

**DETERMINACIÓN DEL ESTADO TRÓFICO DE TRES ECOSISTEMAS LÉNTICOS DE
LA SABANA DE BOGOTÁ CON BASE AL FITOPLANCTON, EN DOS PERIODOS
CLIMÁTICOS CONTRASTANTES**

LAURA STEFHANY RODRÍGUEZ GARZÓN
Código 0500602

UNIVERSIDAD MILITAR NUEVA GRANADA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
PREGRADO EN BIOLOGÍA APLICADA
BOGOTÁ
Diciembre de 2012

**DETERMINACIÓN DEL ESTADO TRÓFICO DE TRES ECOSISTEMAS LENTICOS DE
LA SABANA DE BOGOTÁ CON BASE AL FITOPLANCTON, EN DOS PERIODOS
CLIMÁTICOS CONTRASTANTES**

**LAURA STEFHANY RODRÍGUEZ GARZÓN
Código 0500602**

Trabajo de grado para optar al título de Bióloga

**Director
GABRIEL ANTONIO PINILLA AGUDELO, Ph.D.**

**UNIVERSIDAD MILITAR NUEVA GRANADA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
PREGRADO EN BIOLOGÍA APLICADA
BOGOTÁ
Diciembre de 2012**

Nota de aceptación

Gabriel Pinilla

Jurado 1

Jurado 2

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN.....	9
2. HIPÓTESIS.....	12
3. MARCO TEÓRICO	13
3.1. Sistemas lénticos.....	13
3.2. Indicadores biológicos.....	15
3.3. El rol del fitoplancton	17
3.4 Características generales de las clases de fitoplancton.....	19
3.4.1 Cianofíceas.....	19
3.4.2 Clorofíceas.....	20
3.4.3 Dinofíceas.....	22
3.4.4 Euglenofíceas	23
3.4.5 Bacillariofíceas	24
3.4.6 Criptofíceas.....	24
3.4.7 Crisofíceas.....	25
3.4.8 Xantofíceas.....	26
3.5. Contaminación hídrica, saprobiedad, polución y eutrofización.....	26
3.6. Estado trófico	31
3.6.1. Índice de estado trófico de Carlson (IET):	32
3.6.2. Índice compuesto de Thunmark y Nigaard:	33
3.6.3. Índice Trófico Planctónico (ITP):	34
3.7. Las especies fitoplanctónicas <i>Scenedesmus ovalternus</i> y <i>Chlorella vulgaris</i>	36
4. MÉTODOS.....	38
4.1. Área de estudio	38
4.2. Toma de datos fisicoquímicos	40
4.3. Preparación y fijación de las muestras de fitoplancton	42
4.4. Observación y análisis de muestras de fitoplancton	43
4.4.1. Identificación del fitoplancton:	43
4.4.2. Recuento de las microalgas:	43
4.5. Métodos de Análisis Numérico	46
5. RESULTADOS	47
5.1. Premuestreo.....	47

5.1.1. Parámetros Físicoquímicos.....	47
5.1.2. Estado Trófico.....	48
5.1.3. Sistemas seleccionados.....	48
5.2. Muestreo	50
5.2.1. Parámetros Físicoquímicos.....	50
5.2.2. Comunidades Fitoplanctónicas	53
5.2.3. Organización espacial y temporal del fitoplancton.....	60
5.2.4. Influencia del ambiente físicoquímico sobre el fitoplancton	62
5.2.5. Índices de estado trófico	64
5.2.6. Representatividad de <i>Chlorella vulgaris</i> y <i>Scenedesmus ovalternus</i>	65
6. DISCUSIÓN.....	66
6.1. Premuestreo.....	66
6.2. Muestreo	67
6.2.1. Parámetros físicoquímicos	67
6.2.2. Comunidades Fitoplanctónicas	70
6.2.3. Organización espacial y temporal del fitoplancton.....	73
6.2.4. Índices de estado trófico	75
6.2.5. <i>Chlorella vulgaris</i> y <i>Scenedesmus ovalternus</i>	76
7. CONCLUSIONES	78
7. RECOMENDACIONES	80
8. BIBLIOGRAFÍA.....	81
9. ANEXOS.....	89

AGRADECIMIENTOS

La realización de este trabajo llevó largas horas de esfuerzo tanto en campo como en laboratorio y en casa, donde sin la ayuda de Dios y de muchas personas que me brindaron su apoyo hubiera sido imposible finalizarlo.

En primer lugar agradezco a Dios y a mis padres porque gracias a ellos logre culminar mi carrera y por ende el presente trabajo.

Gracias a la Universidad Militar Nueva Granada y a sus docentes por la formación como Bióloga.

Gracias a la Universidad Nacional de Colombia por acogerme y hacerme participe de dicho proyecto. Especialmente al profesor Gabriel Antonio Pinilla Agudelo, director del presente trabajo de grado, el cual estuvo constantemente pendiente de las actividades realizadas en este trabajo, además me dio su apoyo incondicional y la ayuda necesaria para que se culminara exitosamente.

Gracias a mis evaluadores por aceptar serlo y por emplear el tiempo necesario para corregir y evaluar el presente trabajo.

Gracias a Jhon Avellaneda, Wilson Nieto y Katherine Valbuena por su ayuda en el trabajo de campo y su apoyo incondicional.

Gracias a Don Gustavo (laboratorista), Silvia Morales e Ibeth Delgadillo por su ayuda en el trabajo de laboratorio.

Gracias a mis hermanos María José y Juan Pablo y a mis amigos por su apoyo moral y por hacer los días que pase realizando este proyecto alegres y satisfactorios: Jhon, Camila, Ana, Carlitos, Simón, Walter, Pipe, Sammy, Fabian, Julis, Charlie, Wilson, Lina y Katherine.

Gracias a las instituciones administradoras de los distintos ecosistemas: Empresa de Acueducto de Bogotá (Embalse de San Rafael), Fundación Juan Amarillo (Humedal Juan Amarillo) y Secretaría Distrital de Ambiente de Bogotá (Humedal Santa María del Lago).

RESUMEN

Los sistemas acuáticos, especialmente los ambientes lénticos, son fuentes de agua importantes para el desarrollo de muchas actividades humanas y en general para el desenvolvimiento y mantenimiento de la vida en la tierra. Para entender las características, los procesos naturales y las alteraciones y disturbios (internos naturales y externos debidos a las actividades antrópicas) que ocurren en un ecosistema acuático, se han seleccionado ciertos organismos como indicadores de su estado ecológico. Dentro de estos organismos indicadores se encuentra el fitoplancton, ya que responde rápidamente a cambios en el ambiente fisicoquímico del agua, y a múltiples factores que generan variaciones en los cuerpos de agua. Por ello se le considera un buen bioindicador del estado trófico y sapróbico del agua.

El objetivo general del presente estudio fue determinar la composición y organización de las comunidades fitoplanctónicas en tres ecosistemas lénticos de la Sabana de Bogotá (los humedales Juan Amarillo y Santa María del Lago y el embalse de San Rafael), en dos periodos climáticos específicos (época lluviosa y época seca). De esta manera se buscó aportar información limnológica básica para el conocimiento de estos ambientes, a la vez que establecer su estado trófico mediante las microalgas planctónicas. La metodología incluyó los siguientes pasos: toma de muestras con botella muestreadora de dos litros de capacidad, preparación y fijación de muestras usando solución transeau y lugol, conteo de células, identificación del fitoplancton, análisis fisicoquímicos del agua mediante equipos apropiados y análisis numérico y estadístico de la información biótica y abiótica.

Se obtuvo como resultado que, independientemente de los valores arrojados por los diferentes índices tróficos utilizados, se mantuvo constante la jerarquía entre sistemas, siendo Juan Amarillo el que presentó los valores más altos (trofia alta), San Rafael los registros más bajos (trofia baja) y Santa María del Lago los datos intermedios (trofia media). Esto señala que realmente estos sistemas presentan condiciones físicas y químicas diferentes que permiten la presencia o ausencia de ciertos grupos de algas. El presente estudio logró demostrar que las especies fitoplanctónicas respondieron a los

cambios fisicoquímicos y ambientales de los ecosistemas evaluados, constatando que esta comunidad es una excelente herramienta de la bioindicación en ambientes lénticos. Además, se vio que las variables fisicoquímicas son fundamentales para comprender la presencia y abundancia de las especies fitoplanctónicas de un sistema acuático. El conocimiento de las variables físicas y biológicas permite establecer la relación existente entre las especies presentes, su abundancia y el estado trófico.

1. INTRODUCCIÓN

El área que ocupan los sistemas lénticos en el planeta es relativamente pequeña en comparación con el área cubierta tanto por los sistemas lóticos como por las masas continentales. Sin embargo su importancia ecológica y así mismo económica, es mucho mayor que el área relativa ocupada (Barrett & Odum, 2006).

Los sistemas lénticos, también llamados de aguas estancadas, comprenden los cuerpos de agua que no presentan corriente continua, es decir que sus aguas se encuentran retenidas en un sitio determinado. Sin embargo, esto no significa que estas aguas no puedan presentar tanto entradas como salidas de agua, ya que generalmente tales flujos existen. Además, como cualquier sistema acuático, presentan tanto condiciones bióticas como condiciones abióticas representativas. De esta manera, la presencia y riqueza de ciertas especies, junto con las condiciones fisicoquímicas en el eje vertical de profundidad, caracterizan este tipo de sistemas lénticos, a los que pertenecen los humedales, los lagos y lagunas y los embalses o represas (Bort *et al.*, 2005; Delgadillo & Góngora, 2008).

La importancia de este tipo de sistemas acuáticos es bastante relevante, ya que benefician a las sociedades de manera fundamental, puesto que (junto con los ríos), abastecen gran parte la necesidad hídrica que los seres humanos requieren para realizar labores domésticas e industriales (Barrett & Odum, 2006). Además, el agua en general es un recurso natural necesario para la vida y la supervivencia de cualquier organismo.

Lo anterior evidencia la importancia que tiene el estudio de cualquier sistema acuático y de manera particular el de los sistemas lénticos, lo cual se pretende abordar en el presente estudio. Para entender, estimar, y en general, para investigar acerca de las características que presenta cualquier ecosistema, en conjunto con sus procesos naturales y con las influencias y disturbios (que pueden venir, tanto de factores internos como externos, tales como las actividades antrópicas), se han determinado ciertos organismos o condiciones como indicadores del estado en el que se encuentra un ambiente específico (hydrobio, accedida 13/08/2011). El estado trófico de un cuerpo de agua se determina con base en los factores fisicoquímicos del agua y en la abundancia y

composición de las comunidades planctónicas, perifíticas y betónicas. De estas comunidades, el fitoplancton es un bioindicador que muestra cambios en la composición y las características de los sistemas acuáticos de manera temprana, ya que responde rápidamente a diversos contaminantes que afectan los ciclos naturales y a cambios en las condiciones ambientales. La prontitud con la cual responden las algas obedece a que presentan ciclos de vida muy cortos (horas o días), lo que genera que reaccionen prontamente ante los cambios fisicoquímicos del agua (Ramírez, 2000; Pérez, 2002; Vásquez *et al.*, 2006;). Por lo tanto, en función del fitoplancton se puede determinar el estado trófico en periodos recientes de un sistema léntico. Centrándose en el fitoplancton como pieza principal del presente estudio, es preciso resaltar que su función ecológica es la producción primaria que corresponde a la base de la cadena trófica acuática (Díaz *et al.*, 2007). Las microalgas son fundamentales para mantener equilibrado el planeta, ya que influyen en gran parte en la dinámica del dióxido de carbono en los océanos y son indispensables para la vida en los sistemas acuáticos (Delgadillo & Góngora, 2008).

Para abordar el estudio ecológico de un ecosistema en particular se deben valorar en principio sus características estructurales básicas. Esto permite conocer las condiciones en el que se encuentra y las posibles variaciones que se pueden presentar a través del tiempo. Debido a la importancia que se le atribuye a los ecosistemas lénticos de Bogotá y sus alrededores, reiterada en este proyecto, es fundamental determinar su estado trófico con base en la valoración del fitoplancton, además de las mediciones de variables fisicoquímicas. Los métodos fisicoquímicos que usualmente se emplean en el estudio del estado trófico son momentáneos y muestran las características de los cuerpos de agua solo para el momento en el que se toman las muestras. Por lo tanto no da un registro histórico de la condición del cuerpo de agua en un periodo de tiempo más prolongado. Para ello se aprovecha el hecho de que las comunidades fitoplanctónicas actúan como excelentes bioindicadores de la condición trófica del agua de periodos comprendidos entre varias semanas a un mes. Esto ha sido demostrado en estudios como el realizado por Vásquez y sus colaboradores (2006) en diez humedales del Altiplano Cundiboyacense o en el realizado por González y sus colaboradores (2003) en cinco embalses de Venezuela.

En consecuencia, el presente estudio pretendió determinar la composición y organización de las comunidades fitoplanctónicas de tres ecosistemas lénticos (los humedales Juan

Amarillo y Santa María del Lago y el embalse de San Rafael) en dos periodos climáticos específicos (época lluviosa y época seca), con la finalidad de aportar información limnológica básica para el conocimiento de estos ambientes. Tal información hace parte de un proyecto más amplio (desarrollado por la Universidad Nacional de Colombia-UN con la financiación de Colciencias)¹, dentro del cual se llevó a cabo el presente estudio. Se tuvo un especial interés en saber cómo están representadas las especies *Scenedesmus ovalternus* y *Chlorella vulgaris* en estos sistemas acuáticos de Bogotá, ya que en el mencionado proyecto de la UN se pretende emplear dichas especies para valorar el estado trófico de estos ecosistemas. En ese proyecto se emplearán a *Scenedesmus ovalternus* y a *Chlorella vulgaris* atrapadas en cápsulas de alginato como un método nuevo de biomonitorio de la eutrofización.

Para cumplir el objetivo trazado se determinó en primera instancia el estado trófico con base en parámetros fisicoquímicos de seis sistemas lénticos seleccionados con base en la información bibliográfica (esto constituyó lo que en este documento se denomina el Premuestreo). De acuerdo a los resultados obtenidos, y teniendo en cuenta factores como posición geográfica y accesibilidad, se escogieron tres ecosistemas para realizar y desarrollar los siguientes objetivos específicos, en lo que se denominó el Muestreo:

1. Identificar las especies fitoplanctónicas en cada uno de los tres sistemas lénticos y comparar los cambios que se presentan en la composición entre un periodo seco y otro lluvioso.
2. Estimar la abundancia de las especies fitoplanctónicas en cada uno de los tres sistemas lénticos y analizar sus variaciones entre épocas climáticas.
3. Determinar cómo están representadas las especies *Scenedesmus ovalternus* y *Chlorella vulgaris* en cada uno de los tres sistemas lénticos y en cada época de muestreo.

Los ecosistemas acuáticos seleccionados son de vital importancia por su papel como reguladores hídricos (los humedales) o como fuentes de agua potable (el embalse). El seguimiento al proceso de contaminación que sufren estos cuerpos de agua, así como un

¹“Biomonitorio del estado trófico de ecosistemas acuáticos lénticos con microalgas inmovilizadas”, (Pinilla *et al.*, 2010).

registro de su historial en el tiempo, permitirá establecer pautas de manejo, restauración y conservación de dichos ambientes acuáticos.

2. HIPÓTESIS

El fitoplancton reflejará a través de su composición y de la presencia de las especies *Scenedesmus ovalternus* y *Chlorella vulgaris*, el estado trófico de los ecosistemas lénticos estudiados. De esta manera, los ambientes oligotróficos tendrán una mayor presencia de especies propias de bajas concentraciones de nutrientes, entre ellas *Scenedesmus ovalternus*, y los sistemas eutróficos estarán dominados por algas propias de elevadas concentraciones de nutrientes, tales como *Chlorella vulgaris*.

3. MARCO TEÓRICO

3.1. Sistemas lénticos

Dentro de los sistemas lénticos se encuentran las ciénagas, los planos inundables, los estuarios, los lagos y los embalses. Todos estos ambientes se diferencian de los sistemas lóticos en que retienen un volumen de agua que no presenta un flujo unidireccional constante. Por lo tanto, en este tipo de cuerpos de agua se desarrollan ciertas comunidades bióticas específicas (las planctónicas o de microorganismos errantes), que se diferencian en gran medida de las que se crecen en ecosistemas de aguas corrientes (Ramírez & Viña, 1998).

Los sistemas lénticos permiten la precipitación de sólidos suspendidos que arrastran grandes concentraciones de fósforo. En la precipitación del fósforo hacia los sedimentos intervienen elementos tales como el aluminio, los sulfatos, el hierro (en condiciones ácidas) y el calcio (en condiciones básicas). También participan compuestos orgánicos y arcillas, así como las características de oxidorreducción del sistema (Ramírez & Viña, 1998). De esta manera los ambientes de aguas estancadas tienden a enriquecerse con nutrientes, en especial en las aguas de fondo.

Como se mencionó, este tipo de sistemas presentan las condiciones apropiadas para que se desarrollen de comunidades planctónicas y de plantas acuáticas enraizadas y flotantes, lo cual genera una abundante ictiofauna, componente que es relevante tanto a nivel ecológico como económico (Ramírez & Viña, 1998). Circunstancias tales como una baja turbidez permiten el paso de la luz en la columna de agua, lo que favorece el desarrollo del fitoplancton en la zona fótica de estos sistemas acuáticos. Es importante definir ciertos aspectos básicos que permitan caracterizar y entender los distintos tipos de sistemas lénticos, como se muestra a continuación (Ramírez & Viña, 1998):

Lago: es una extensión de agua salada o dulce delimitada, ubicada en el interior de los continentes. Por lo general se considera como un verdadero lago aquel que tiene un amplio espejo de agua y una profundidad superior a los 7 m. Según Ramírez & Viña (1998), los estudios realizados en este tipo de cuerpos de agua no han sido suficientes para los lagos colombianos. Algunos pequeños lagos de aguas lluvias registrados por Pinilla y sus colaboradores (1998) tienden a ser oligotróficos; en cuanto al fitoplancton, en

estos ambientes predominan las euglenofíceas, y se presenta una alta concentración de oxígeno, carbonatos, materia orgánica y hierro (Ramírez & Viña, 1998).

Laguna: es una extensión de agua salada o dulce delimitada, ubicada en el interior de los continentes, mucho más pequeña y poco profunda que los lagos. Se reporta que en Colombia existen más de 1800 lagunas, la mayoría en regiones de alta montaña. Las lagunas establecen una red de amortiguación de caudales y sedimentos procedentes de las cuencas altas (Ramírez & Viña, 1998; Banrepcultural, accedida 18/08/2011)

Embalses: “Son volúmenes de agua retenidos en un vaso topográfico natural o artificial gracias a la realización de obras hidráulicas”. Estos sistemas contribuyen al mejoramiento del suministro de agua a regiones urbanas en tiempos de sequía, al control de crecientes de los ríos para reducir las posibles inundaciones, al mejoramiento de las condiciones paisajísticas, y a la generación de energía eléctrica, entre otros (Guevara, accedida 18/08/2011). Los embalses se pueden clasificar según su función así:

Embalses de acumulación: retienen excesos de agua en períodos de alto escurrimiento para ser usados en épocas de sequía.

Embalses de distribución: no producen grandes almacenamientos pero facilitan regularizar el funcionamiento de sistemas de suministro de agua, de plantas de tratamiento o de estaciones de bombeo.

Pondajes: pequeños almacenamientos para suplir consumos locales o demandas pico” (Guevara, accedida 18/08/2011).

Humedales: son ecosistemas intermedios entre el medio terrestre y acuático, con fragmentos húmedos, semihúmedos y secos. Presentan un tipo de flora y fauna muy particular. El concepto ecológico de humedal es diferente a la definición política de humedal del Convenio Internacional de Ramsar, realizado en 1971 en la ciudad iraní de Ramsar. Según este convenio, los humedales se definen como "extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de agua, sean estas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, incluidas las extensiones de agua marina, cuya profundidad en marea baja no exceda los 6 metros" (Castellanos, accedida 18/08/2011; Bogotá, accedida

18/08/2011). Esta definición incluye todo cuerpo de agua léntico o lótico y también la zona marina costera. En Colombia existen varios tipos de humedales, tanto de agua salada como de agua dulce, tales como las ciénagas, los arrecifes de coral, los manglares, estuarios, sabanas inundables, pantanos, lagunas, embalses y meandros. En el concepto ecológico propiamente dicho, los humedales son áreas inundables o saturadas de agua en las cuales predominan las plantas acuáticas (macrófitas acuáticas), también llamados sistemas palustres, para diferenciarlos de los lagos, lagunas y ciénagas, ya que aquellos se consideran sistemas lacustres, en los que predomina un espejo abierto de agua. Su importancia radica en las múltiples funciones ecológicas que cumplen (Zedler&Kercher, 2005).

En cuanto a flora y fauna, los humedales son fundamentales para la vida de muchas especies, algunas de ellas endémicas y en peligro de extinción, ya que son el hábitat natural que genera los nutrientes y presenta el ambiente necesario para la reproducción de una gran cantidad de aves, como es el caso de las tinguas y las garzas, entre otros, además de varias especies de moluscos e insectos (Bogotá, accedida 18/08/2011).

También son importantes por la capacidad para almacenar el agua y actuar como reservorios naturales, ya que este tipo de sistemas actúan como una gran esponja que retiene el exceso de agua durante los períodos lluviosos. Así ayudan a regular y controlar los efectos perjudiciales que causan las crecientes de los ríos y los posibles riesgos de inundación. Favorecen al control de la erosión y la retención de sedimentos y actúan en funciones químicas como la regulación de los ciclos de nutrientes, la descomposición de biomasa y la retención de CO₂. Por otra parte, estos sistemas aportan agua a los acuíferos y mantienen el nivel freático. Gracias al tipo de vegetación que presentan, también actúan como reductores de la contaminación del agua. Por eso son llamados purificadores naturales (Roldán & Ramírez, 2008; Bogotá, accedida 18/08/2011).

