D) *Craticula* *ambigua*, E) *Ephitemia* *adnata*, F) *Rhopalodia* *acuminata*, G) *Rhopalodia* *acuminata*, H) *Rhopalodia* cf. *brevissonii*, I) *Rhopalodia* cf. *acuminata* var. *protracta*, J) *Rhopalodia* *gibba*, K) *Rhopalodia* *gibberula*, L) *Rhopalodia* sp., M) *Diadesmis* cf. *confervacea*, N) *Surirella* sp., Ñ) *Campylodiscus* sp., O) *Oedogonium* sp., P) *Pandorina* sp., Q) *Desmodesmus* sp., R) *Pectinodesmus* *pectinatus*, S) *Schizomeris* sp., T) *Stigeoclonium* sp. (escala 10 µm)

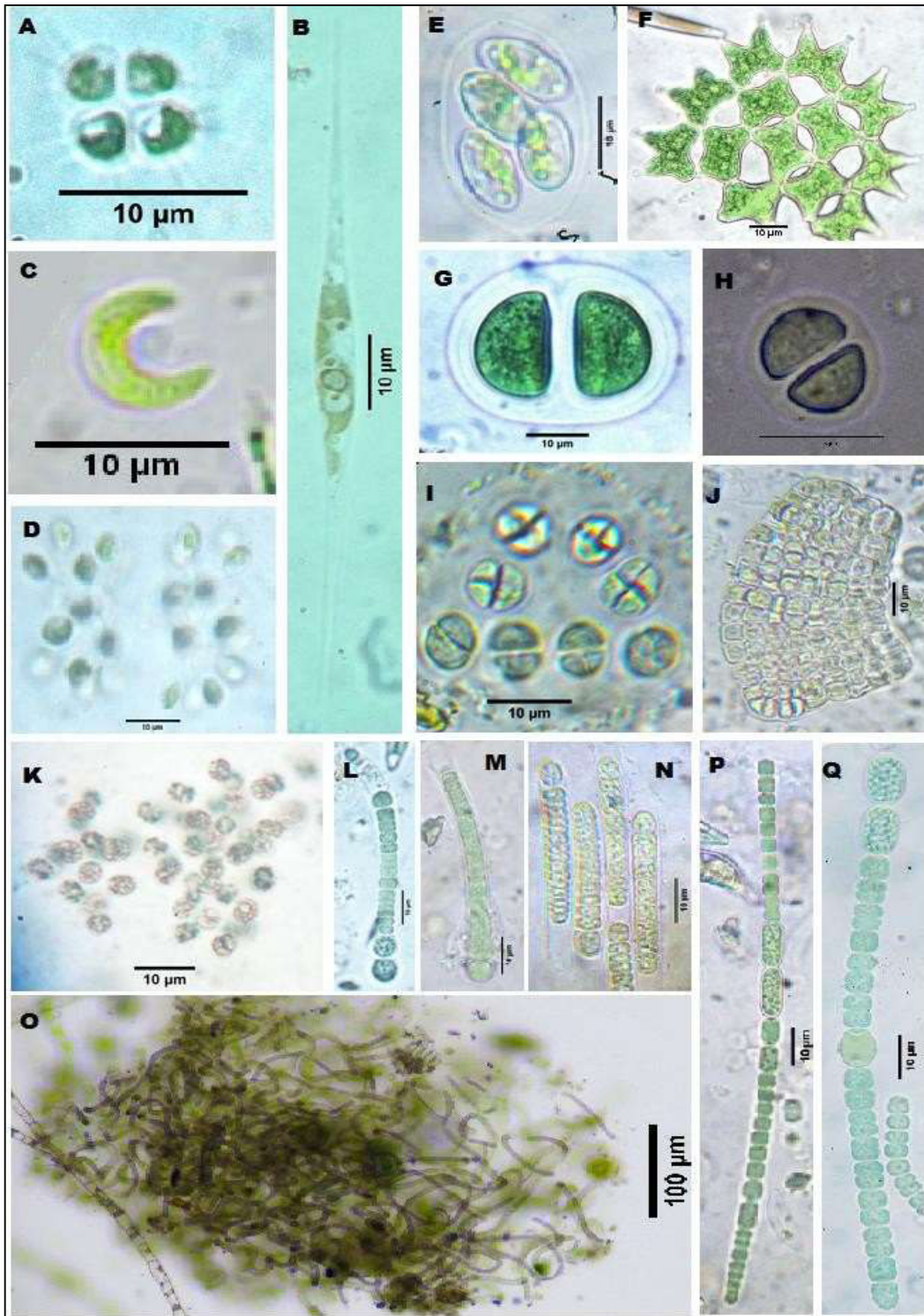


LÁMINA 4. A) *Tetrastrum* sp., B) *Schroederia* sp., C) *Selenastrum* sp., D) *Dictyosphaerium* sp., E) *Oocystis* sp., F) *Pediastrum duplex*, G) *Chroococcus turgidus*, H) *Chroococcus* sp., I) *Chroococcus* cf. *dispersus*, J) *Cyanosarcina* sp., K) *Microcystis* sp., L) *Nodularia* sp., M-N) Rivulareaceae, O) *Anabaena* cf. *oscillarioides*, P) *Anabaena* cf. *variabilis*, Q) *Nostoc* sp.