3.2. Indicadores biológicos

Los indicadores biológicos, también llamados bioindicadores, se pueden definir como especies o comunidades de las mismas, que por su presencia, proporcionan información sobre el medio físico y químico en el que habitan (Bellinger & Sigee, 2010). Un indicador biológico acuático se considera como aquel organismo que gracias a su representación

(presencia y abundancia) indican algún estado del sistema en el que encuentra, especialmente cuando la generación de dicho estado o procesos representan un problema frente al manejo del recurso hídrico, ya que el uso de bioindicadores está directamente relacionado con la valoración de la calidad del agua (Pinilla, 2000).

El principio de la bioindicación radica en el hecho de que cualquier contaminante o suceso que genere una perturbación en un sistema acuático, produce cambios en las condiciones iniciales del mismo y afecta de manera directa o indirecta los organismos que habita allí. Esto provoca cambios tanto en su medio, como en sus funciones fisiológicas (Pinilla, 2000). Para que un organismo pueda considerarse como indicador biológico, debe ser capaz de tolerar los efectos causados por la acción o el elemento perturbante, es decir que debe mostrar algún tipo de respuesta que demuestre su tolerancia, ya que esas respuestas indican que la especie puede mantener su funcionamiento normal gracias a un gran gasto metabólico (Pinilla, 2000). Estas especies también deben ser capaces de crecer y competir, en el caso del fitoplancton, con otras algas bajo determinadas condiciones de calidad del agua (Bellinger & Sigee, 2010). Es importante resaltar que no todos los indicadores biológicos lo son de condiciones perturbadas (Pinilla, 2000).

Los bioindicadores logran acumular información acerca de los cambios intermitentes del cuerpo de agua, mientras que las variables fisicoquímicas no lo hacen, ya que brindan información inmediata y no histórica. Además, los indicadores biológicos representan las condiciones del sistema acuático de una manera rápida, fiable y relativamente barata de registrar. La implementación de indicadores biológicos disminuye la toma excesiva de parámetros fisicoquímicos. Además manifiestan la presencia de nuevos contaminantes y dan una medida directa del impacto ecológico de parámetros ambientales sobre los organismos del medio acuático, reflejando de esta manera la calidad del agua (Bellinger & Sigee, 2010; Pinilla, 2000).

Las comunidades fitoplanctónicas de los sistemas lénticos de Colombia, presentan las características necesarias para constituirse como un buen indicador biológico, tales como: facilidad de recolección y medición (cuantificable), relación con el efecto que se desea indicar, ya que es muy usado para determinar la calidad de agua y el estado trófico de muchos sistemas lénticos, existencia de información biológica y ecológica, estrecho rango de adaptación (organismos esteno), posibilidad de identificación a nivel de especie y

comparabilidad entre sistemas similares. Lo anterior se refleja en el uso de algunos indicadores fitoplanctónicos reportados por diversos trabajos realizados en el país, como lo reporta Pinilla (2000). El uso del fitoplancton como bioindicador para determinar el estado trófico tiene gran relevancia a nivel universal, pero especialmente en el ámbito regional, ya que las comunidades fitoplanctónicas se presentan de manera diferente en los diversos sistemas acuáticos, dependientes de las condiciones climáticas, geológicas e hidrológicas del lugar (Ramírez, 2000; Espino *et al.*, 2000).

3.3. El rol del fitoplancton

El fitoplancton se clasifica según su tamaño en macroplancton que mide más de 2mm, mesoplancton que mide entre 200 micrómetros y 2 mm, microplancton que mide de 20 a 200 micrómetros, nanoplancton que está entre 2 y 20 micrómetros y picoplancton que mide menos de 2 micrómetros (Reynolds, 1997). Las algas planctónicas o microalgas de la columna de agua, son las principales responsables de sintetizar materia orgánica en ambientes acuáticos. Usan la fotosíntesis para construir complejos de moléculas de carbono, similar a lo que hacen las plantas terrestres (Boney, 1983 en Hoff & Snell, 2007). Son organismos suspendidos en el agua que, como producto secundario de la fotosíntesis, también generan oxígeno (Bellinger & Sigee, 2010). Absorben nutrientes disueltos de varias fuentes y son autótrofas. Las microalgas son las principales contribuyentes a la producción de biomasa en los estuarios, océanos, lagos y embalses. Aunque su tamaño es reducido, miles de millones de estas células proporcionan la mayor parte del material vegetal marino, el cual es consumido por organismos superiores en la cadena alimentaria. De esta manera, toda la cadena alimentaria acuática recibe energía de las biomoléculas sintetizadas por estas plantas microscópicas. Por ejemplo, la producción primaria en la superficie oceánica, en mar abierto, es de unos 50 gramos de carbono por metro cuadrado al año aproximadamente, y casi toda proviene de la fotosíntesis del fitoplancton. Es preciso resaltar que los átomos de carbono son los componentes básicos de todas las moléculas orgánicas complejas (Boney, 1983 en Hoff & Snell, 2007).

Además de suministrar alimento a los animales, el fitoplancton juega un papel central en el ciclo de nutrientes en los hábitats acuáticos. Las microalgas absorben los nutrientes esenciales, tales como amonio, potasio, urea, nitratos y fosfatos, así como los metales

tales como hierro, cobre, manganeso, zinc, molibdeno y vanadio; también utilizan ciertas vitaminas como la B12, la tiamina y la biotina. La remoción y alteración de los nutrientes por el fitoplancton en el océano no es permanente, ya que los nutrientes poco a poco se regeneran, las células mueren y las microalgas se descomponen. Otras fuentes de nutrientes disueltos son las aguas superficiales terrestres y la lluvia (Hoff & Snell, 2007).

El fitoplancton y las macrófitas constituyen los principales componentes autótrofos presentes en los sistemas lénticos. Así, los diferentes compuestos inorgánicos y los iones disueltos en el agua son captados por estas comunidades y convertidos en materia orgánica, la cual va a constituir la base de casi todas las comunidades presentes en todo el cuerpo de agua (Ramírez & Viña, 1998).

Los grupos de algas que predominan en los cuerpos de agua dulce tropicales pertenecen a las siguientes divisiones (Ramírez & Viña, 1998):

Chrysophyta: algas coloniales, unicelulares y flageladas. La literatura las asocia con ambientes oligotróficos.

Bacillariophyta: son diatomeas, que presentan diversas formas y tamaños; la mayoría están asociadas con el perifiton y en consecuencia cuando se presentan en el plancton son señal inequívoca de muestras tomadas en aguas de alta turbulencia.

Xanthophyta: son coloniales o filamentosas y celulares. En Colombia su presencia es reducida.

Pyrrhophyta: son dinoflageladas; las especies pertenecientes a este grupo se encuentran cubiertas por placas de celulosa con prolongaciones llamativas; presentan flagelos, lo cual incide positivamente en su capacidad de movimiento.

Chlorophyta: son llamadas algas verdes por su “intenso brillo en los cloroplastos”; se pueden encontrar tanto formas coloniales como unicelulares. Miden entre 5 micrones y 1 milímetro y pueden ser móviles o inmóviles. Los estudios realizados las asocian con sistemas eutróficos.

Cyanophyta o algas verde-azules: debido a la ausencia de una membrana nuclear definida se consideran cianobacterias, que es la denominación más aceptada

actualmente. Presentan desde formas coloniales hasta unicelulares. Algunas de estas especies fijan nitrógeno de la atmósfera, por lo cual muchos autores las asocian con aguas que presentan déficit de nitrógeno y alto contenido de fósforo.

Cryptophyta: son biflageladas, unicelulares y bastante comunes e importantes por sus hábitos mixotróficos; en zonas templadas son muy importantes en épocas de invierno.

Euglenophyta: morfológicamente pueden ser desnudas o lorigadas, flageladas y sus células son generalmente pequeñas. Además se consideran como indicadoras de aguas ricas en materia orgánica en descomposición, que generalmente se presenta en sistemas eutróficos (Ramírez & Viña, 1998).

3.4 Características generales de las clases de fitoplancton

3.4.1 Cianofíceas

Las cianofíceas son un grupo muy antiguo, tanto que se considera que contribuyeron a la evolución de la atmósfera primitiva por su capacidad de disociar las moléculas de agua. También son importantes por su papel como productores primarios. Son células que contienen además de clorofila a y carotinoides, pigmentos accesorios llamados ficobilinas que brindan a la célula colores azul violeta, rojo y verde, aunque la clorofila b no está presente (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Son organismos procariotas, que al igual que en bacterias, el ADN se encuentra concentrado en el centro del protoplasto y no presentan aparato de Golgi, mitocondrias, tonoplasto ni retículo endoplasmático. El material de reserva es almidón (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Morfológicamente presentan una delgada membrana propia de este grupo, que está ordinariamente rodeada por cubiertas orgánicas hidratadas, mucilaginosas, frecuentemente con estratificación visible, en las que se reconocen una serie de glúcidos y ácidos glucorónico y galacturónico. Dichas cubiertas presentan pigmentos, unos de color amarillento y otro de matices rojo y azul. La pared celular está compuesta de mureina. En las cianofíceas de células aisladas generalmente se presentan tilacoides orientados más o menos paralelamente a la superficie de las células, y en las

hormogonales el aparato fotosintetizador rodea la célula como un manguito, dejando libres las proximidades de los tabiques o septos, donde se pueden acumular materiales de reserva. La reproducción es solamente vegetativa y no existen células flageladas (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Gracias a su capacidad para fijar nitrógeno molecular y mantener así la relación nitrógeno – fosforo (N: P) regulada, y por ser altamente sensibles a antibióticos de hongos y a metales, como el cobre, son ampliamente utilizadas en limnología como bioindicadores de la calidad del agua (Parra, 1982).

3.4.2 Clorofíceas

Este grupo es bastante diversificado y varía mucho en forma. Hay desde formas monadales, capsales y cicales, hasta formas coloniales móviles; también se encuentran agregados de filamentos conócitos que forman en conjunto formas microscópicas (Parra, 1982).

Cuando las células son móviles tienen normalmente dos flagelos o a veces cuatro de posición anterior. Las células biflageladas presentan simetría bilateral (Parra, 1982).

El cloroplasto está rodeado de una membrana doble y no está en contacto con la envoltura del núcleo a través del retículo endoplasmático. Los cloroplastos poseen pigmentos y varios tilacoides ordenados en lamelas; también poseen pirenoides que casi siempre están rodeados por una capa de almidón. Algunas especies carecen de pirenoides (Parra, 1982).

Presentan clorofila a y b, aunque la más abundante es la. Además presentan pigmentos accesorios como luteína y neoxantina, entre otros (Parra, 1982).

Las células flageladas pueden presentar uno o varios estigmas (una o varias series de glóbulos que contiene pigmentos carotenoides), los que siempre son parte del cloroplasto (Parra, 1982).

La mayoría de las algas verdes son uninucleadas y el núcleo contiene uno o más nucléolos. Normalmente se encuentra una gran vacuola atravesada por estrías citoplasmáticas, las células móviles poseen vacuolas contráctiles ubicadas cerca del punto de inserción flagelar (Parra, 1982).

La reproducción es asexual, por medio de esporas que se forman en el interior de la célula. La multiplicación vegetativa se hace por fragmentación en las especies pluricelulares y por división común en las unicelulares. En cuanto a la reproducción sexual puede ser por isogamia, oogamia y anisogamia (Parra, 1982).

Las algas verdes se clasifican dentro de los siguientes órdenes, según su morfología (Parra, 1982):

Volvocales: algas unicelulares o coloniales; estados flagelados móviles dominantes.

Tetrasporales: estados coloniales, palmeloides dominantes unicelulares inmóviles, siempre con vacuolas contráctiles.

Chlorococcales: formas unicelulares o coloniales, inmóviles, sin vacuolas contráctiles.

Ulothricales: formas filamentosas no ramificadas.

Ulinales: con talo foliáceo o tubular.

Chaetophorales: formas filamentosas ramificadas o en talos constituídos por paquetes de células.

Trentepoliales: formas filamentosas o en disco, ricas en hematocromo rojo-anaranjado, pero sin almidón.

Oedogoniales: formas filamentosas oógamas, con zoosporas y gametos masculinos con una corona de flagelos.

Sphaeropleales: formas filamentosas no ramificadas, oógamas con células plurinucleadas y cloroplastos en anillos.

Siphonocladales: formas filamentosas con células plurinucleadas y cloroplastos reticulados.

Siphonales: talos globulosos, plurinucleados, sin tabiques.

Dichotomosiphonales: formas filamentosas, ramificadas, sin tabiques, oógamas.

Zignematales o conjugales: formas unicelulares o filamentosas simples, caracterizadas por una conjugación sexual de gametos ameboídeos sin flagelos.

Charales: algas de gran tamaño, bastante diferenciadas, con talo y ramificaciones que portan verticilios.

3.4.3 Dinofíceas

Las dinofíceas o dinoflagelados, comprenden típicamente células asimétricas, provistas de una pared celular celulósica y dos flagelos diferentes en forma y función. La pared celular forma una coraza dividida en dos mitades y con placas poligonales de glucano, ornamentadas con poros, retículos y otras estructuras, cuyo grado de desarrollo refleja la edad de la célula; a veces el margen de las placas lleva bandas de crecimiento (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Las dinoflagelados son fundamentalmente autótrofas, con clorofila a y c y varios carotinoides característicos. El principal producto de reserva es el almidón (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Presentan simetría bilateral y un núcleo característico llamado interfásico, conocido con el nombre de "dinocarion", en el cual se observan los cromosomas fuertemente contraídos (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

La mayoría de las especies de agua dulce son de células asimétricas, en relación con los 3 ejes, con dos flagelos desiguales cuya función es orientar a la célula. El flagelo longitudinal, dirigido hacia atrás (es decir, impulsa a la célula con su movimiento) es el menos robusto de los dos. El flagelo transversal o cingular de la vuelta a la célula y es acintado, con un fleco constituido por una hilera de mastigonemas (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Los cloroplastos se encuentran envueltos por una membrana triple retirada del núcleo a través del retículo endoplasmático. Los tilacoides se encuentran en bandas de tres lamelas, aunque pueden estar presentes o no (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Cuando una célula abandona la cubierta es probable que luego se divida y cada célula hija produzca una cubierta nueva, aunque en otros casos, en la división se repartan partes de la vieja teca entre las células hijas. Según sea la frecuencia con que se suceden las

divisiones, puede variar algo el aspecto de las células de una misma especie. Si las células pasan mucho tiempo sin dividirse es probable que amplifiquen o adquieran estructuras tales como engrosamientos celulares o alas y filas de espinas a lo largo de las suturas (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

También hay especies parcialmente heterotróficas. En *Ceratium hirundinella* se ha reconocido la ingestión y digestión de pequeñas presas, como bacterias, cianofíceas y diatomeas diminutas (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Se han descrito 200 especies de dinoflagelados de agua dulce. Las gimnodiniáceas se caracterizan por falta de una cubierta resistente, por lo que sus células delicadas se deforman fácilmente y se estudian poco, de manera que las citas son menos numerosas de lo que correspondería a su abundancia real (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

3.4.4 Euglenofíceas

En esta clase se presentan células de estados capsales y monadales (Parra, 1982).

Están rodeadas de un periplasto compuesto por líneas espiraladas de naturaleza proteica. Los flagelos salen de una estructura denominada ampolla, compuesta por un ensanchamiento basal, el reservorio y la citofaringe. Los flagelos son generalmente dos; uno es muy corto y permanece en el interior de la ampolla, y el otro u otros sobresalen para ayudar a la célula a moverse y están cubiertos por pelos (Parra, 1982).

Los cloroplastos poseen envoltura triple y no se encuentran unidos a la envoltura nuclear por el retículo endoplasmático. Los tilacoides se presentan de a tres en lamelas y no existe una lamela periférica. Adjunto a la ampolla se encuentra el estigma, que consiste en numerosos glóbulos libres en el citoplasma y que contienen carotenoides. Dentro del cloroplasto se encuentra embebido el pirenoide, que a su vez presenta lamelas con dos tilacoides (Parra, 1982).

Los cloroplastos son de color verde por la presencia de clorofila a y b, aunque también hay presencia de pigmentos accesorios como beta caroteno y diadinoxantina, los cuales le dan color café y matices similares a la célula. El producto de reserva es el paramilón (Parra, 1982).

3.4.5 Bacillarofíceas

Las algas silíceas o diatomeas son organismos diploides, unicelulares o coloniales. En aguas dulces son muy comunes de encontrar en el ambiente fitoplanctónico o sobre sustratos como rocas (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Las células presentan de dos a numerosos cloroplastos de color café, gracias a que los pigmentos accesorios como la diadinoxantina y fucoxantina enmascaran las clorofilas a y c y el beta caroteno. El material de reserva es la crisolaminarina o leucosina. Algunas especies presentan gotas de aceite al interior de la célula (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

La pared celular está compuesta de sílice; cada frústulo está constituido por dos partes, la parte superior llamada epiteca y la inferior llamada hipoteca. La parte que corresponde al fondo de la tapa se denomina valva. La pared vertical de cada teca conforman la pleura, y al conjunto de ambas pleuras de un frústulo se le denomina cíngulum (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Las valvas del frústulo están ornamentadas y se presentan en diferente número y posición, lo que se constituye como un carácter para identificación de especies (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Las diatomeas centrales presentan valvas semicirculares o circulares, con ornamentación dispuesta en forma radial. Por otro lado, las diatomeas pennales presentan simetría bilateral con ornamentación sobre las valvas, y a veces presentan rafe en una o en dos valvas (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

La reproducción comúnmente se da por simple división celular, en donde la epiteca y la hipoteca de la célula madre pasan a ser la epiteca de la célula hija, de modo que la nueva semiteca formada es siempre la hipoteca. También se da la formación de auxosporas, que para las diatomeas centrales es por medio de oogamia. La reproducción sexual en pennales es por iso o anisogamia (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

3.4.6 Criptofíceas

Las criptofíceas son, en su mayoría, flageladas (criptomonadales) unicelulares y constituyen un grupo de pocas especies, pero que pueden constituir poblaciones muy densas. Normalmente son células asimétricas, de 10 a 50 μm , con dos flagelos

desiguales (o uno solo, o cuatro, en géneros aberrantes) que salen de una depresión más o menos profunda o prolongada en forma de tubo que se introduce en la célula y que en su periferia tiene orgánulos que disparan eyectosomas. Presentan simetría dorsiventral, con el lado ventral plano y el dorsal redondeado (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Presentan membrana celulósica dividida en campos poligonales. El cloroplasto se encuentra envuelto por un pliegue del retículo endoplasmático. Así, cuando se presenta el cloroplasto al lado del núcleo el retículo endoplasmático del núcleo y del cloroplasto forman una sola unidad (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Las células presentan clorofila a y diversos pigmentos accesorios como ficocianina y alfa caroteno, entre otros. En consecuencia los plastos son de color pardo o de diversos matices, como azulados o rosados. También puede haber presencia de clorofila c pero nunca se presenta clorofila b. Algunas especies presentan ficobilinas y generalmente el producto de reserva es almidón (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Son muy abundantes en aguas dulces, especialmente en épocas frías. Las formas más importantes en dichas aguas pertenecen a los géneros *Rhodomonas* y *Cryptomonas*, cuyas diferencias estructurales se relacionan fundamentalmente con el mayor tamaño de las especies de *Cryptomonas*, y le dan un color pardorrojizo al agua (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

La reproducción observada en *Cryptomonas* es por isogamia (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

2.4.7 Crisofíceas

Son algas amarillo doradas o café, a causa de la presencia de clorofilas a y c en los cromatóforos. Los materiales de reserva son materias grasas y algunos prótidos y glúcidos. Son organismos de células desnudas, con incrustación de sílice y en muchas ocasiones formada por dos piezas desiguales, al igual que los flagelos (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

La reproducción sexual generalmente es por isogamia, aunque es poco frecuente. Generalmente la multiplicación se hace por división vegetativa o por zoosporulación (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Dentro de las crisofíceas se pueden encontrar formas flageladas o monadales, rizopódicas, palmeloides, cocoides y formas filamentosas y parenguimatosas (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

Las crisofíceas generalmente viven en aguas oligotróficas y se considera un grupo importante en la composición del nanoplancton (Margalef, 1983 y Parra, 1982).

2.4.8 Xantofíceas

Células con presencia de cloroplastos discoídeos, verdes o amarillo-verdoso, gracias a la presencia de la clorofila a y de algunos pigmentos carotenoideos, como los beta carotenos (Parra, 1982).

Presentan un pirenoide, ubicado en la mitad del cloroplasto y contienen pliegues formados por tres membranas tilacoides paralelas. Los productos de reserva son materias grasas y crisolaminarina. Presentan pared celular formada por sustancias pécticas y celulosa; a veces contienen sílice. Algunas especies presentan cistos, los cuales se encuentran en el interior del protoplasto (Parra, 1982).

Las formas móviles presentan dos flagelos, uno corto tipo látigo y uno largo con doble hilera de mastigonemas. Generalmente se reproducen por división celular, pero también pueden producir esporas. En géneros multicelulares la multiplicación es por fragmentación (Parra, 1982).

3.5. Contaminación hídrica, saprobiedad, polución y eutrofización

La presencia de contaminantes de carácter orgánico en aguas dulces se denomina en términos ecológicos **saprobiedad**, de manera que a mayor acumulación de materia orgánica (tanto soluble como particulada) en el agua, mayor grado de saprobiedad. La saprobiedad se mide por medio de la demanda biológica de oxígeno (DBO₅) y por la presencia de especies bioindicadores que habitan en este tipo de ambientes (Fernández y Fernández, 1990). En general es una relación entre la calidad del agua y el contenido de materia orgánica presente en ella, reflejado en la composición de especies de la comunidad del cuerpo de agua (Sistema de Saprobios, fcnym, accedida 26/09/2011).

El primer sistema diseñado para determinar la calidad biológica de los cuerpos de agua a través de bioindicadores fue creado por Kolkwitz y Marsson entre 1908 y 1909 (Fernández y Fernández, 1990), y desde ese tiempo dicho sistema medible ha sido modificado y mejorado por autores como Pantle y Buck (1955, en Fernández y Fernández, 1990), Sládecek (1973, 1981, en Fernández y Fernández, 1990) y Foissner (1988, en Fernández y Fernández, 1990), entre otros. A pesar de la diversidad de diseños para este sistema de medición, en general los autores establecen cinco grados de saprobiedad, que se corresponden con los valores de DBO₅ y señalan lo indicado en la tabla 1 (Fernández y Fernández, 1990).

Grado	Condición	DBO₅(mg l⁻¹ O₂)
0	Xenosaprobiedad (sin contaminación)	0 – 1
1	Oligosaprobiedad (contaminación débil)	1 – 2,5
2	Beta-mesosaprobiedad (contaminación moderada)	2,5 – 5
3	Alfa-mesosaprobiedad (contaminación fuerte)	5 – 10
4	Polisaprobiedad (contaminación muy fuerte)	10 – 50

Tabla 1. Grados de saprobiedad (Fernández y Fernández, 1990).

Pero como se señaló anteriormente, la saprobiedad no solo se mide con base en los valores de DBO₅ sino también mediante la composición de una determinada comunidad indicadora del nivel sapróbico, es decir, con la valoración de la composición de organismos adaptados a cierto grado de saprobiedad o habitantes de una zona sapróbica específica. Esto se basa en que los organismos sufren diferentes respuestas frente al deterioro del ambiente por un largo tiempo. Los individuos pueden sobrevivir y adaptarse, tratar de escapar, formar estados de resistencia o morir. Según estas posibilidades, los organismos acuáticos pueden clasificarse en tres categorías, según la respuesta que

generen frente al enriquecimiento orgánico del ambiente. Dichas categorías son: a) especies no tolerantes que son eliminadas progresivamente del cuerpo de agua; b) especies tolerantes a los cambios causados por la carga orgánica, es decir, que se benefician por la reducción de la competencia y el aumento de la cantidad de alimento, lo cual provoca el incremento de sus poblaciones; ahora bien, si el grado de enriquecimiento orgánico aumenta más de lo que logran tolerar, se provocará el efecto contrario, es decir que se reduce el número de individuos de la población y eventualmente son eliminadas; y c) especies muy tolerantes que colonizan y dominan el ambiente modificado reemplazando a otras, pero estas especies también pueden ser eliminadas si el ambiente sigue recibiendo una elevada carga de materia orgánica (Sistema de Saprobios, fcnym, accedida 26/09/2011).

Debido a estas respuestas las especies pueden ser de gran valor como indicadores de contaminación por materia orgánica (Sistema de Saprobios, fcnym, accedida 26/09/2011). Algunas respuestas bióticas a la contaminación con materia orgánica son:

- Aparición o desaparición de especies en cada comunidad (plancton, bentos, etc.).
- Reducción en el número de especies.
- Cambios en la abundancia relativa de las especies dentro de la comunidad (modificación de la diversidad).
- Aparición de especies tolerantes a la polución (Tabla 2).
- Aparición de especies facultativas a la polución (Tabla 2).
- Aparición de especies no tolerantes a la polución.

Con respecto a lo anterior, típicamente uno de los índices más utilizados para determinar la saprobiedad de un sistema es el índice sapróbico de Palmer (Pinilla, 2000).

Este método se basa en la propuesta de Pantle y Buck (1955, en Fernández y Fernández, 1990), los cuales establecieron su índice con base en la recurrencia de organismos en una muestra para determinar el estado sapróbico del sistema. Posteriormente Palmer añadió un índice de polución orgánica, en el cual se seleccionaron los grupos de géneros

de algas más tolerantes según lo reportado por la literatura. Este índice se calcula con la siguiente fórmula (Pinilla, 2000):

$$(s) = \frac{\sum(s \cdot h \cdot g)}{\sum h}$$

Dónde:

Valor S	Valor H
Oligosapróbico: 1	Ocasional: 1
Beta-mesosapróbico: 2	Frecuente: 2
Alfa-mesosapróbico: 3	Muy fuerte: 3
Polisapróbico: 4	

Género	Valor g
Euglena y Oscillatoria	5
Chlamydomonas y Scenedesmus	4
Chlorella, Navicula y Nitzschia	3
Ankistrodesmus, Phacus, Stigeoclonium y Sinedra	2
Aphanocapsa, Closterium, Cyclotella, Gomphonema, Lepocinclis, Melosira, Micractinium, Pandorina y Phormidium	1

Los valores obtenidos se interpretan de la siguiente manera:

1,0 – 1,5 Ausencia de contaminación

1,5 – 2,5 Contaminación orgánica débil

2,5 – 3,5 Contaminación orgánica fuerte

3,5 – 4,0 Contaminación orgánica muy fuerte

Cuando las aguas tanto lénticas como lólicas superficiales sufren una alta contaminación a causa de la acumulación excesiva de materia orgánica y ésta contiene elementos adicionales como iones, sales y nutrientes, se produce el fenómeno de la eutrofización, que consiste básicamente el aumento de nitrógeno y fósforo en el sistema. La materia orgánica sedimentada va siendo sometida a la descomposición progresiva a causa de la acción bacteriana. Esto genera que el nivel de oxígeno en el agua baje drásticamente y que se liberen nutrientes como amonio y ortofosfato, de tal manera que al cabo de un largo tiempo el agua sea totalmente colonizada por bacterias y otros organismos anaerobios. Dichos organismos desatan procesos de descomposición en los lodos sedimentados, así como la producción de gases poco beneficiosos para el resto de los organismos que habitan en el agua, lo cual genera que los cuerpos de agua queden totalmente desequilibrados y su recuperación biológica sea prácticamente nula o muy a largo plazo, sin mencionar el costo que esto implica (Fernández y Fernández, 1990).

En un caso diferente, cuando la contaminación a causa de materia orgánica del agua superficial no es tan fuerte sino más bien moderada, esta puede ser amortiguada o eliminada de una forma más o menos completa y rápida, gracias a la acción basada en procesos aerobios por parte de agentes biológicos. Esta acción se denomina autodepuración del agua y tiene dos fases. La primera es la disminución de materia orgánica, que se conoce bajo el nombre de mineralización, y la segunda consiste en la disminución de microorganismos y sales, y se llama saneamiento (Fernández y Fernández, 1990). La autodepuración es más intensa en los sistemas lólicas debido a la oxigenación que causa el movimiento unidireccional del agua, mientras que en los ambientes lénticos ocurre pero de manera más lenta.

Finalmente, es claro que la importancia del término saprobiedad en el presente estudio es bastante relevante, ya que se sabe que los sistemas acuáticos, entre los que se incluyen los sistemas lénticos, reciben grandes aportes de materia orgánica de los ambientes terrestres que los rodean. Dicha materia sufre el proceso de autodepuración en su primera fase, a causa de los descomponedores, y esto genera tanto productos intermedios como finales que los consumidores y los productores primarios pueden utilizar. De esta forma la materia orgánica muerta es incorporada por los organismos al ciclo normal de materia del ecosistema acuático (Sistema de Saprobios, fcnym, accedida 26/09/2011).

Table 3.5 Organic Pollution: Most Tolerant Algal Genera and Species (Palmer, 1969)

No.	Taxon	Class	Pollution Index	Freshwater Habitat
Genus				
1	<i>Euglena</i>	Eu	5	Planktonic
2	<i>Oscillatoria</i>	Cy	5	Planktonic or benthic
3	<i>Chlamydomonas</i>	Ch	4	Planktonic
4	<i>Scenedesmus</i>	Ch	4	Planktonic
5	<i>Chlorella</i>	Ch	3	Planktonic
6	<i>Nitzschia</i>	Ba	3	Benthic or planktonic
7	<i>Navicula</i>	Ba	3	Benthic
8	<i>Stigeoclonium</i>	Ch	2	Attached
9	<i>Synedra</i>	Ba	2	Planktonic and epiphytic species
10	<i>Ankistrodesmus</i>	Ch	2	Planktonic
Species				
1	<i>Euglena viridis</i>	Eu	6	Ponds and shallow lakes
2	<i>Nitzschia palea</i>	Ba	5	Lakes and rivers
3	<i>Oscillatoria limosa</i>	Cy	4	Stagnant or standing waters
4	<i>Scenedesmus quadricauda</i>	Ch	4	Lake phytoplankton
5	<i>Oscillatoria tenuis</i>	Cy	4	Ponds and shallow pools
6	<i>Stigeoclonium tenue</i>	Ch	3	Epiphyte, shallow waters
7	<i>Synedra ulna</i>	Ba	3	Lake phytoplankton
8	<i>Ankistrodesmus falcatus</i>	Ch	3	Lake phytoplankton
9	<i>Pandorina morum</i>	Ch	3	Lake phytoplankton
10	<i>Oscillatoria chlorina</i>	Cy	2	Stagnant or standing waters

Ten most tolerant algal genera and species, listed (Palmer, 1969) in order of decreasing tolerance. Algal phyla: Cyanophyta (Cy), Chlorophyta (Ch), Euglenophyta (Eu) and Bacillariophyta (Ba).
Pollution index – see text.

Tabla 2. Géneros y especies de algas tolerantes a la contaminación según Palmer (Bellinger & Sigee, 2010).

3.6. Estado trófico

El estado oligotrófico corresponde a una baja productividad en biomasa fitoplanctónica, poca concentración de nutrientes y alta transparencia del agua; el estado eutrófico a una alta productividad en biomasa fitoplanctónica (algal), alta concentración de nutrientes y a poca transparencia del agua (Díaz *et al.*, 2007; Aguapedia.org, accedida 13/08/2011; hydrobio.fcien.edu.uy, accedida 13/08/2011). Como una condición intermedia se encuentra el estado mesotrófico, que corresponde a un nivel levemente productivo, con mediana concentración de nutrientes y que pueden favorecer un mayor desarrollo de los organismos acuáticos (Roldán, 1992 en Vásquez *et al.*, 2006; hydrobio.fcien.edu.uy, accedida 13/08/2011).

Por ser indicadores biológicos, las microalgas pueden señalar el estado trófico y la calidad del agua, ya que se pueden emplear índices con base en su composición y abundancia que indican la condición de los ambientes acuáticos.

Para determinar el estado trófico con base en organismos fitoplanctónicos se tienen dos métodos. El primero se conoce como el método directo o ecológico, en el cual se identifican todas las clases de organismos presentes en una muestra de agua y se hallan sus abundancias. El segundo se conoce como el método indirecto o fisiológico, empleado para estimar la actividad viva de los organismos. En este caso solo se tiene en cuenta una especie de interés, la cual es cultivada e inoculada en la muestra de agua que se desea analizar (Ramírez, 2000). Es de resaltar que el método directo o ecológico es el más utilizado, ya que se basa en las abundancias de los organismos (Ramírez, 2000).

A continuación se presentan algunos índices fisicoquímicos y biológicos típicamente utilizados para determinar la trofia del agua:

3.6.1. Índice de estado trófico de Carlson (IET):

Este índice utiliza algunas de las características fisicoquímicas del agua, tales como transparencia, concentración de clorofila y contenido total de fósforo y de ortofosfatos, con el fin de determinar el estado trófico. En principio este índice fue propuesto para zonas templadas, pero posteriormente se modificó para zonas tropicales, con base en investigaciones realizadas en el embalse Barra Bonita, en Brasil (Ramírez, 2000).

A partir de esto se generó el índice promedio ponderado de estado trófico de Carlson (Ramírez, 2000).

$$\text{IET (PS)} + 2 [\text{IET (P-PO}_4^{-3}) + \text{IET (FT)} + \text{IET (cl a)}]$$

$$\text{IET} = \frac{\text{IET (PS)} + 2 [\text{IET (P-PO}_4^{-3}) + \text{IET (FT)} + \text{IET (cl a)}]}{3}$$

7

En donde:

IET: índice de estado trófico de Carlson

PS: profundidad Secchi en metros

Cl α : clorofila en mg.m-3

FT: fósforo total en $\mu\text{g.l-1}$

P.PO4-3: fosforo como ortofosfatos en $\mu\text{g.l-1}$

El criterio de aplicación es:

IET < 44 = medio oligotrófico.

44 < IET < 54 = medio mesotrófico.

IET > 54 = medio eutrófico.

3.6.2. Índice compuesto de Thunmark y Nigaard:

Con el fin de determinar el estado trófico de un ecosistema con base en la relación entre especies fitoplanctónicas accidentales y dominantes, Thunmark (1945) propuso en un principio el índice clorofíceo, relacionando el número de especies de *Chlorococcales* sobre el número de especies de *Desmidiaceae*. Posteriormente Nygaard propuso otros índices, los cuales indican la oligotrofia o eutrofia de un ecosistema (Figura 1) (Ramírez, 2000).

Sin embargo se consideró mucho más útil proponer un índice que brindara una separación más clara entre los ecosistemas menos y más productivos. Así, se propuso el índice compuesto, que incluye los cocientes de todas las agrupaciones fitoplanctónicas. Si el índice compuesto tiene un valor menor a uno, el sistema se considera oligotrófico, si es mayor a tres es eutrófico; cuando los valores son intermedios indican mesotrofia en el cuerpo de agua (Figura 1) (Ramírez, 2000).

1. Índice cianoficeo =	$\frac{\text{número de taxones de } \textit{Cyanophyceae}}{\text{número de taxones de } \textit{Desmidiaceae}}$
2. Índice de diatomeas =	$\frac{\text{número de taxones de diatomeas centrales}}{\text{número de taxones de diatomeas penales}}$
3. Índice de euglenofitas =	$\frac{\text{número de taxones de } \textit{Euglenophyta}}{\text{número de taxones de } \textit{Cyanophyceae} + \textit{Chlorophyceae}}$
4. Índice compuesto =	$\frac{\text{número de taxones de } \textit{Cyanophyceae} + \textit{Chlorococcales} + \textit{diatomeas centrales} + \textit{Euglenophyta}}{\text{número de taxones de } \textit{Desmidiaceae}}$

Figura 1. Índices de Thunmark y Nigaard.

3.6.3. Índice Trófico Planctónico (ITP):

Los índices propuestos por Thunmark y Nigaard dejan ver que los grandes grupos del fitoplancton dan una idea general del estado trófico del agua y de su variación en el tiempo; sin embargo, no tienen en cuenta las abundancias de los grupos. Como alternativa, Barbe *et al.* (1990, en De la Fuente, 2004) propusieron un índice trófico planctónico (ITP) que considera los grupos taxonómicos del fitoplancton encontrados en una muestra, su abundancia relativa y los valores de clorofila a. El ITP permite caracterizar ecológicamente el ecosistema acuático con la siguiente fórmula:

$$\text{ITP} = \text{Media de } (B \sum Q_i A_j) - 5$$

Dónde:

Qi: es un rango de la calidad de la calidad biológica de los diferentes grupos algales encontrados en varias lagunas, varía de 0 a 7, según la siguiente tabla:

Qi	Grupo
1	Desmidiaceae
2	Bacillariophyceae
3	Chrysophyceae
4	Dinophyceae
5	Cryptophyceae
5	Clorophyceae
6	Haptophyceae
6	Cyanophyceae
7	Euglenophyceae

Aj: representa la abundancia relativa en porcentaje de cada una de los grupos. Varía entre 0 y 5, según la siguiente tabla:

Aj	Abundancia relativa
0	de 0 a 10
1	de 10 a 30
2	de 30 a 50
3	de 50 a 70
4	de 70 a 90
5	de 90 a 100

B: representa la biomasa fitoplanctónica de cada muestra con base en las concentraciones de clorofila a. varía entre 1 y 3, según la siguiente tabla:

B	Chl a (µg/l)
1	< 3
1,5	de 3 a 8
2	de 8 a 20
3	> 20

El ITP puede dar un resultado mínimo de cero que corresponderá a la presencia solo de desmidiaceae y valores de clorofila a $< 3\mu\text{g/l}$, es decir una condición oligotrófica; por el contrario, los valores altos (cerca de 100) indicaran la dominancia de Euglenophyceae y concentraciones de clorofila a superiores a $20\mu\text{g/l}$, lo cual determina un estado eutrófico.

3.7. Las especies fitoplanctónicas *Scenedesmus ovalternus* y *Chlorella vulgaris*

La especie *Scenedesmus ovalternus* var. *indicus*, la cual es de especial interés en este estudio, pertenece a la división Chlorophyta, a la clase Chlorophyceae, al orden Chlorococcales, a la familia Scenedesmaceae y al género *Scenedesmus* (National Center for Biotechnology Information, ncbi, accedida 27/10/2011). Este es uno de los géneros más comunes en hábitats de agua dulce (Lurling y Donk, 2000) y se considera indicador de condiciones meso a eutróficas del agua (Vásquez *et al.*, 2006). En cuanto a la especie *S. ovalternus*, se sabe que es una especie tolerante a metales pesados tales como el cobre y el zinc, contaminantes comunes en agua dulce (Hoopen *et al.*, 1985; Monem *et al.*, 1998). Es importante considerar que la tolerancia de los productores primarios a metales pesados tales como cromo, cobre y zinc puede representar un problema para los consumidores herbívoros. En el caso de *S. ovalternus* y especies similares como *S. acutus*, sus consumidores (p.e. cladóceros como *Daphnia*, spp) bioacumulan y magnifican los metales que las algas han absorbido (Monem *et al.*, 1998). *S. ovalternus* es una especie de amplia distribución trófica, de manera que es posible hallarla tanto en ambientes pobres como ricos en nutrientes.

Hay que tener en cuenta que entre los organismos que viven en los ecosistemas acuáticos, las algas fitoplanctónicas son los principales blancos de la contaminación por diversas fuentes de la misma, tales como plaguicidas, hidrocarburos y metales. Esto se debe a que las algas responden casi inmediatamente ante cualquier cambio físico-químico en el agua, debido a que muchas son relativamente sensibles a un gran número de productos químicos, como lo reportan Cetin y Mert (2006). Se conoce que los herbicidas afectan la función y estructura de las comunidades de algas, ya que cambian la permeabilidad de la membrana plasmática, alteran la reproducción, interfieren con la fotosíntesis y modifican la supervivencia, entre otros efectos dañinos.

Por otro lado, la especie *Chlorella vulgaris* pertenece a la clase Chlorophyceae, al orden Chlorococcales, a la familia Oocystaceae y al género *Chlorella* (Toshihiro, 2005). Presenta alta concentración de clorofila *a*, a diferencia de otras algas taxonómicamente cercanas. Además, una célula es capaz de multiplicarse en cuatro cada 20 horas (Toshihiro, 2005). Esta especie se caracteriza por ser indicadora de condiciones eutróficas e incluso hipereutróficas, siendo muy abundante y tolerante a estos tipos de estados en donde la concentración de oxígeno es baja (Vásquez *et al.*, 2006; Pavón *et al.*, 2005). Incluso se ha demostrado que es tolerante a metales pesados al igual que *S. acutus* (Monemet *al.*, 1998).

El presente estudio se llevó a cabo en tres cuerpos de agua de condiciones oligo, meso y eutróficas, respectivamente. Estos se escogieron luego de realizar un muestreo en seis ecosistemas lénticos que se preseleccionaron con base en información bibliográfica en la que se establecen sus condiciones tróficas (Conservación Internacional Colombia, 2003; Moreno *et al.*, 2005; Van der Hammen *et al.*, 2008). Los seis ambientes del muestreo fueron:

Embalse de San Rafael: Ubicado en el municipio de La Calera, al noreste de la ciudad de Bogotá y al oriente del departamento de Cundinamarca, con una latitud norte de 4° 43' 17" y una longitud oeste de 73° 58'. El embalse es parte integral del sistema Chingaza. Se encuentra en el "piso bioclimático" que corresponde al bosque Andino, a una altura de 2795 msnm. La precipitación media anual es de 840 mm, la temperatura media es de 11,5°C y tiene la capacidad para albergar 70 millones de metros cúbicos de agua, con capacidad inundable de 371 ha (Acosta *et al.*, 2009, slideboom.com, accedida el 26/09/2011; Represa de San Rafael, ingetec.com.co, accedida 26/09/2011). Debido a que almacena agua del sistema Chingaza, sus condiciones son oligotróficas.

Laguna Verde o Verjón: Ubicada en el páramo de Cruz Verde, el cual se halla al suroeste de la ciudad de Bogotá, a una altura de 3.300 msnm (paramo, accedida 26/09/2011). Por ser una laguna de páramo, se considera oligotrófica.

Humedal Guaymaral: Se encuentra ubicado al Nor-Oriente del casco urbano de Bogotá, a la altura de la autopista norte con calle 220, asentado entre las localidades de Suba y Usaquén. Limita por el Oriente con la Compañía Nacional de Reforestación, con la automotriz Mazda y con el barrio Lucerna; al Sur con el Parque Cementerio Jardines de Paz; al Occidente con el centro comercial BIMA y al Norte con la escuela de fútbol Alejandro Brand. Comprende una extensión de 49.51 hectáreas en el sector de Guaymaral y 24 hectáreas en el de Torca, para una extensión total de 73, 51 ha (Humedales de Bogotá, bogota.gov.co accedida 18/08/2011; DAMA, 2000, sogeocol.edu.co, accedida 18/08/2011). Se encuentra a una altitud de 2600 msnm, a una latitud norte de 4° 35', y una longitud oeste de 74° 04', la precipitación es de aproximadamente de 1000 mm anuales y la temperatura media es de 12,6°C (Moreno *et al.*, 2005; udca, accedida 26/09/2011). Es uno de los humedales menos contaminados de Bogotá (Pinilla, 2010), por lo cual su condición sería mesotrófica.