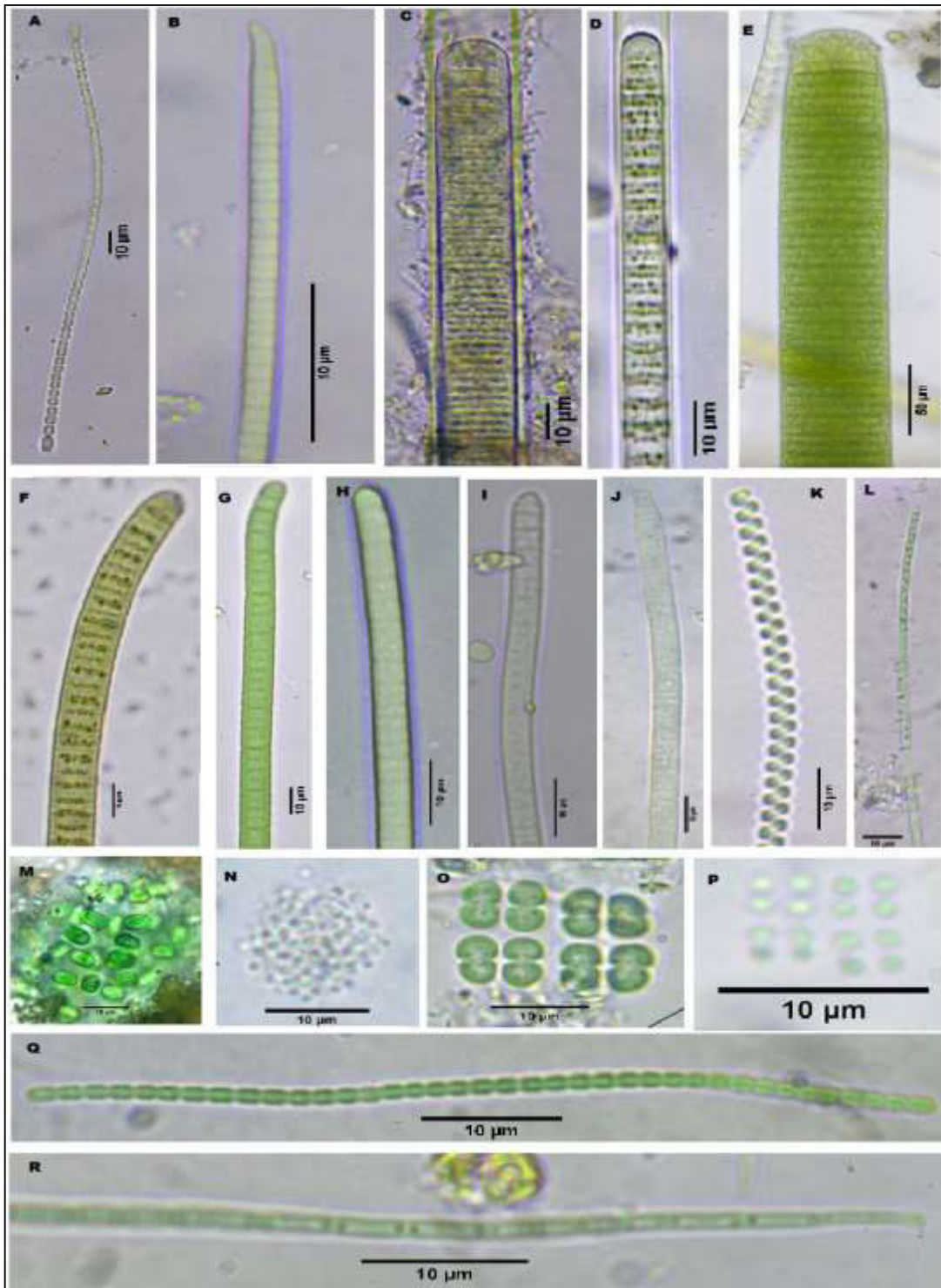


LÁMINA 5. A) *Cylindrospermopsis* sp., B) *Kamptomena* sp., C) *Lyngbya* cf. *aestuarii*, D) *Lyngbya* sp., E) *Oscillatoria prínceps*, F) *Oscillatoria* sp., G) *Phormidium* sp., H) *Phormidium* sp2., I-J) *Phormidium* sp3., K) *Spirulina subsalsa*, L) *Leptolyngbya* sp.?, M-N) *Aphanocapsa* spp., O) *Merismopedia glauca*, P) *Merismopedia* sp., Q-R) *Pseudanabaena* sp. y *Pseudanabaenaceae*?