Humedal Santa María del Lago: Localizado en la localidad de Engativá en la ciudad de Bogotá, limita al norte con la calle 80 y el conjunto residencial San Francisco, al oriente con la avenida Boyacá y el conjunto residencial Sago, al suroccidente con los barrios Santa María del Lago y Tabora y al noroccidente con el barrio La Granja. Su extensión total es de 4 ha aproximadamente. Presenta una humedad relativa del 80%, una precipitación media anual de 793 mm y la temperatura es de 13,4°C (Humedales de Bogotá, bogota.gov.co, accedida 26/09/2011). En este humedal se han realizado acciones de limpieza y eliminación de aguas residuales desde hace más de 10 años. Debido a esto, Santa María del Lago tiende a ser mesotrófico (Pinilla, 2010).

Humedal de Tibanica: Ubicado al suroccidente de Bogotá, entre la localidad de Bosa (barrios Manzanares y Laureles) y el municipio de Soacha en el sector Potrero Grande. Su extensión es de 10 ha aproximadamente, sin incluir la extensión que abarca el drenaje de la quebrada Tibanica. La precipitación media anual es de 600 mm, la temperatura de 13°C y la humedad relativa de 60% (DAMA, 200, sogeocol.eud.co, accedida 18/08/2011). Debido a la fuerte contaminación orgánica e industrial a que está sometido este humedal, es de características eutróficas (Pinilla, 2010).

Humedal Juan Amarillo: Se encuentra en la localidad de Suba. Limita al norte con los barrios el Rubí, Joroba, San Cayetano, Villa Rincón, Carolina, Atenas, Cañiza, Nueva Tibabuyes y Miramar, por el oriente con los barrios Almirante Cólón, Bachué, Ciudad Hunza y con la transversal 91, por el occidente con los barrios Lisboa y Santa Cecilia y con el río Bogotá, y al sur con El Cortijo, Bachué y la Ciudadela Colsubsidio (Humedales de Bogotá, bogota.gov.co, accedida 26/09/2011). La precipitación media anual es de 1000 mm, la temperatura es de 12,6°C y la humedad relativa de 64,3% (DAMA, 2000, sogeocol.edu.co, accedida 18/08/2011). El río Juan Amarillo, que alimenta este humedal, le aporta grandes cantidades de materia orgánica y otros contaminantes, razón por la cual es de aguas eutróficas (Pinilla, 2010).

4.2. Toma de datos fisicoquímicos

En el muestreo se midieron varios parámetros fisicoquímicos del agua (Tablas 3 y 4) en cada uno de los seis sistemas lénticos, con el fin de elegir los tres sistemas más representativos de condiciones oligo, meso y eutróficas respectivamente, de acuerdo a los

resultados arrojados por el Índice de estado trófico de Carlson (IET). En los tres sistemas seleccionados se llevaron a cabo los muestreos definitivos.

Estos tres ecosistemas escogidos se visitaron entre enero y febrero de 2012 (periodo seco), y entre marzo y abril de 2012 (periodo lluvioso). En cada periodo y en cada sistema se efectuó el muestreo de los parámetros fisicoquímicos del agua (Tabla 3). Tanto para el premuestreo como para los muestreos definitivos, en cada cuerpo de agua se eligieron tres puntos que representaran las condiciones general en de todo el sistema. En cada uno de estos puntos se tomaron tres muestras a profundidades diferentes (al 15, 50 y 100% de atenuación de la luz, como lo indica Ramírez, 2000) mediante una botella muestreadora de 2 litros de capacidad (modelo Alpha horizontal). Las aguas de cada profundidad se mezclaron en un balde de 6 L para obtener una muestra integrada, de la cual se tomaron los volúmenes necesarios para determinar las variables biológicas y fisicoquímicas en el laboratorio (Tabla 4).

Variable	Unidad	Material y/o Método
Transparencia	m	Disco secchi, d=0,30m
Profundidad	m	Disco secchi, d=0,30m
Oxígeno disuelto	mg/l	Oxímetro Hach HQ40d
% saturación O ₂	%	Oxímetro Hach HQ40d
Temperatura	°C	Oxímetro Hach HQ40d
pH	Unidades de pH	Potenciómetro Hach HQ40d
Conductividad eléctrica	μS.cm ⁻¹	Conductímetro Hach HQ40d
Sólidos disueltos	mg/l	Conductímetro Hach HQ40d

Tabla 3. Variables fisicoquímicas medidas en campo.

Variable	Unidad	Método	Equipo
Nitritos (NO_2)	mg/l	Diazotización	Espectrofotómetro Hach DR2000
Nitratos (NO_3)	mg/l	Reducción de Cadmium	Espectrofotómetro Hach DR2000
Amonio (NH_4)	mg/l	Nessler	Espectrofotómetro Hach DR2000
Ortofosfatos (PO_4^3)	mg/l	Ácido ascórbico	Espectrofotómetro Hach DR2000
DBO_5	mg/l	Incubación	Incubadora de DBO_5
Sólidos suspendidos	mg/l	Granulometría	Balanza analítica
Clorofilas a, b y c	mg/m^3	Espectrofotometría	Espectrofotómetro

Tabla 4. Variables fisicoquímicas tomadas en laboratorio. En todos los casos se siguieron las metodologías estándar de APHA *et al.* (2005).

4.3. Preparación y fijación de las muestras de fitoplancton

De la muestra integrada se tomó en un frasco ámbar un volumen aproximado de 250 ml, el cual se mantuvo refrigerado hasta su traslado al laboratorio, donde se filtró para la extracción de clorofila *a* (ver procedimiento más adelante).

De la misma muestra integrada se tomaron volúmenes para análisis cuantitativos y cualitativos del fitoplancton, las cuales se trataron con los siguientes preservantes:

Preservación de muestras cuantitativas con solución de lugol: se preparó disolviendo 2 g de cristales de yodo y 20 g de ioduro de potasio en 200 ml de agua destilada, más 20 ml de ácido acético glacial, y se almacenó en botella de color ámbar. De esta solución se adicionaron 2 ml a 300 ml de la muestra integrada previamente homogenizada, esto con el fin de agregar peso a las paredes celulares y hacer más rápida la sedimentación de las algas para su posterior cuantificación (Ramírez, 2000; Ramírez, 1982). Las muestras

preservadas con lugol se mantuvieron en oscuridad para evitar la degradación del yodo por la luz.

Preservación de muestras cualitativas con solución Transeau: se preparó mezclando seis partes de agua destilada, tres partes de alcohol etílico al 90% y una parte de formol al 40%, respetando la relación 6:3:1. Posteriormente se adicionaron 150 ml de esta solución a 150 ml de la muestra integrada, esto con el fin de conservar los colores de los organismos para facilitar la posterior identificación de los mismos (Ramírez, 2000; Ramírez, 1982).

4.4. Observación y análisis de muestras de fitoplancton

4.4.1. Identificación del fitoplancton:

La identificación de las algas preservadas con la solución Transeause realizó en un microscopio directo, mediante claves taxonómicas tales como Bellinger y Sigee (2010), Bicudo y Bicudo (1970), Coesel (1987), Parra et al. (1982), Tell y Conforti (1986) y Yacubson (1980), entre otras.

4.4.2. Recuento de las microalgas:

Se usó el método de sedimentación en cámaras de Utermöhl (Lund *et al.*, 1958). Para ello se llenaron cámaras tubulares con un volumen estándar de la muestra, el cual se dejó sedimentar por un lapso de 24 horas. Luego las cámaras se colocaron en un microscopio binocular invertido, en el que los objetivos están debajo del fondo de la cámara de recuento. Se realizó un conteo parcial mediante el método de campos aleatorios, que consiste en tomar campos al azar, en los que se cuentan la cantidad de organismos por campo hasta llegar a un mínimo de 100 células de la especie más frecuente y se aplicó la siguiente fórmula, para obtener el número de células por volumen de agua (Ramírez, 2000; Ramírez, 1987):

Organismos por mililitro= nF/sch

Dónde:

n= número de organismos contados

s= superficie en mm^2 del campo del microscopio

c= número de campos contados

h= altura de la muestra en la cámara en mm

F= factor de conversión= $10^3 \text{ mm}^3 / 1\text{ml}$

4.4.3. Cuantificación de biomasa fitoplanctónica:

Teniendo en cuenta que la clorofila a es el principal pigmento fotosintético presente en el fitoplancton, se realizaron mediciones de la misma con el fin de estimar la biomasa de clorofila de fitoplancton presente en cada uno de los sistemas lénticos. Para esto se llevó a cabo el siguiente protocolo (Confederación Hidrográfica del Ebro, 2005; Elosegi y Sabater, 2009; Gómez y Arístegui, ulpgc.es, accedida 20/10/2011):

1. Extracción de pigmentos

1.1 Los pigmentos se mantuvieron en un lugar donde la incidencia de la luz fuera mínima o nula.

1.2 La muestra se concentró mediante el filtrado de 200 ml a través de un filtro de microfibra de vidrio (GF/F) (este volumen V se expresa en litros). Cuando fue necesario, la muestra se almacenó en botellas opacas o color ámbar y se mantuvo fría (alrededor de 4°C).

1.3 El filtro se introdujo en un tubo de vidrio y se añadieron entre 5 y 10 ml de solución de acetona al 90%. Posteriormente el tubo con el filtro se dejó en la oscuridad por un tiempo mínimo de 12 horas a una temperatura de 4°C .

1.4 El tubo se sometió a un baño de ultrasonido durante 5 minutos.

1.5 Finalizada la extracción, el solvente se filtró a través de otro filtro de microfibras de vidrio. Este proceso y la lectura espectrofotométrica se realizaron con luz muy tenue, ya que el extracto es muy sensible a la luz.

2. Análisis Espectrofotométrico

2.1 Se llenó una celda del espectrofotómetro con el extracto acetónico filtrado.

2.2 Se leyó la absorbancia a 750 nm en el espectrofotómetro. Cuando el valor fue superior a 0.015, se filtró nuevamente para reducir la materia en suspensión.

2.3 Se leyeron las absorbancias a 430, 480, 510, 630, 647 y 664nm en los extractos. Después la celda se lavó con acetona al 90% y se hicieron las lecturas con este disolvente en cada una de las longitudes de onda, con el fin de corregir la absorbancia debida al reactivo (Blanco).

2.4 Se adicionaron 2 gotas de ácido clorhídrico diluido al 0,1 N a la celda y se agitó para degradar los pigmentos, luego de lo cual se hicieron mediciones a 665 y 750 nm.

3. Análisis de resultados

Para el cálculo de la concentración de las distintas clorofilas se utilizaron las ecuaciones propuestas en APHA *et al.* (2005) que se muestran a continuación (los resultados se obtienen en mg/m³):

$$\text{Clorofila a} = 11.85(\text{OD}_{664}) - 1.54(\text{OD}_{647}) - 0.08(\text{OD}_{630})$$

$$\text{Clorofila b} = 21.03(\text{OD}_{647}) - 5.43(\text{OD}_{664}) - 2.66(\text{OD}_{630})$$

$$\text{Clorofila c} = 24.52(\text{OD}_{630}) - 7.60(\text{OD}_{647}) - 1.67(\text{OD}_{664})$$

4.5. Métodos de Análisis Numérico

Los índices de estado trófico (IET de Carlson, índices de Thunmark y Nygaard, índice trófico plantónico, índice sapróbico de Palmer) se calcularon según lo indica la bibliografía (Ramírez, 2000; De la Fuente, 2004) y los cálculos se realizaron utilizando la hoja de cálculo Excel. Esta aplicación también se utilizó para elaborar gráficas de abundancias. Se calcularon índices de diversidad de especies como Shannon, Simpson y Pielou. Para conocer que parámetros fisicoquímicos tuvieron más influencia en la caracterización de los ecosistemas, se realizó un análisis de componentes principales (ACP). La organización espacio temporal del fitoplancton se exploró mediante un análisis multidimensional no métrico (NMDS) (índice de similitud de Bray-Curtis). Para ello se emplearon las variables que presentaron mayor coeficiente de variación. A fin de explorar la relación entre la composición de especies del fitoplancton en los humedales y las características fisicoquímicas del agua, se realizó un análisis de correspondencia canónica (ACC), con las variables fisicoquímicas que mayor coeficiente de variación presentaron y con las especies más abundantes encontradas en cada sistema. El cálculo de la diversidad y la ejecución de las pruebas multivariadas se hicieron con el programa de distribución libre PAST versión 2.16 (Hammer *et al.*, 2001).

5. RESULTADOS

5.1. Premuestreo

5.1.1. Parámetros Fisicoquímicos

Para cada sistema se obtuvieron los valores de los parámetros fisicoquímicos (Tabla 5). En los datos registrados se observa que los valores fluctuaron entre sistemas, aunque se presentaron ciertas similitudes en algunas variables. Por ejemplo, el O₂ mostró concentraciones similares entre Santa María del Lago y Guaymaral, y entre El Verjón y San Rafael. Este comportamiento también se ve reflejado en variables como la DBO₅ y las clorofilas a, b y c (Tabla 5).

Variables	Tibanica	Juan Amarillo	Sta. María del lago	Guaymaral	Verjón	San Rafael
O₂ (mg/l)	0,48	9,14	2,99	2,64	5,99	7,52
% saturación O₂	6,39	133,97	29,99	17,68	88,03	114,53
Conductividad eléctrica (µS/cm)	1190,78	140,98	199,01	362,78	8,90	42,18
Sólidos disueltos (mg/l)	749,89	76,37	116,24	198,72	5,50	26,42
Profundidad (m)	0,90	2,50	0,72	1,68	0,41	1,00
DBO₅	19,27	5,93	2,47	4,30	0,57	2,27
Sólidos suspendidos totales (mg/l)	0,09	0,06	0,10	0,11	0,03	0,03
Chla (mg/m³)	24,56	69,02	22,25	30,07	1,53	8,10
Chlb (mg/m³)	0,00	6,12	2,16	3,38	0,43	0,23
Chlc (mg/m³)	1,63	16,04	2,18	3,33	0,68	2,07
Nitratos (mg/l)	0,07	0,01	0,02	0,01	0,02	0,01
Nitritos (mg/l)	0,02	0,01	0,01	0,00	0,00	0,02
Amonio (mg/l)	4,78	0,74	0,35	0,90	0,36	0,18
Fosfatos (mg/l)	6,93	0,23	0,28	0,24	0,24	0,23

Tabla 5. Datos fisicoquímicos de los seis sistemas lénticos evaluados en el premuestreo.

5.1.2. Estado Trófico

Con algunos de los parámetros fisicoquímicos registrados se calculó el índice ponderado de estado trófico de Carlson (IET). Se observa que los humedales Tibanica y Juan Amarillo presentaron los valores más altos (mayor grado de trofía), mientras que el embalse de San Rafael y la laguna El Verjón tuvieron los valores más bajos. Los humedales Guaymaral y Santa María del Lago mostraron valores intermedios (Tabla 6).

ECOSISTEMA	IET	Condición
Tibanica	87,50	Alta trofía
Juan Amarillo	73,93	Alta trofía
Sta. María del Lago	69,95	Moderada trofía
Guaymaral	71,76	Moderada trofía
El Verjón	58,97	Meno trofía
San Rafael	59,20	Menor trofía

Tabla 6. Valores del índice ponderado de estado trófico de Carlson (IET).

5.1.3. Sistemas seleccionados

El análisis de componentes principales (ACP) de los datos fisicoquímicos medidos en el muestreo muestra las variables que tuvieron más influencia en la caracterización de los ecosistemas. La agrupación de los ecosistemas confirma la separación mostrada por el IET de Carlson (Figura 4).

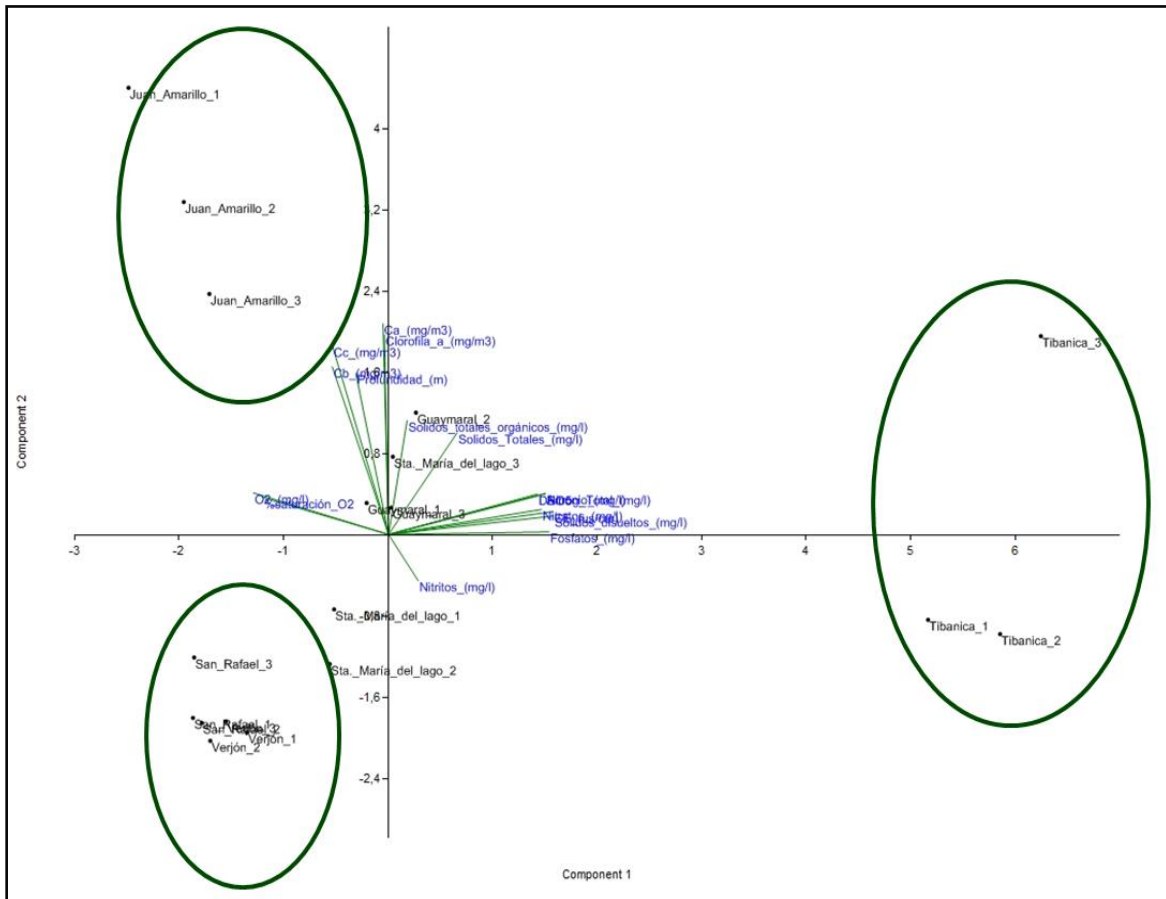


Figura 4. Análisis de componentes principales (ACP) para el pre-muestreo.

Teniendo en cuenta el estado trófico de cada sistema evaluado, la similitud entre sistemas, la posición geográfica y la accesibilidad, los ambientes seleccionados para realizar los muestreos de las épocas seca y lluviosa fueron: como sistema oligotrófico el embalse de San Rafael, como sistema mesotrófico el humedal Santa María del Lago y como sistema eutrófico el humedal Juan Amarillo (Figura 5).



Figura 5. Ubicación de los tres humedales seleccionado para los muestreos definitivos (Google Earth, 2012).

5.2. Muestreo

5.2.1. Parámetros Físicoquímicos

Para cada sistema se obtuvieron los valores de los parámetros físicoquímicos (Tabla 7) en cada periodo climático. En los datos registrados se observa que los valores fluctuaron entre sí, para cada sistema y por época, de forma diferente, lo que indica que algunas variables físicoquímicas son más determinantes y diferenciadoras que otras. Por ejemplo, el O_2 fluctuó entre los 1.10 y 5.69 mg/l, mientras que el pH osciló entre 6.82 y 7.46 unidades (Tabla 7).

Teniendo en cuenta lo anterior, el análisis de componentes principales (ACP) se realizó únicamente con las variables cuyo coeficiente de variación fueron mayores. Estas fueron el porcentaje de saturación de O_2 , la conductividad eléctrica (CE), la transparencia Secchi, la demanda biológica de oxígeno (DBO_5), los sólidos totales, las clorofilas a, b y c (Chla, Chlb, Chlc, respectivamente), los nitratos y los fosfatos. En este mismo ACP, la explicación de los dos primeros ejes (componentes) de la variación del ambiente físicoquímico, fue del 80.3% y 80.4% para las épocas seca y lluviosa, respectivamente (Tabla 8).

Variables	SR. Seca	SR.	STA. Seca	STA.	JA. Seca	JA.
		Lluviosa		Lluviosa		Lluviosa
O₂ (mg/l)	5,69±0,62	5,66±0,22	2,61±0,31	1,10±0,23	5,48±0,95	5,22±0,84
% saturación O₂	80,22±11,51	81,90±2,74	38,44±5,02	15,62±3,28	78,68±13,5	76,02±12,2
T°	16,77±0,03	16,74±0,15	18,70±0,43	17,36±0,20	18,13±0,20	18,42±0,27
pH	7,15±0,33	7,20±0,06	6,99±0,07	6,82±0,07	7,46±0,22	7,37±0,03
Cond Elec (μS/cm)	49,89±1,03	47,38±0,97	195,80±3,90	181,99±10,0	136,13±1,36	136,44±8,42
Sólidos disueltos (mg/l)	28,00±0,56	26,58±0,56	106,43±0,59	101,87±6,02	74,96±0,27	72,07±0,82
Transparencia (m)	3,00±2,99	3,28±0,08	1,58±0,11	1,74±0,40	0,48±0,07	0,49±0,06
Profundidad (m)	32,60±10,0		1,85±0,37	1,96±0,53	3,92±0,47	4,34±0,39
DBO₅	1,97±0,81	3,33±0,35	4,40±1,68	2,80±0,43	6,00±1,22	4,17±0,15
Sólidos suspendidos totales (mg/l)	0,00±0,00	0,00±0,00	0,01±0,00	0,00±0,00	0,02±0,00	0,02±0,00
Chla (mg/m³)	12,40±10,04	2,53±0,98	8,62±3,11	42,08±11,87	73,31±48,2	41,09±11,3
Chlb (mg/m³)	0,57±0,25	0,49±0,11	1,58±0,18	49,74±17,4	0,10±0,91	43,55±14,9
Chlc (mg/m³)	3,16±1,71	1,21±0,30	1,36±0,88	89,61±33,8	14,50±10,45	76,72±26,3
Nitratos (mg/l)	0,02±0,01	0,04±0,02	0,03±0,00	0,05±0,04	0,07±0,02	0,05±0,02
Nitritos (mg/l)	0,00±0,00	0,01±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	0,01±0,00
Amonio (mg/l)	0,26±0,10	0,38±0,01	0,39±0,09	0,43±0,03	0,49±0,06	0,50±0,04
Fosfatos (mg/l)	0,39±0,15	0,16±0,04	0,23±0,06	0,32±0,26	0,44±0,16	0,44±0,30
Nitrógeno Inorgánico Disuelto (mg/l)	0,29±0,10	0,42±0,01	0,42±0,09	0,48±0,05	0,56±0,03	0,56±0,03

Tabla 7. Promedios y desviaciones estándar de los datos fisicoquímicos de los tres sistemas lénticos estudiados, registrados en la época seca y lluviosa; SR: San Rafael, STA: Santa María del Lago, JA: Juan Amarillo.

El ACP muestra la agrupación de los sistemas según las variables fisicoquímicas que más los influyen. Da una idea de la organización de dichas variables en los ecosistemas trabajados. Tanto en la época seca como en la lluviosa, el embalse de San Rafael se encuentra altamente asociado a la mayor transparencia del agua y a un porcentaje de saturación de oxígeno elevado; el humedal Santa María del lago está determinado por la alta demanda biológica de oxígeno y por las clorofilas y la conductividad eléctrica y en el humedal Juan Amarillo son la demanda biológica de oxígeno, los sólidos totales, los

nitratos y los fosfatos las variables importantes. En este último humedal las clorofilas a y c son particularmente influyentes en la época lluviosa (Figuras 6 y 7).

ÉPOCA SECA			ÉPOCA LLUVIOSA		
Componente	Valor Propio	% varianza	Componente	Valor Propio	% varianza
1	5,0	50,04	1	5,14	51,48
2	3,02	30,24	2	2,88	28,88
3	0,96	9,70	3	1,19	11,98
4	0,72	7,28	4	0,48	4,89
5	0,18	1,86	5	0,14	1,42
6	0,05	0,59	6	0,12	1,24
7	2,76E-02	0,28	7	0,006	0,07
8	1,54E-03	0,02	8	5,14E-03	0,05

Tabla 8. Valores propios y varianza explicada por las variables fisicoquímicas con respecto a los componentes del ACP. Nótese que los dos primeros ejes presentan los valores más altos.

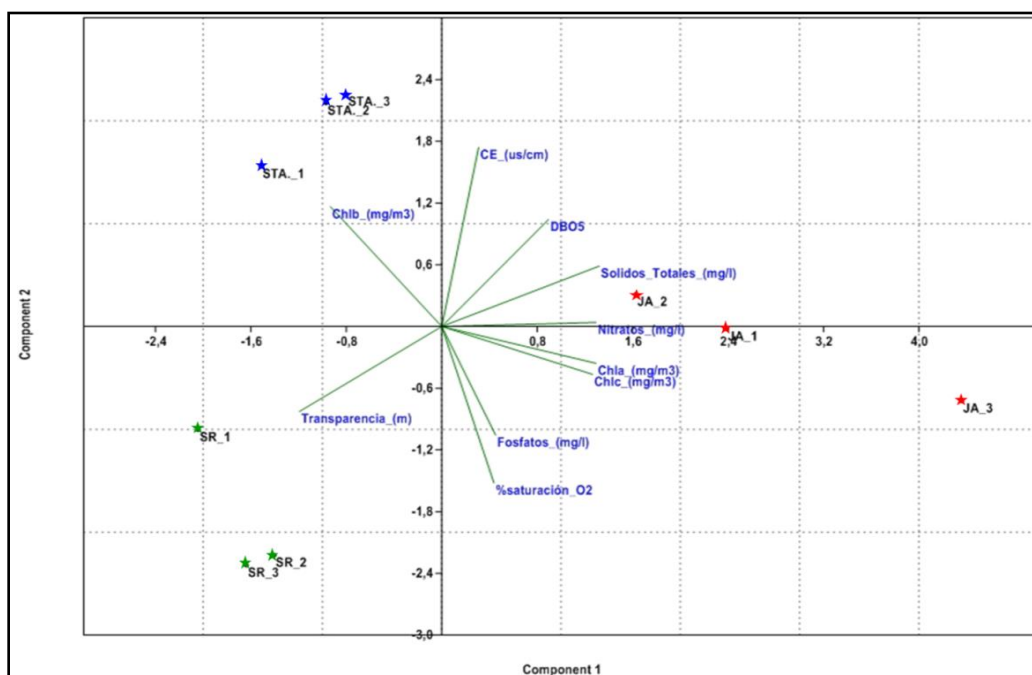


Figura 6. Análisis de componentes principales (ACP) para la época seca. Las estrellas azules corresponden a Santa María del Lago, las verdes a San Rafael y las rojas a Juan Amarillo. En cada ecosistema se indican los tres sitios de muestreo con los números 1, 2 y 3.

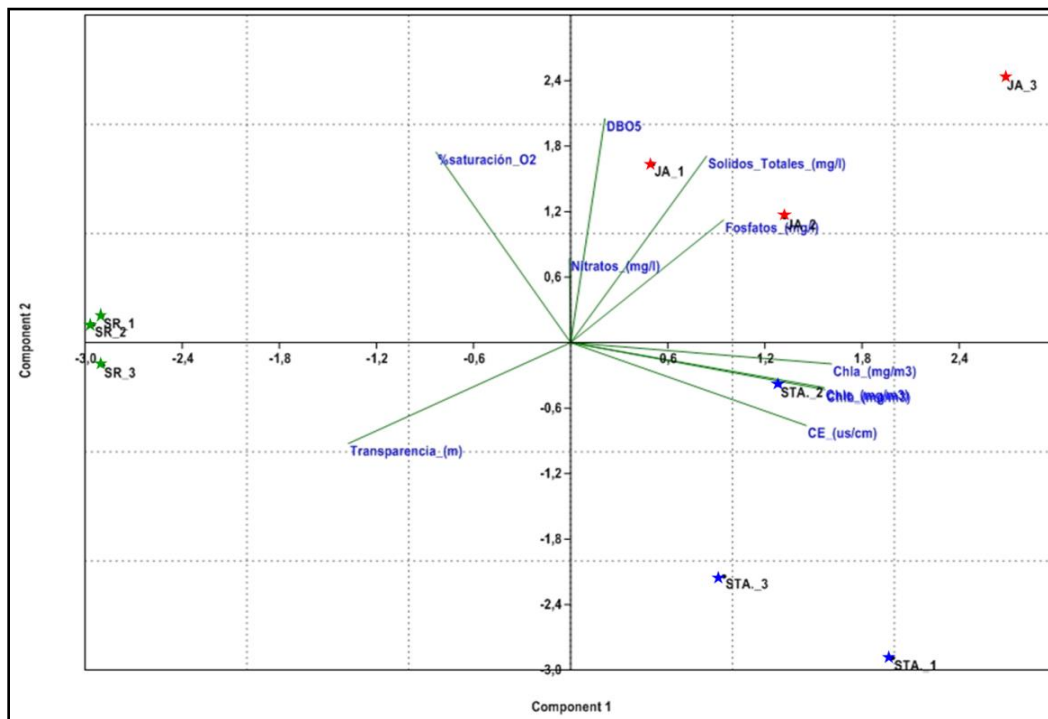


Figura 7. Análisis de componentes principales (ACP) para la época lluviosa. Las estrellas azules corresponden a Santa María del Lago, las verdes a San Rafael y las rojas a Juan Amarillo. En cada ecosistema se indican los tres sitios de muestreo con los números 1, 2 y 3.

5.2.2. Comunidades Fitoplanctónicas

El fitoplancton de cada ecosistema muestreado presentó diferencias en composición. Las especies encontradas se agruparon por clases con el fin de tener una idea general acerca del tipo de comunidad más abundante en cada ambiente en particular (Anexo 1). En el embalse de San Rafael la clase más abundante fue Chlorophyceae, con el mayor número de especies encontradas y un porcentaje de abundancia mayor al 50%; de este grupo las especies más numerosas fueron *Elakatothrix gelatinosa*, *Scenedesmus* af. *granulatus*, *Radiococcus nimbatu*s y *Sphaerocystis schroeteri* (Figura 9). La composición varió entre épocas climáticas, pero *Elakatothrix gelatinosa* mantuvo su predominancia en los dos periodos. La segunda clase más abundante en San Rafael fue Dinophyceae, con la especie *Peridinium cinctum* y el género *Gymnodinium* sp. Como los taxones más abundantes. La clase Zignematophyceae tuvo una representación significativa gracias a la

abundancia de *Arthrodesmus incus*. Las clases restantes estuvieron poco representadas (Figura 8y Anexo 2).

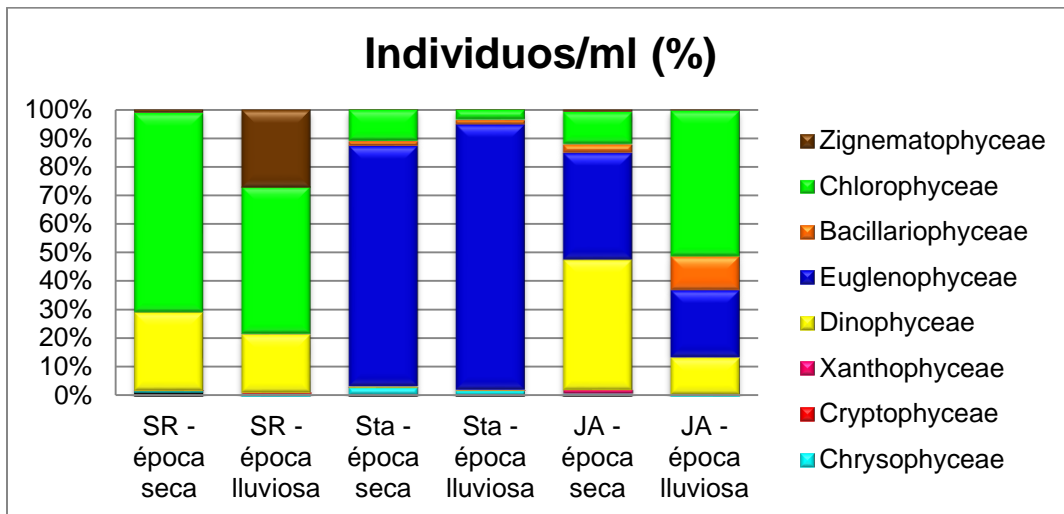


Figura 8. Porcentajes de individuos por mililitro en cada clase taxonómica, en los tres sistemas lénticos evaluados; SR: San Rafael, STA: Santa María del Lago, JA: Juan Amarillo.

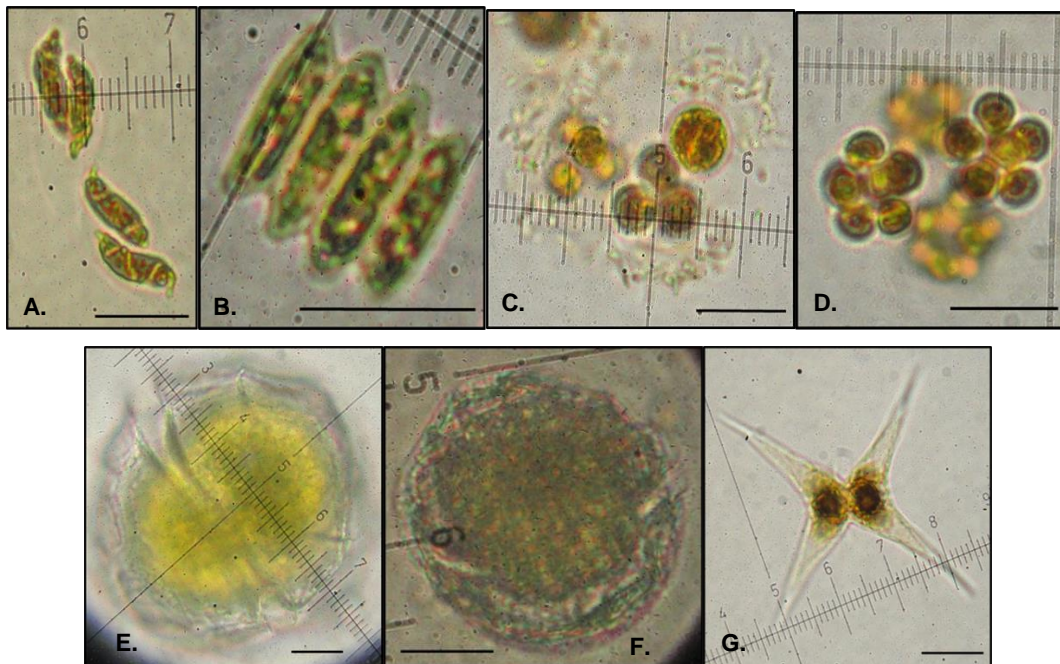


Figura 9. Especies fitoplanctónicas más abundantes en el embalse de San Rafael. A: *Elakatothrix gelatinosa*; B: *Scenedesmus* af. *granulatus*; C: *Radiococcus nimbatius*; D: *Sphaerocystis schroeteri*; E: *Peridinium cinctum*; F: *Gymnodinium* sp.; G: *Arthrodesmus incus*.

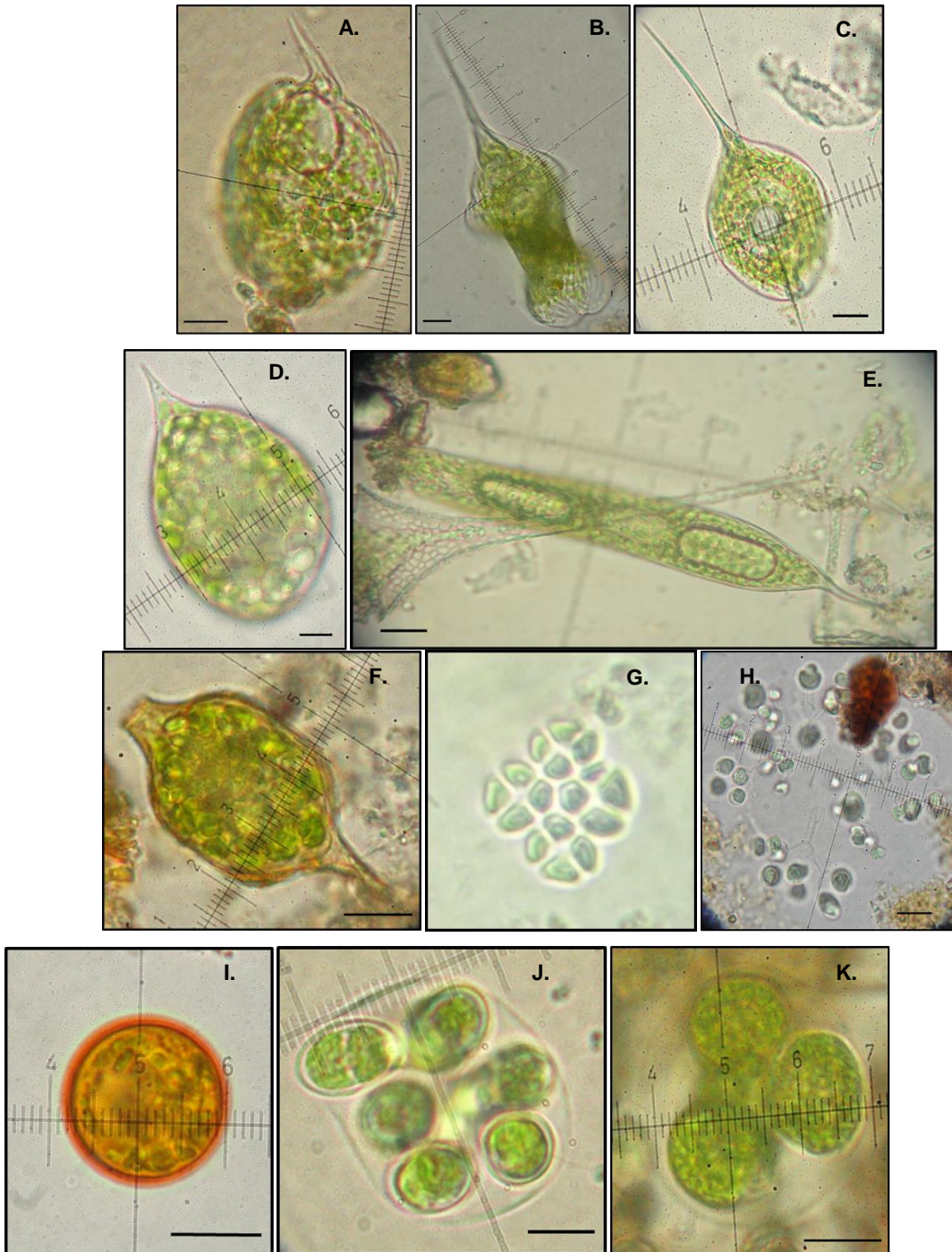


Figura 10. Especies fitoplanctónicas más abundantes en el humedal Santa María del Lago. A: *Phacus orbicularis*; B: *Phacus helikoides*; C: *Phacus longicauda*; D: *Lepocinclis ovum*; E: *Euglena tripteris*; F: *Strombomonas p*; G: *Crucigenia quadrata*; H: *Dictyosphaerium pulchellum*; I: *Trachelomonas volvocina*; J: *Oocystis marssonii*; K: *Oocystis sp.*

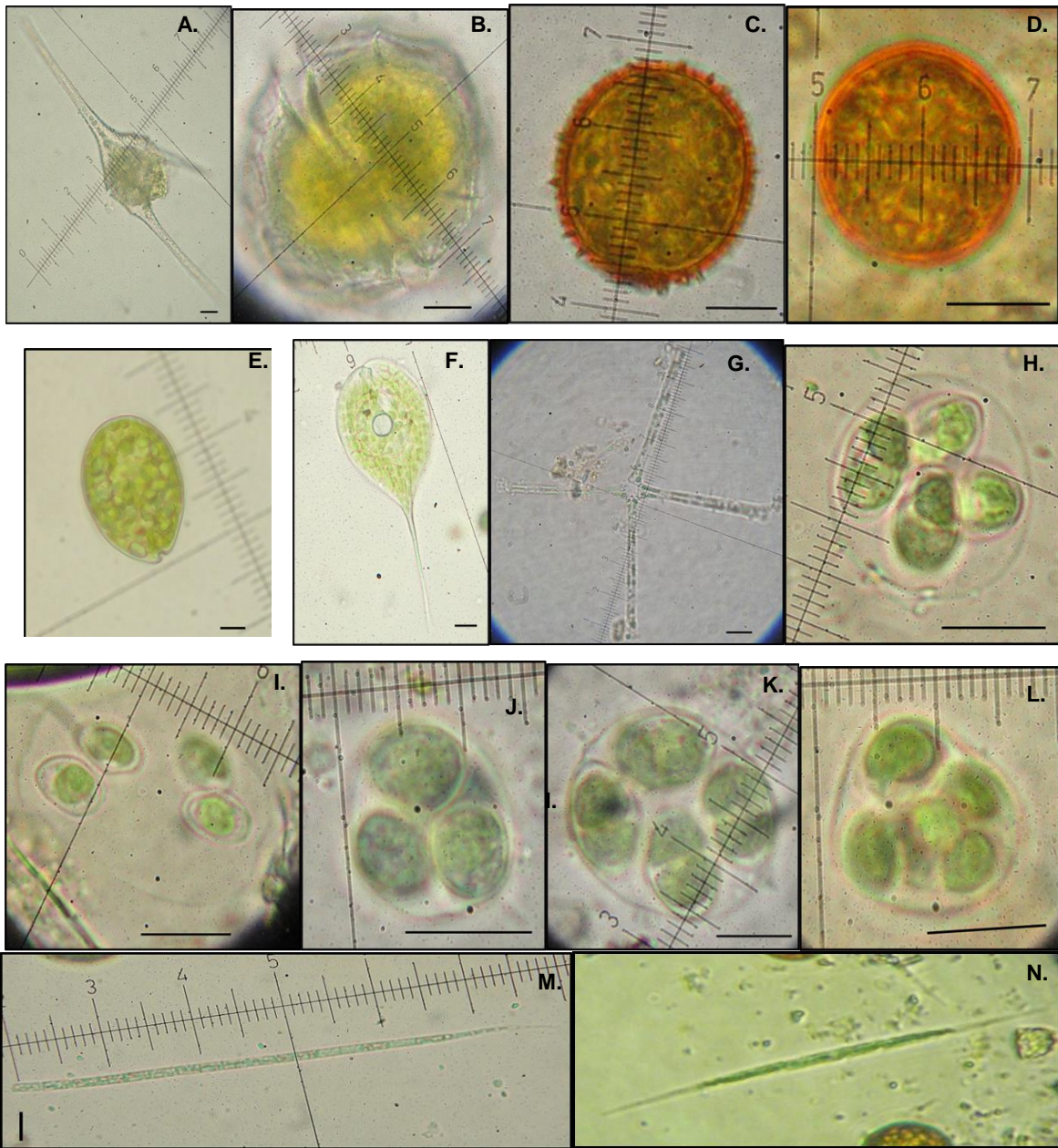


Figura 11. Especies fitoplanctónicas más abundantes en el humedal Juan Amarillo. A: *Ceratium hirundinella*; B: *Peridinium cinctum*; C: *Trachelomonas hispida*; D: *T. volvocina*; E: *Lepocinclis salina*; F: *Phacus longicauda*; G: *Asterionella formosa*; H, I, J, K, L: *Oocystis* sp; M: *Monoraphidium* sp; N: *Closteriopsis* sp.