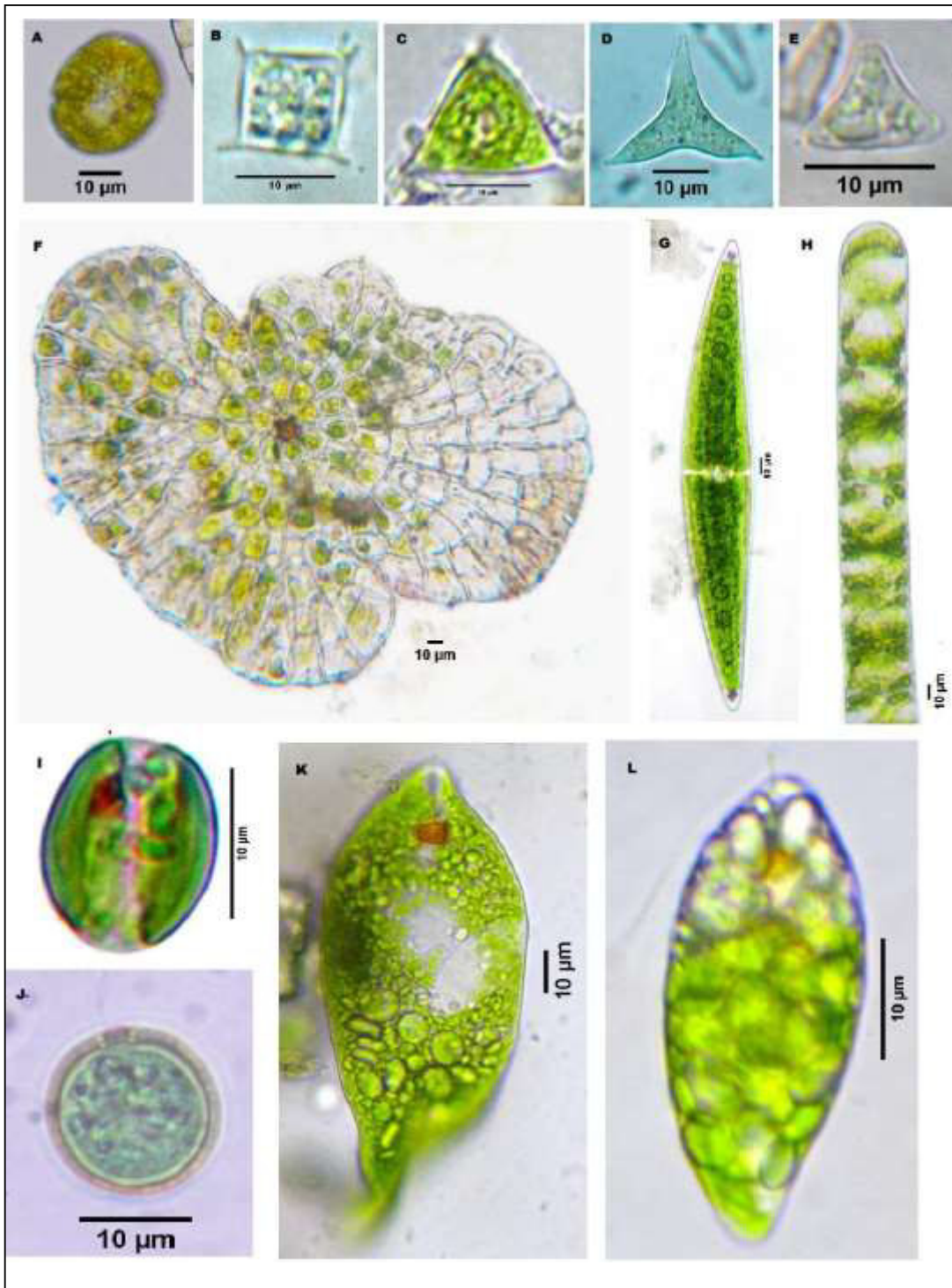


LÁMINA 6. A) *Durinskia* sp., B-C) *Tetraedriella* sp., D-E) *Goniochloris* sp., F) *Coleochaete* sp., G) *Closterium* sp., H) *Spirogyra* sp., I) *Cryptoglena* sp., J) *Trachelomonas* cf. *volvocina*, K) *Euglena* cf. *ehrenbergii*, L) *Euglena* sp.