En el humedal Santa María del Lago la clase más abundante en las dos épocas climáticas fue Euglenophyceae, que superó el 80% de la densidad total. La especie más dominante fue *Trachelomonas volvocina*. El género *Phacus* también fue importante a través de las especies *P. longicauda*, *P. orbicularis* y *P. helikoides*. Otras euglenófitas representativas fueron *Lepocinclis ovum*, *Euglena tripteris* y el género *Strombomonas* sp. Por otro lado, la clase Chlorophyceae presentó un porcentaje mucho menor pero no despreciable; las especies más notables fueron *Crucigenia quadrata*, *Dictyosphaerium pulchellum* y el género *Oocystis*. (Figuras 8 y 10 y Anexo 2).

Por último, en el humedal Juan Amarillo se presentó una mayor equidad en cuanto a la representación de las clases, lo que corresponde a una mayor diversidad de especies. En la época seca la clase más representativa fue Dinophyceae, con una alta abundancia de *Ceratium hirundinella* y *Peridinium cinctum*. Le siguió la clase Euglenophyceae, con las especies *Trachelomonas hispida*, *T. volvocina*, *Lepocinclis salina* y *Phacus longicauda*. En la época lluviosa la clase más representativa (con un poco más del 50% de abundancia) fue Chlorophyceae, con los taxones *Monoraphidium* sp, *Closteriopsis* sp y *Oocystis* spp. Le siguieron en orden de importancia las clases Euglenophyceae, Dinophyceae y Bacillariophyceae, con las especies *T. volvocina*, *C. hirundinella* y *Asterionella formosa*, respectivamente (Figuras 8 y 11y Anexo 2).

5.2.2.1. Abundancias de las clases de fitoplancton en los dos periodos

Las figuras 12, 13 y 14 muestran las abundancias de las distintas clases de fitoplancton en organismos por unidad de volumen (ind/ml) para las dos épocas de muestreo. Como se puede ver, en San Rafael las clases más representativas (Chlorophyceae, Dinophyceae, Zignematophyceae) mantuvieron su importancia entre una y otra época climática. Solo las cianofíceas se redujeron al pasar del periodo seco al lluvioso. En Santa María del Lago fue notable el incremento del fitoplancton en la época de lluvias, pero en términos generales los grupos dominantes fueron los mismos. Para Juan Amarillo la composición se conservó de un periodo al siguiente, con cierto aumento de las diatomeas y las clorofíceas en la época lluviosa.

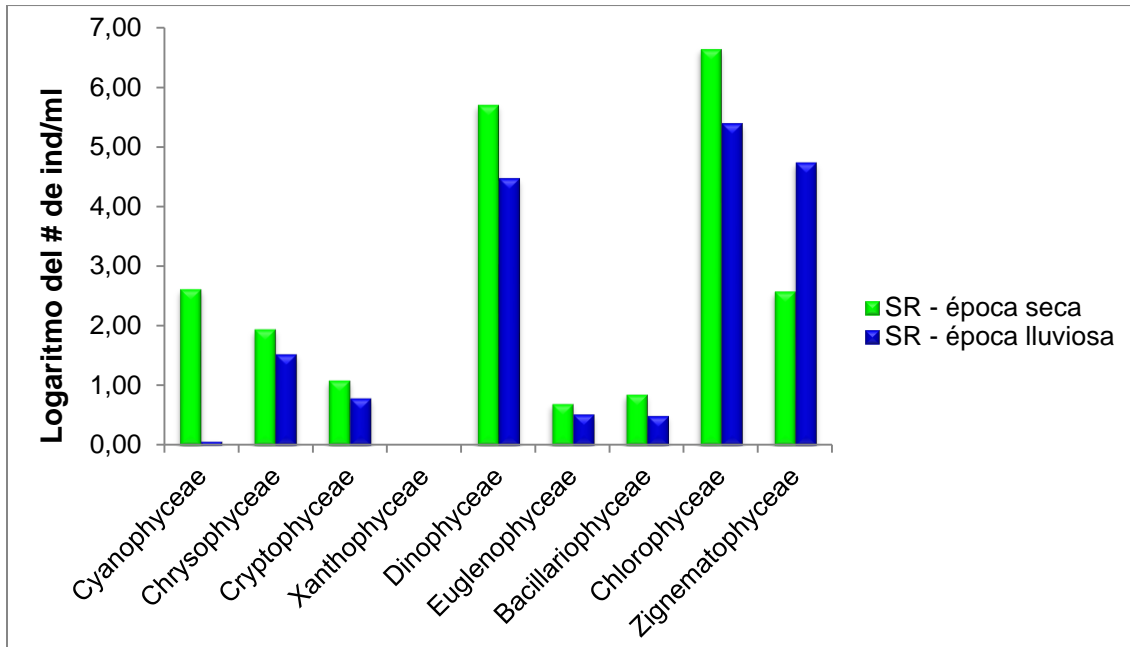


Figura 12. Número de individuos por mililitro en cada clase taxonómica, en el embalse de San Rafael; SR: San Rafael.

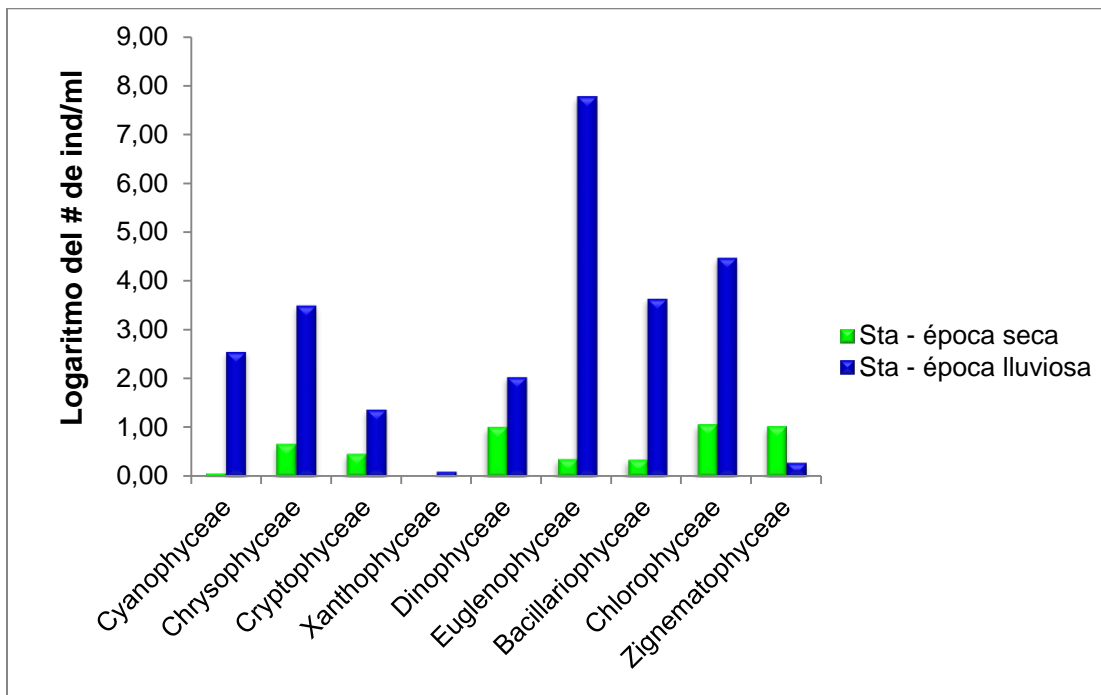


Figura 13. Número de individuos por mililitro en cada clase taxonómica, en el humedal Santa María del Lago; Sta: Santa María del Lago.

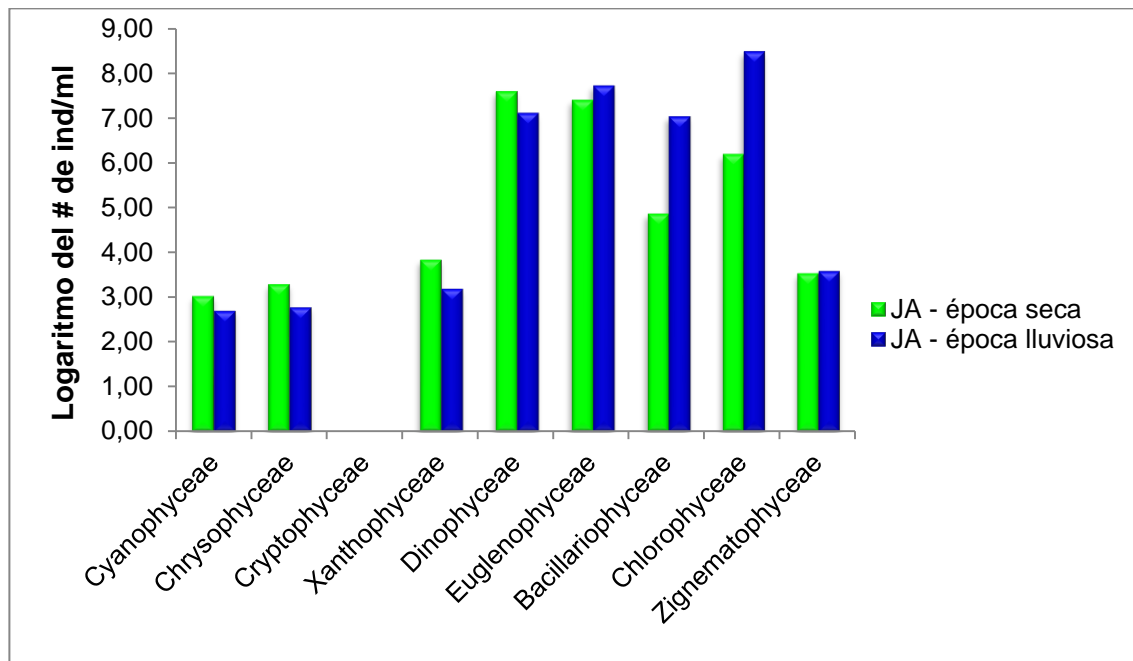


Figura 14. Número de individuos por mililitro en cada clase taxonómica, en el humedal Juan Amarillo; JA: Juan Amarillo.

5.2.2.2. Índices de diversidad de especies

Los índices de diversidad reafirman la representación que tienen las especies en cada sistema. Las diversidades de Simpson y de Shannon fueron mayores tanto en el embalse de San Rafael como en el humedal Juan Amarillo, mientras que la dominancia fue mayor que la diversidad en el humedal Santa María del lago. Como se ve, a mayor diversidad, mayor equitabilidad y menor dominancia (Figura 15).

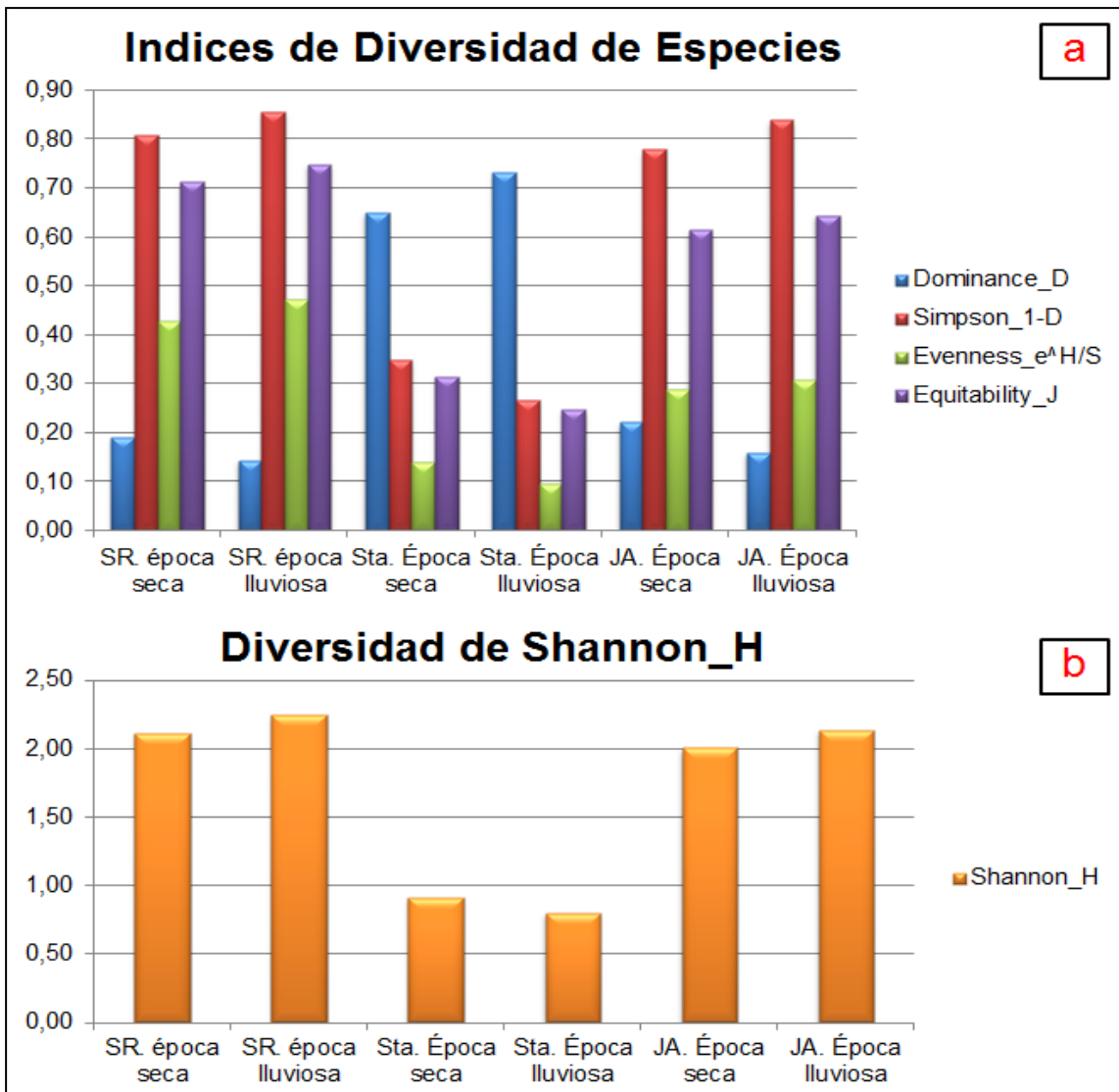


Figura 15. Índices de diversidad y dominancia de especies para cada sistema en cada época evaluada; SR: San Rafael, STA: Santa María del Lago, JA: Juan Amarillo.

5.2.3. Organización espacial y temporal del fitoplancton

El análisis multidimensional no métrico (NMDS) presentó un valor de Stress de 0,2099 que se considera moderadamente aceptable. El NMDS muestra la organización y distribución espacio temporal del fitoplancton en los tres sistemas analizados y detecta un patrón claro de ordenación de las especies fitoplanctónicas, según el cual. Especies tales como *Elakatothrix gelatinosa* son propias de sistemas oligotróficos y se presentó

únicamente en San Rafael y géneros tales como *Trachelomonas* y *Phacus* son típicos se sistemas meso y eutróficos y se presentaron en Sta. María del Lago y Juan Amarillo

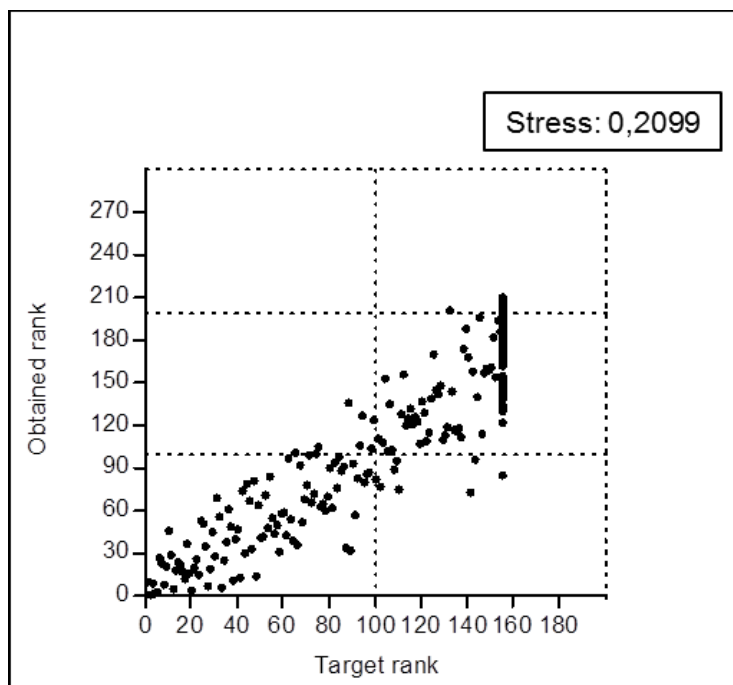


Figura 16. Valor de stress del análisis multidimensional no métrico (NMDS).

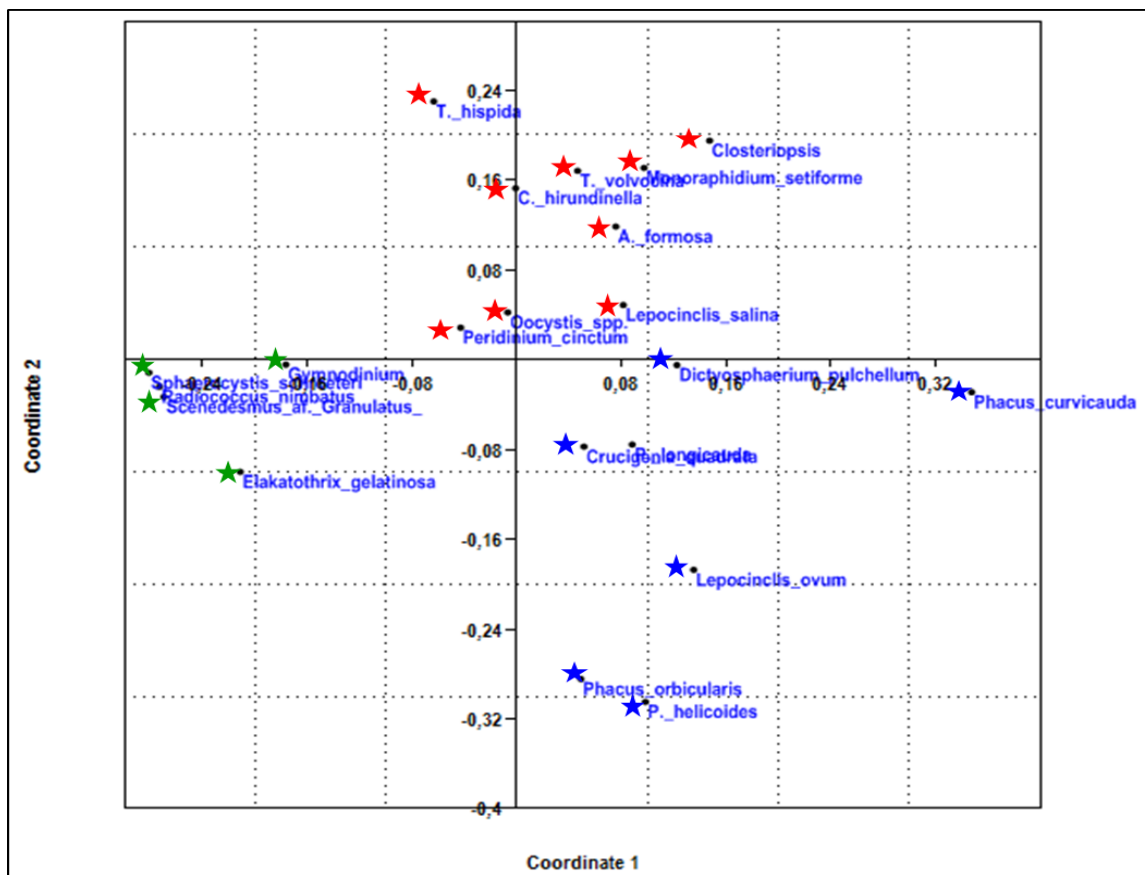


Figura 17. Análisis multidimensional no métrico (NMS) para las dos épocas climáticas evaluadas. Las estrellas azules corresponden a Santa María del Lago, las verdes a San Rafael y las rojas a Juan Amarillo.

5.2.4. Influencia del ambiente fisicoquímico sobre el fitoplancton

El análisis de correspondencia canónica (ACC) permite obtener una aproximación a la manera como las variables fisicoquímicas del agua influyen la composición de especies fitoplanctónicas en cada humedal. En el ACC de los sistemas estudiados, la explicación que tienen los dos primeros ejes (componentes) con respecto a la variación del ambiente fisicoquímico, fue del 45,9% y el 29,2%, respectivamente. El valor de p para estos ejes fue menor a 0.05 según la prueba de MonteCarlo, lo cual demuestra que la organización detectada no se debe al azar. En la figura se observa que en San Rafael donde las variables de transparencia y porcentaje de saturación de oxígeno tuvieron mayor peso, las especies representativas fueron clorofíceas (*Elakatothrix gelatinosa*, *Scenedesmus af. granulatus*, *Radiococcus nimbatus* y *Sphaerocystis schroeteri*) y

dinofíceas (*Peridinium cinctum* y el género *Gymnodinium* sp). En Santa María del Lago donde las variables DBO, clorofila a, b y c, y la conductividad eléctrica tuvieron mayor peso, las especies representativas fueron euglenofíceas (*Trachelomonas volvocina*, *P. longicauda*, *P. orbicularis* y *P. helikoides*, *Lepocinclis ovum*, *Euglena tripteris*, *Strombomonas* spp.). y por último en Juan Amarillo donde las variables DBO, Sólidos Suspendidos Totales, Clorofila, Fosfatos y Nitratos tuvieron mayor peso, las especies representativas fueron dinofíceas (*Ceratium hirundinella* y *Peridinium cinctum*) y euglenofíceas (*Lepocinclis salina*, *Phacus longicauda*).

Valores propios de los ejes			Permutación de Monte Carlo		
Componente	Valor Propio	% varianza	Componente	Valor Propio	p
1	0,74698	45,98	1	0,747	0,009901
2	0,47472	29,22	2	0,4747	0,009901
3	0,31731	19,53	3	0,3173	0,0297
4	0,030462	1,875	4	0,03046	0,7327
5	0,021166	1,303	5	0,02117	0,1782
6	0,017043	1,049	6	0,01704	0,06931
7	0,012479	0,7681	7	0,01248	0,0297
8	0,0031958	0,1967	8	0,003196	0,7921
9	0,0013271	0,08168	9	0,001327	0,604
10	3,41E-07	2,10E-05	10	3,41E-07	0,8812

Tabla 9. Valores de las variables en todos los vectores del análisis de correspondencia canónica (ACC). Nótese que los dos primeros ejes presentan los valores más altos.

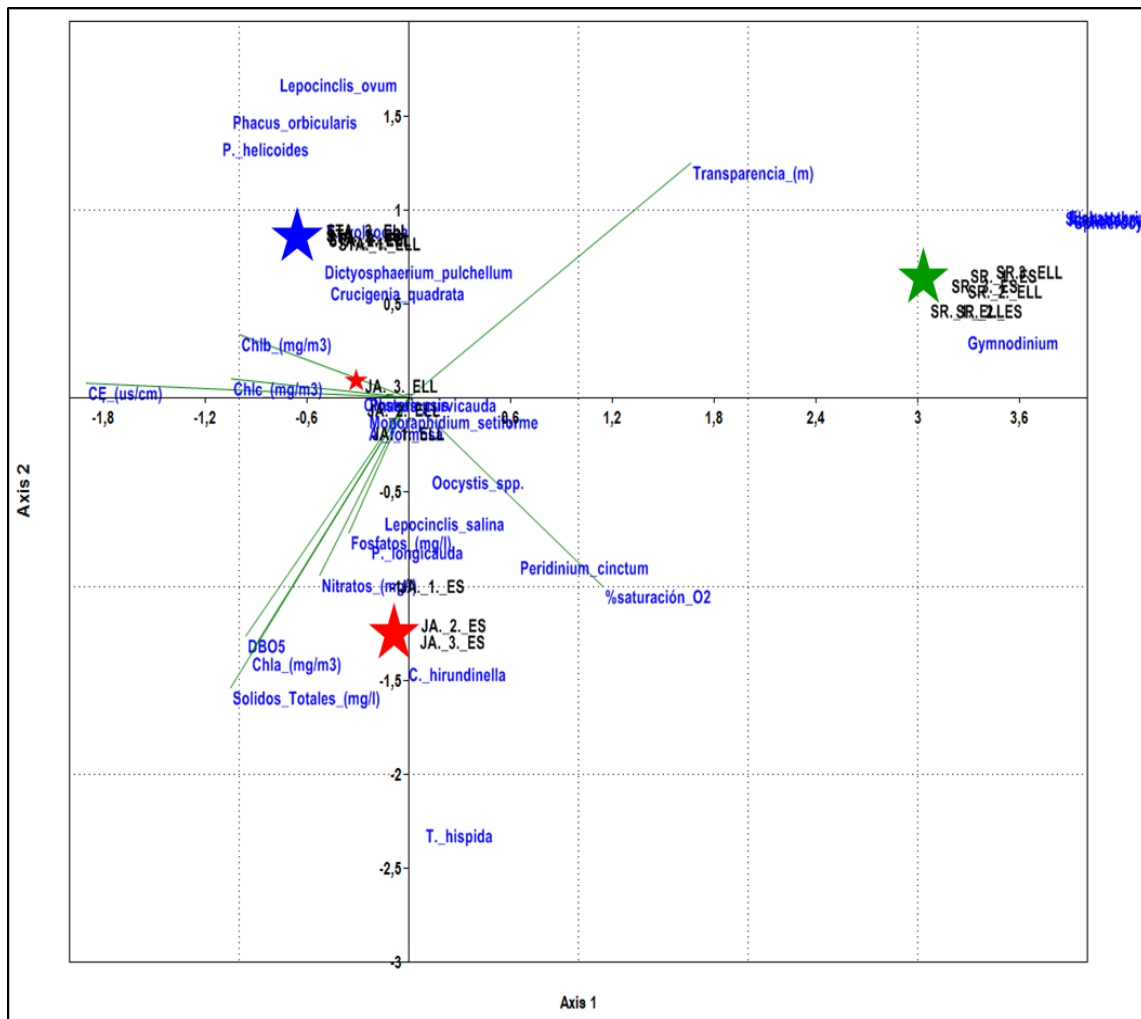


Figura 18. Análisis de correspondencia canónica (ACC). La estrella azul corresponden a Santa María del Lago, la verde a San Rafael y las rojas a Juan Amarillo.

5.2.5. Índices de estado trófico

Según los valores obtenidos para los diferentes índices. San Rafael no se considera como sistema oligotrófico, sino como un sistema mesotrófico. Y tanto Santa María del Lago como Juan Amarillo son sistemas eutróficos. Los distintos índices coinciden en que San Rafael es un sistema mesotrófico y Santa María del Lago y Juan Amarillo son eutróficos, sin embargo el índice ponderado de estado trófico de Carlson indica que todos los sistemas evaluados son eutróficos, ya que valores superiores a 54 indican eutrofia del sistema.

ÍNDICES	SR. Época Seca	SR. Época Lluviosa	Sta. Época Seca	Sta. Época Lluviosa	JA. Época Seca	JA. Época Lluviosa
Índice ponderado de estado trófico de Carlson (IET)	63	58	64	70	76	74
Índice compuesto de Thunmark y Nygaard	2	3	8	9	4	13
Índice trófico planctónico (ITP)	22	5	31	100	25	20
índice sapróbico de Palmer	3	3	5	5	8	5

Tabla 10. Diversos índices que muestran la trofía de cada ecosistema en cada época evaluada.

5.2.6. Representatividad de *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus ovalternus*

La figura 19 deja ver que la especie *C. vulgaris* estuvo presente en todos los ecosistemas estudiados, pero tuvo mayor abundancia en Juan Amarillo, el cual se considera un ambiente eutrófico. Por otra parte, se observa cierta tendencia a un aumento en la abundancia en el periodo lluviosa, excepto en San Rafael. La especie *S. ovalternus* no se registró en ninguno de los cuerpos de agua considerados en este estudio, aunque otras especies del género *Scenedesmus* sí estuvieron presentes en estos ecosistemas.

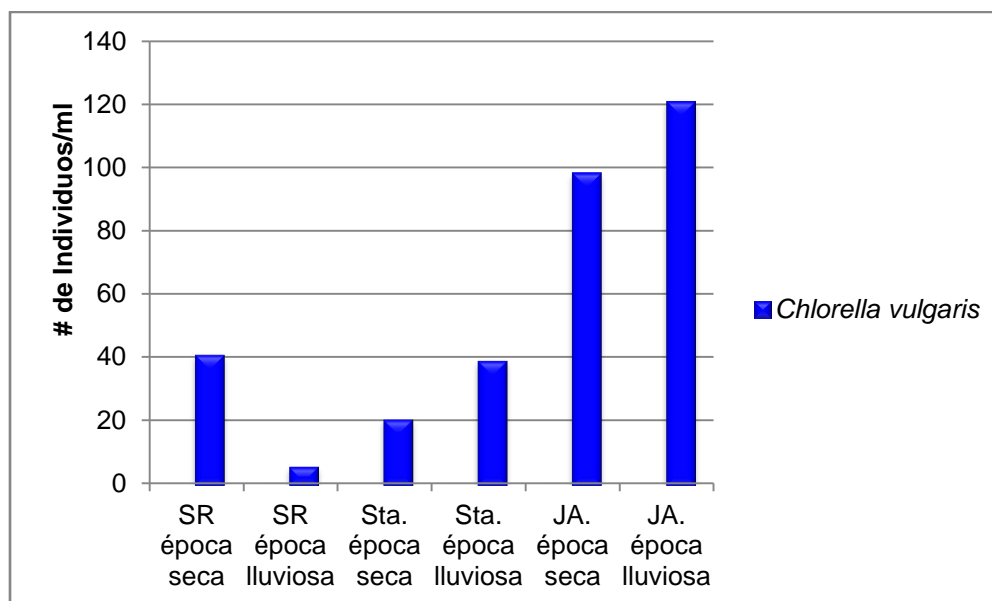


Figura 19. Abundancias de *Chlorella vulgaris* en las dos épocas climáticas.

6. DISCUSIÓN

6.1. Premuestreo

Según el criterio de aplicación del índice de estado trófico de Carlson (IET), todos los sistemas evaluados serían considerados como eutróficos, ya que los valores obtenidos fueron superiores a 54. Sin embargo los parámetros fisicoquímicos mostraron que los humedales Tibanica y Juan Amarillo tuvieron los valores más altos de nutrientes y materia orgánica, mientras que el embalse de San Rafael y la laguna El Verjón tuvieron los más bajos; por su parte los humedales Guaymaral y Santa María del Lago mostraron datos intermedios (Tabla 5).

El humedal Tibanica presentó un valor muy alto de fósforo en comparación con Juan Amarillo. Este nutriente se considera el factor más importante de eutrofización en sistemas acuáticos lénticos (Ramírez & Machado, 1982). Además, según lo reportan Ramírez y Machado (1982), estas concentraciones pueden aumentar considerablemente en época de lluvia, gracias a la acción mecánica de la misma que arrastra sedimentos y múltiples sustancias que por medio de la lixiviación aumentan dichos niveles.

Es importante resaltar que en el momento en que se realizó el premuestreo en Tibanica, no había espejo de agua, ya que todo el humedal se encontraba completamente cubierto por macrófitas. Además se percibió un olor a putrefacción y fue difícil tomar las muestras fisicoquímicas y biológicas. Los valores más altos registrados para este humedal fueron los pertenecientes a las variables de conductividad eléctrica (CE) y sólidos disueltos, lo cual concuerda con los datos reportados por Pinilla (2010) para este mismo humedal. En definitiva, Tibanica presentó un estado hipereutrófico y polisapróbico que lo colocaban en condiciones muy extremas para los fines buscados por este trabajo.

Es por esto que se seleccionó como sistema eutrófico el humedal Juan Amarillo. A pesar de las altas concentraciones de nutrientes, este sistema, presentó mayores concentraciones de oxígeno disuelto y clorofila a, los cuales fueron criterios importantes de selección, ya que estas medidas indican condiciones aceptables para el desarrollo de la comunidad fitoplanctónica.

Los humedales candidatos a ser seleccionados como sistema mesotrófico eran Santa María del Lago y Guaymaral. En primer lugar es importante destacar que no fue posible

realizar el muestreo en el sector central de Guaymaral porque el exceso de vegetación acuática impidió la presencia de un espejo de agua. Por lo tanto las muestras se tomaron en un lago aledaño al humedal, cuyas aguas alimentan dicho ecosistema. Los análisis fisicoquímicos permitieron determinar que el humedal Santa María del Lago era el más idóneo, no solo por su fácil acceso, sino porque variables influyentes como el % saturación O₂ y las clorofilas a, b y c presentaron valores superiores y variables como el DBO₅, el amonio y los fosfatos fueron menores en comparación con Guaymaral.

Por último, entre la laguna El Verjón y el embalse de San Rafael se seleccionó como sistema oligotrófico al embalse por ser más accesible para la toma de muestras y presentar mejores condiciones en cuanto a concentraciones de oxígeno y clorofila.

6.2. Muestreo

6.2.1. Parámetros fisicoquímicos

El ACP muestra los parámetros más influyentes y representativos que definen las características del agua en cada sistema evaluado. El embalse de San Rafael, un sistema oligotrófico como se deduce de sus variables de oxígeno y nutrientes, está muy influenciado por la transparencia y por el porcentaje de saturación de oxígeno, que presentaron los valores más altos en este ecosistema, independientemente de la época de muestreo. Según lo reporta Henao (1987 en Vásquez *et al.*, 2006), la transparencia Secchi varía de acuerdo al estado en el que se encuentren los ecosistemas acuáticos. Transparencias mayores a 1,6 m indican que el ecosistema se encuentra en estado de oligotrofia, entre 1,6 y 0,8 m, indican un estado mesotrófico y cuando son menores a 0,8 m la condición es de eutrofia. Los resultados de transparencia (Tabla 7) indican que San Rafael es un ecosistema oligotrófico, Santa María del Lago es mesotrófico y Juan Amarillo es eutrófico, independientemente del periodo climático. El porcentaje de saturación de oxígeno también es un indicador del grado de trofia. Por ejemplo, en San Rafael los porcentajes fueron mayores al 80%, lo cual es coincidente con su condición de oligotrofia, ya que según Ramírez (1987), a mayor transparencia del agua mayor facilidad para realizar la fotosíntesis y por ende mayor disponibilidad de oxígeno. Por supuesto, la oligotrofia implica también bajas densidades algales, ya que no hay suficientes nutrientes para sostener una comunidad fitoplanctónica abundante. También Delgadillo y Góngora (2008) reportan que en un sistema oligotrófico la concentración de oxígeno es mucho

mayor que en sistemas meso y eutróficos. En estos últimos se pueden presentar desde condiciones hipóxicas hasta situaciones de anoxia, dependiendo de factores propios de cada sistema, tales como la carga de materia orgánica y la cantidad de nutrientes que le llegan.

El humedal Santa María del lago, considerado como un sistema mesotrófico en este estudio, se encuentra mayormente influenciado por la demanda biológica de oxígeno (DBO_5), la conductividad eléctrica (CE) y las clorofilas a, b y c (Chla, Chlb y Chlc, respectivamente). La Chlb parece ser especialmente abundante en este humedal. Al respecto, es importante recordar que este tipo de clorofila es característica de la euglenófitas y las clorófitas. Estos valores se presentaron en mayor o en menor grado según la época, pero siempre fueron los más representativos del sistema (Figura 6 y 7).

La demanda biológica de oxígeno es una estimación de la cantidad de materia orgánica que contiene el cuerpo de agua, que indirectamente se mide con base en la cantidad de oxígeno que se requiere para oxidar biológicamente la materia orgánica presente (Fluoreciencia, accedida 05/10/2012). Teniendo en cuenta lo anterior, se puede decir que el humedal Santa María del Lago presenta una alta carga de materia orgánica, proveniente de múltiples fuentes tales como restos vegetales, sólidos, eses de animales o liberación extracelular de compuestos disueltos, entre otros (Vidal, accedida 07/08/2012). Esto concuerda con lo reportado por Pinilla (2010), quien afirma que en Santa María del Lago el exceso de materia orgánica en los sedimentos aumenta la demanda biológica de oxígeno. Además, los mayores niveles de DBO_5 explican la baja concentración de oxígeno en el agua en este humedal (Tabla 3). Estos datos contrastan con lo reportado por Álvarez (2009), quien señala que el humedal Santa María del Lago es un sistema oligotrófico; por supuesto, dicho trabajo no es estrictamente limnológico, por lo que las interpretaciones que se deriven de él deben tomarse con precaución. En la presente investigación se pudo establecer que los valores fisicoquímicos del agua corresponden más bien a los de un sistema mesotrófico, muy cercano a ser eutrófico. Esto puede ser un indicio de que la cantidad de materia orgánica en el agua es elevada, muy posiblemente por el crecimiento masivo de la vegetación acuática. Además, los sedimentos podrían conservar aun grandes cantidades de nutrientes que mantendrían un estado trófico elevado por muchos años. Afirmar que el humedal se encuentra en un estado de mesotrofia, es coherente con lo reportado por López (2012), en donde se

determinó el estado trófico de este humedal según las variables fisicoquímicas. Reportan que según la transparencia y la relación N:P el humedal se considera como un sistema mesotrófico, pero según el amonio, nitrito, nitrato y ortofosfatos el humedal se considera como un sistema eutrófico. En dicho estudio también se categorizó el humedal como un sistema que tiende a la eutrofia con base en variables cualitativas, se afirma que presenta un olor vegetal fuerte, el agua presenta un color pardusco y el fondo es fangoso negruzco.

La conductividad eléctrica es una medida de la presencia de iones en el agua y es una manera indirecta de conocer la concentración de sales disueltas (Fluoreciencia, accedida 06/10/2012). En Santa María del Lago los valores de CE fueron los más altos, tanto en la época seca como en la lluviosa (195,8 y 181,99 μ S/cm, respectivamente) (Tabla 7). La materia orgánica presente en el cuerpo de agua puede aportar parte de dichos iones durante su degradación (Pinilla, 2010).

Cuando las concentraciones de fósforo soluble (ortofosfatos) son mayores a 0,014 mg/L, el cuerpo de agua se encuentra en un estado eutrófico (Hena de Uribe, 1987, citada por Vásquez *et al.*, 2006). Según los resultados obtenidos, todos los ecosistemas estudiados se podrían clasificar como eutróficos, aunque Santa María está en una posición intermedia y Juan Amarillo tendría tendencia a ser hipereutrófico (Tabla 7). Las concentraciones de ortofosfatos y nitratos están muy relacionadas, es decir que cuando un nutriente aumenta, generalmente el otro también lo hace. Esto se debe a que la fuente de estos elementos, que se consideran fundamentales para el crecimiento y el desarrollo del fitoplancton, es la misma: aguas residuales cargadas de estos nutrientes. El nitrógeno y el fósforo son factores limitantes en casi todos los ecosistemas acuáticos continentales, aunque de los dos, el fósforo se considera como el más importante y limitante. Según Ramírez y Machado (1982) el fósforo es el responsable directo de la eutrofización en lagos, embalses y humedales. En el caso del humedal Juan Amarillo, los elevados valores de ortofosfatos parecen estar asociados a la alta carga de materia orgánica (medida a través de la DBO₅) que traen las aguas residuales. Como lo indica Ramírez (1987) (Tabla 7), esto también se relaciona con las grandes cantidades de sólidos totales que pueden llegar a un sistema acuático.

En general el humedal Juan Amarillo presenta características propias de un sistema eutrófico, tales como una alta concentración de nutrientes (nitratos y fosfatos), baja

transparencia del agua por una gran cantidad de sólidos suspendidos y alta carga de materia orgánica representada en valores elevados de DBO₅. Es factible esperar entonces que este sistema presente una alta productividad primaria (Delgadillo y Góngora, 2008; Pinilla, 2010).

Hay que tener en cuenta que algunos autores consideran que en el trópico, los sistemas acuáticos sufren más de limitación por nitrógeno que por fósforo (Lewis, 1987; 2000; 2002; Ramos-Higuera *et al.*, 2008). Si esto es así, los humedales andinos tendrían un estado trófico menor al que se establece con base en la concentración de fósforo. Por lo tanto, San Rafael sí sería oligotrófico y Santa María mesotrófico. Será necesario en futuros estudios evaluar estas suposiciones.

Por último, es preciso resaltar que en los humedales de la Sabana de Bogotá, como los evaluados en el presente estudio (Santa María y Juan Amarillo), las condiciones de eutrofia son normales. Como lo señalan Horner y colaboradores (2001), los humedales son de manera natural sistemas eutróficos y sapróbicos; por supuesto, los procesos de urbanización incrementan los nutrientes y la materia orgánica en estos ambientes. El embalse de San Rafael, por su parte, es claramente oligotrófico, lo cual tampoco es sorprendente, ya que acopia aguas de páramo muy desmineralizadas y limpias del Parque Nacional Natural Chingaza. Según Delgadillo & Gongora (2008), este tipo de sistemas de aguas abiertas y generalmente con alta transparencia, son característicamente oligotróficos.

6.2.2. Comunidades Fitoplanctónicas

El fitoplancton es una comunidad acuática que habita la columna de agua y como tal depende de los demás factores que la componen. Es por eso que las clases más representativas son propias de las condiciones oligo, meso o eutróficas ocasionadas por las características fisicoquímicas del agua en cada sistema.