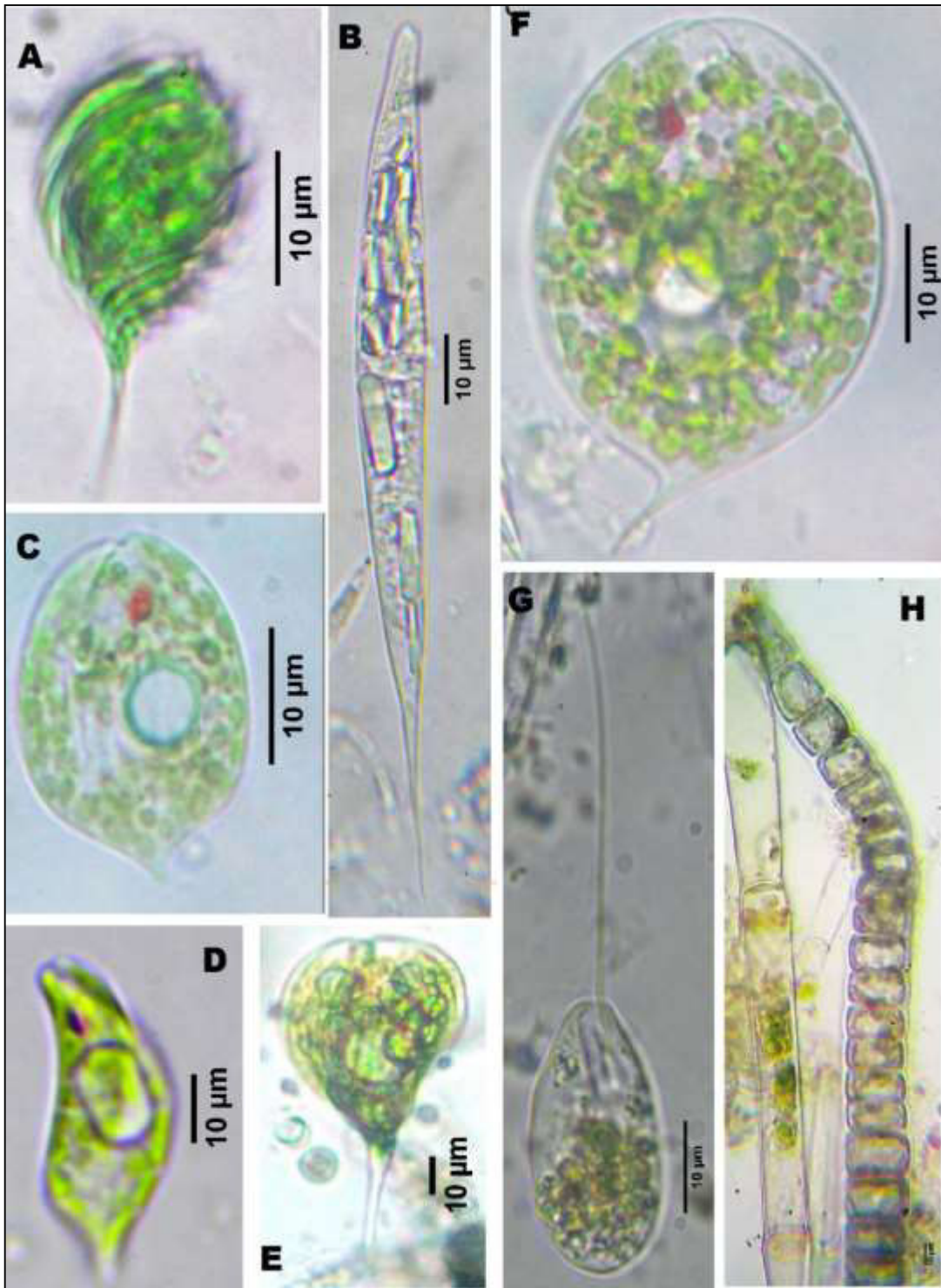


LÁMINA 7. A) *Monomorphina pyrum*, B) *Lepocinclis acus*, C) *Phacus acuminatus*, D) *Phacus inflexus*, E) *Phacus longicauda*, F) *Phacus orbicularis*, G) *Peranema* sp., H) *Compsopogon* cf. *coeruleus*