Como ya se mencionó en párrafos anteriores, el embalse de San Rafael presenta características propias de un sistema oligotrófico. En este embalse la clase Chlorophyceae fue la más abundante en términos de individuos por mililitro. Según Pinilla (2010), su presencia está asociada a altas concentración de oxígeno, ya que es un grupo con una alta actividad fotosintética que requiere aguas transparentes (algas de sol). Aunque Pinilla (2000) registra varias especies de la clase Chlorophyceae como

bioindicadoras de ecosistemas meso y eutróficos, Reynolds (1997) afirma que también existen taxones de Chlorophytas oligotróficas, tales como *Sphaerocystis*, *Coenococcus*, *Kirchneriella* y *Radiococcus*.

La clase Dinophyceae fue la segunda más abundante en San Rafael, con la especie *Peridinium cinctum* y el género *Gymnodinium* sp. como los taxones dominantes. Esto concuerda con lo reportado por Reynolds (1997), quien indica que los dinoflagelados se pueden encontrar tanto en ambientes oligotróficos como meso y eutróficos, siendo las especies *Peridiniumin conspicuum* y *Gymnodinium fuscum* típicas de aguas oligotróficas y especialmente tolerantes a bajo pH. Estas dos especies pertenecen a los mismos géneros que fueron abundantes en el embalse.

El humedal Santa María del Lago presenta condiciones entre meso y eutróficas, lo cual es coherente con el dominó de la clase Euglenophyceae en este ecosistema, en especial de *Trachelomonas volvocina*. Según Pinilla (2000), esta especie es común en todo tipo de ambientes, sin embargo es mucho más representativa en aguas meso y eutróficas, por lo que se considera bioindicadora de estos niveles de trofia (Vásquez *et al.*, 2006). Los géneros *Phacus* y *Lepocinclis* también contribuyeron al alto porcentaje que tuvo la clase Euglenophyceae en este sistema. Esto concuerda con lo reportado por Vásquez y colaboradores (2006), quienes afirman que estos géneros son indicadores de la presencia de materia orgánica en el ecosistema. En el estudio realizado por Pinilla (2010) en algunos humedales de Bogotá, las Euglenófitas predominaron en Guaymaral, el cual es un humedal similar en sus características fisicoquímicas a Santa María del Lago. Los dos se consideran sistemas mesotróficos (ver datos del muestreo, Tabla 5).

En términos generales, muchos autores concuerdan en que las especies pertenecientes a la clase Euglenophyceae son muy comunes en sistemas con una alta carga de materia orgánica (Ramírez, 2000; Pinilla, 2010; Vásquez *et al.*, 2006). No obstante, Ramírez (2000) afirma que la presencia de esta clase de especies no solo se ve influenciada por la cantidad de materia orgánica, sino también por la estratificación y estabilidad de la columna de agua. De esta manera, las euglenófitas prosperan mejor en aguas estables y sapróbicas.

Además de los argumentos ya presentados, la notable dominancia de la clase Euglenophyceae puede explicarse por los altos valores de conductividad eléctrica

medidos en este ecosistema (Tabla 7). Esto se debe a que una alta conductividad indica abundantes sales disueltas, las cuales aumentan la densidad del agua. Bajo estas condiciones, la flotabilidad de los organismos fitoplanctónicos se ve perjudicada (tienden a sedimentarse) y las microalgas desarrollan adaptaciones para aprovechar la poca disponibilidad de luz y subsistir. Entre estas adaptaciones se encuentran las formas ornamentadas como las que presentan las desmicias, pero también las formas flageladas, cilíndricas y con envolturas protectoras, como es el caso de *Phacus*, *Lepocinclis*, *Euglena* y *Trachelomonas*.

El humedal Juan Amarillo es claramente eutrófico debido a sus altas las concentraciones de fósforo y nitrógeno. Como ya se mencionó, la productividad primaria acuática, especialmente en aguas superficiales, frecuentemente está limitada por la disponibilidad de estos nutrientes (Beardall *et al.*, 2001; León & Chalar, 2003). Esto los convierte en factores limitantes, aunque según Ramírez y Machado (1982) los nitratos no influyen mucho en el incremento del fitoplancton, mientras que los ortofosfatos sí tienen una relación directa con la abundancia algas, es decir que los ortofosfatos aumentan y disminuyen de manera directa con el fitoplancton. Como ya me mencionó anteriormente, esto es materia de discusión, ya que trabajos recientes han mostrado que en el trópico el nitrógeno es más limitante (Lewis, 1987; 2000; 2002; Ramos-Higuera *et al.*, 2008) o al menos co-limitante (Sternner, 2008). En cuanto a la composición fitoplanctónica de Juan Amarillo, la clase más abundante en la época seca fue Dinophyceae, con el dominio de *Ceratium hirundinella* y *Peridinium cinctum*; en la época lluviosa predominaron las Chlorophyceae, con los géneros *Monoraphidium* sp, *Closteriopsis* sp y *Oocystis* spp. Según lo reportado por Pinilla (2010) para este mismo humedal, las especies dominantes fueron Euglenofitas y Chlorofitas, lo que concuerda con el presente estudio, ya que tanto en la época seca como lluviosa, la segunda clase más abundante fue Euglenophyceae. Además esta alta representación de las Euglenofícaes fácilmente se puede relacionar con los valores de DBO₅ en Juan Amarillo (Tabla 7). En cuanto a la clase Dinophyceae, Ramírez (1987) menciona que *Peridinium* presenta una relación directa con los fosfatos, es decir que a mayor cantidad de este nutriente mayor abundancia de ese género. Por su parte, Reynolds (1997) indica que el género *Ceratium* spp y la especie *Peridinium cinctum* son muy comunes en sistemas típicamente eutróficos y pueden desarrollar grandes biomásas. Además, *Ceratium hirundinella* presenta una correlación positiva con la

concentración de fósforo soluble (Arauzo y Alvarez, 1994). Estos autores también indican que *Asterionella* sp. Es una de las especies más representativas de lagos eutróficos.

Como se sabe, todas las divisiones de las algas tienen clorofila *a*, pero las clorofilas *b*, *c* y *d* solo están presentes como pigmentos accesorios en determinados grupos (Mora *et al.*, 2002). La clorofila *b* es propia de las clases Euglenophyceae, Chlorophyceae y Chrysophyceae, la clorofila *c* se encuentra en las clases Dinophyceae, Cryptophyceae y Bacillariophyceae (Parra *et al.*, 1982; Mora *et al.*, 2002) y la clorofila *d* es exclusiva de Rhodophyceae y Cyanophyceae. Por lo anterior, las proporciones en que se encuentran estos pigmentos dan una idea de la composición fitoplanctónica que presenta un ecosistema. En el presente estudio, la concentración de las clorofilas concuerda con las especies dominantes en cada sistema. De esta manera, en el humedal Santa María del Lago, donde las Euglenophyceas fueron muy abundantes, la clorofila *b* tuvo valores altos. En Juan Amarillo predominó la clase Dinophyceae, por lo cual la clorofila *c* fue elevada. La abundancia de Chlorophyceae en el embalse de San Rafael explica la mayor concentración relativa de clorofila *a* en este sistema.

6.2.3. Organización espacial y temporal del fitoplancton

El análisis multidimensional no métrico (NMDS), se basa en una matriz de distancia, donde se colocan los puntos (datos) en un sistema de coordenadas (Hammer y Harper, 2012) y muestra claramente cómo se agrupan las especies por sistema. El valor de Stress indica que tan bueno o malo fue el ajuste de los datos al modelo, su valor mínimo es cero y el máximo puede ser cualquier valor *n*. Según Kruskal (1964), valores de Stress iguales a 0.2 se consideran pobres, a 0.1 aceptables, a 0.05 buenos, a 0.025 muy buenos y si son 0.0 el ajuste es excelente. En este caso, aunque el modelo parezca ser pobre, se observa una clara concordancia entre las agrupaciones por cuadrantes y la presencia y abundancia de dichas especies en cada uno de los sistemas evaluados (Figura 17).

Con el fin de garantizar que la organización y distribución de las especies en cada ecosistema no es producto de una aleatoriedad de los datos sino que realmente tal comportamiento ocurre en la naturaleza, se realizó el análisis de correspondencia canónica (ACC), acompañado de la prueba de Monte Carlo. En este análisis se observa la organización y distribución de las especies en relación con las características fisicoquímicas del agua. Valores de *p* menores a 0.05 en la prueba de Monte Carlo

indican que la confiabilidad del modelo es alta. Por lo tanto, las abundancias de los taxones de algas en cada ambiente sí están afectadas por las variables fisicoquímicas propias de cada sistema en particular (Fontúrbel y Castaño, 2011) (Figura 18).

Consecuentemente, se puede aceptar la organización mostrada en el ACC, según la cual la mayor transparencia de San Rafael (por ser un ambiente oligotrófico) explica la predominancia de algas que requieren mucha luz, como las clorofíceas. En Santa María, donde el oxígeno es escaso y la materia orgánica alta (mesotrofía), prosperan bien las Euglenofíceas. Los dinoflagelastos y las Euglenofíceas se adaptan a las condiciones eutróficas y sapróbicas de Juan Amarillo (eutrófico).

En cuanto a la diversidad de las comunidades fitoplanctónicas de estos humedales y del embalse trabajados, se observó que el índice de Shannon útil para comparar resultados de diferentes lugares y el índice de diversidad de Simpson, fueron altos tanto en San Rafael como en Juan Amarillo, ya que estos lugares tuvieron mayor número de especies pertenecientes a mayor número de taxones, mientras que en Santa María del Lago al haber dominancia por parte de Euglenofíceas, los índices de diversidad fueron menores y el de dominancia mayor. Esto también explica los valores de equitabilidad (Evenness), ya que a mayor dominancia menor equitabilidad y viceversa, porque muestra cómo están distribuidos los individuos de las especies. Hallar dichos índices para determinar la complejidad y organización de estas comunidades en humedales es muy apropiado para tener una idea general acerca del comportamiento que presenta, sin embargo este tipo de índices presentan como desventaja que no incorporan magnitudes de tiempo o tasa de renovación (Polo, 2007; Neiff, 2000). En cuanto a las épocas es importante resaltar que se presentó mayor diversidad en los meses de lluvias que en el periodo seco, esto concuerda con lo reportado por León y Chalar (2003) para embalses. Dichos autores también reportan que para este tipo de ambientes a mayor saprobiedad mayor diversidad, sin embargo este tipo de comportamiento no se presentó en San Rafael, pero sí se presentó en Juan Amarillo cuyos valores del índice sapróbico de Palmer fueron los más altos y la diversidad también fue alta.

6.2.4. Índices de estado trófico

Según el índice de Carlson, valores superiores a 54 indican eutrofia del sistema. Por lo tanto, según este índice todos los sistemas evaluados serían eutróficos. Como ya se discutió atrás, los altos valores de fósforo no necesariamente indican eutrofia si el nitrógeno es escaso. Por lo tanto, el índice de Carlson parece sobreestimar el estado trófico de los humedales y el embalse considerados.

Según el índice compuesto de Thunmark y Nygaard, el embalse de San Rafael se categoriza como un sistema mesotrófico por presentar valores entre 1 y 3, mientras que los dos humedales se catalogan como sistemas eutróficos (índices superiores a 3). Este índice también parece dar categorías tróficas más altas de las reales, pero no hay suficientes estudios en que se emplee y que permitan hacer comparaciones.

Para el ITP, valores cercanos a cero ocurren donde el sistema presenta casi exclusivamente Desmidiaceae, mientras que datos altos, cercanos a 100, indican que el fitoplancton está mayormente dominado por Euglenophyceae (De la Fuente, 2004). San Rafael obtuvo los valores más bajos debido a la presencia de desmidias y a la menor concentración de clorofila. Esto es coherente con lo hallado en San Rafael, ya que este grupo de algas comúnmente se encuentra en sistemas oligo a mesotróficos (Reynolds, 1998). Por su parte, en Juan Amarillo y Santa María del Lago el ITP fue alto, indicando la abundancia de Euglenophyceae y las mayores cantidades de clorofila. Esto fue especialmente cierto en Santa María del Lago. Como ya se ha mencionado con anterioridad, las Euglenoficeas son bioindicadoras de sistemas eutróficos, pero sobre todo ricos en materia orgánica (Reynolds, 1998) (anexo 1).

El índice sapróbico de Palmer señala que San Rafael se encuentra en un estado de contaminación orgánica fuerte por presentar valores entre 2,5 y 3,5, mientras que los dos humedales tienen una contaminación orgánica muy fuerte. Para Santa María y Juan Amarillo, el índice de Palmer se puede considerar correcto, ya que en general los humedales de Bogotá se encuentran altamente afectados por las actividades antrópicas, entre las que se encuentran la urbanización, la acumulación de basuras y la deforestación, entre otras (López, 2012). La categorización de San Rafael como sistema con fuerte contaminación orgánica no es coincidente con las verdaderas condiciones limpias de este embalse. Muy posiblemente se presentan en San Rafael algunos taxones

indicadores de poca materia orgánica que no se consideran en la tabla de los valores de tolerancia empleados por esta metodología. Habrá que profundizar en próximos estudios sobre este tema.

Por último es importante resaltar que, independientemente de los valores arrojados por los índices, se mantuvo constante la jerarquía entre sistemas, siendo Juan Amarillo el de registros más altos con todos los índices, San Rafael el de los valores más bajos y Santa María del Lago el de posición intermedia. Esto indica con claridad que realmente estos sistemas presentan condiciones físicas y químicas diferentes que facultan la presencia y ausencia de ciertos grupos de algas (Tabla 10).

6.2.5. *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus ovalternus*

Chlorella vulgaris tuvo una representación relativamente poco significativa en los tres ambientes acuáticos seleccionados, en comparación con otras especies, mientras que *Scenedesmus ovalternus* no se presentó en ningún sistema.

No obstante, se pudo establecer que *C. vulgaris* tendió a tener mayor abundancia a medida que la condición trófica aumentó. Por ello su densidad en individuos por mililitro fue más alta en el humedal Juan Amarillo, seguida del humedal Santa María del Lago. La menor abundancia ocurrió en el embalse de San Rafael, independientemente de la época climática.

Reynolds (1997) señala que en general las especies del género *Chlorella* son muy comunes en sistemas eutróficos. Además, *Chlorella* hace parte del nanoplancton, grupo caracterizado por su pequeño tamaño, que varía entre 2 y 20 μm . Los organismos nanoplanctónicos son de crecimiento rápido y alta productividad, por lo que llegan a proliferar rápidamente y a dominar en el plancton de los sistemas acuáticos, especialmente cuando los niveles de nutrientes y la disponibilidad de luz es elevada (Reynolds, 1997). Esto explica por qué *C. vulgaris* fue mucho más abundante en Juan Amarillo, ya que este sistema presentó las más altas concentraciones de nutrientes (Tabla 7).

En cuanto a la abundancia de *C. vulgaris* en cada época climática, se pudo observar que tendió a ser mayor en la época lluviosa con respecto a la seca, tanto en Juan Amarillo como en Santa María del Lago. Esto se pudo deber a que las lluvias arrastran sedimentos

que aumentan las concentraciones de nutrientes, y aunque en el presente estudio esto no fue tan evidente, puede ser una condición influyente en la proliferación de *Chlorella*. Reynolds (1998) hace énfasis en que *Chlorella* es un género muy tolerante al incremento de nutrientes en el agua. Gracias a esta propiedad, sus especies se utilizan ampliamente en tratamientos de aguas residuales y para eliminar metales pesados de los sistemas acuosos, gracias a su alta capacidad de acumular metales disueltos, tales como el zinc y el cadmio (Ilangovan *et al.*, 1998).

Por otra parte, *Scenedesmus ovalternus* no se presentó en ninguno de los sistemas evaluados. Sin embargo el género *Scenedesmus* sí estuvo presente, tanto en Juan Amarillo como en San Rafael. Aunque Reynolds (1997) establece que una de las asociaciones más comunes de encontrar en sistemas eutróficos es la de *Chlorella* con *Scenedesmus*, *Ankistrodesmus* y Euglenoides, este mismo autor (Reynolds, 1998) aclara que *Scenedesmus* se encuentra comúnmente en aguas meso y eutróficas. No obstante pueden existir algunas especies más sensibles, como *Scenedesmus* af. *granulatus*, que se halló en San Rafael, o *Scenedesmus denticulatus* que se ha reportado como indicadora de oligotrofia en los embalses de Chisacá y Chuza (Pinilla, 2000).

7. CONCLUSIONES

Los sistemas evaluados en el presente estudio presentaron altos niveles tróficos, debido a las elevadas concentraciones de nutrientes. Estos se generan por múltiples factores, tales como las actividades antrópicas que ocasionan contaminación directa en los humedales. La entrada de nutrientes por parte de los afluentes puede ser el origen de estos elementos en el caso del embalse San Rafael (río Teusacá).

Las especies fitoplanctónicas más representativas por su presencia y abundancia fueron diferentes en cada uno de los tres sistemas. Esto se debió a las variaciones en el estado trófico que se presentaron entre estos cuerpos de agua. De esta manera, las especies del fitoplancton se constituyen en bioindicadoras de una condición específica. Sin embargo, algunas de esas especies (p.e. *Oocystis spp.*, *Phacus spp.*, *Chlorella vulgaris*, entre otros) fueron comunes en más de un sistema, mostrando su adaptabilidad y tolerancia a ambientes con diferentes características fisicoquímicas, por lo cual se les puede considerar como taxones eurióicos.

Las especies pertenecientes a la clase Euglenophyceae indicaron los procesos de meso a eutrofía y sobre todo elevadas cantidades de materia orgánica (aguas sapróbicas y polisapróbicas).

Un grupo común en todos los sistemas evaluados fue Chlorophyta, que estuvo presente en diferentes porcentajes en cada cuerpo de agua, pero siempre fue representativo. Es necesario por tanto trabajar a nivel de especies con esta clase, si se quieren utilizar como bioindicadoras, ya que hay taxones propios de ambientes oligotróficos como *Elakatothrix gelatinosa*, Y otros propios de aguas eutróficas, como *Closteriopsis sp.*

El presente estudio logró demostrar que las especies fitoplanctónicas responden a los cambios fisicoquímicos y ambientales de manera casi inmediata, constatando que esta comunidad es una excelente herramienta de la bioindicación en sistemas acuáticos, principalmente lénticos.

Las variables fisicoquímicas son fundamentales para comprender la presencia y abundancia de las especies fitoplanctónicas presentes en un sistema acuático. Esto permite crear una relación directa entre las especies presentes, su abundancia y el estado trófico. Por ejemplo, Santa María del Lago es un sistema que al presentar alta DBO₅,

indicativa de una elevada cantidad de materia orgánica, presentó mayor cantidad de especies pertenecientes a la clase Euglenophyceae, bioindicadoras de estados sapróbicos altos. En consecuencia, el estado trófico determinado para ese humedal en el presente estudio (al igual que en otros) fue mesotrófico con tendencia a eutrófico.

La especie *Chlorella vulgaris* se presentó en todos los sistemas evaluados. Al parecer, esta especie puede proliferar en cualquier ambiente; sin embargo en este estudio se demostró que tiende a ser bioindicadora de sistemas eutróficos, ya que tuvo mayores abundancias en sistemas con altas cantidades de nutrientes en el agua, comprobándose la hipótesis planteada. En el caso de *Scenedesmus ovalternus*, no se pudo comprobar la hipótesis de que esta especie es propia de ambientes oligotróficos, debido a que no se registró en ninguno de los ecosistemas evaluados.

Los géneros *Chlorella* y *Scenedesmus*, en líneas generales, se pueden considerar taxones generalistas, ya que no indican fácilmente una condición específica. Sin embargo el presente estudio arrojó datos que muestran la especificidad de ciertas especies a ambientes con estados tróficos específicos. Es el caso de *Elakatothrix gelatinosa*, que solo se presentó en ambientes oligotróficos, y de *Closteriopsis* sp., que estuvo únicamente en ambientes eutróficos. Esto indica que es importante replantear los índices que indican la trofía de los ecosistemas lénticos propios de Colombia, ya que los índices usados en el presente estudio toman en cuenta otras especies y otros factores que tal vez no brindan la información real del contenido de nutrientes de los sistemas lénticos evaluados.

7. RECOMENDACIONES

Es importante monitorear las variables climáticas durante los muestreos con el fin de conocer mejor su influencia sobre el comportamiento del fitoplancton.

Para futuros estudios, se recomienda realizar mayor número de muestreos en un tiempo más prolongado, con el fin de observar el cambio espacio temporal del fitoplancton a largo plazo.

Cuando se habla de identificación taxonómica para determinar el estado trófico de un sistema acuático particular, es importante llegar al nivel de especie, ya que esto permitiría definir exactamente qué taxones son indicadoras de un estado trófico en particular. De esta manera se tendría mayor definición en el biomonitoreo o biorremediación de los ecosistemas acuáticos.

Algunos índices que indican el estado trófico de sistemas acuáticos no tienen en cuenta todos los aspectos relevantes. Es por esto que se recomienda trabajar un mayor número de índices propuestos por diferentes autores, con el fin de obtener así resultados contrastables entre sí.

Según los resultados obtenidos se observa que los humedales evaluados son víctimas de la contaminación ambiental generada por diferentes fuentes. Por lo tanto se recomienda seguir monitoreado los cambios que presentan en cuanto a las variables fisicoquímicas y la presencia y abundancia de especies fitoplanctónicas, con el fin de plantear una metodología de recuperación para dichos humedales.

8. BIBLIOGRAFÍA

Álvarez R. 2009. Notas sobre la avifauna del humedal Santa María del Lago, Cordillera Oriental de los Andes colombianos. *Revista Luna Azul* 28, 24–39.

American Public Health Association (APHA), American Water Works Association (AWWA) & Water Pollution Control Federation (WPF). 2005. Standard methods for examination of water and wastewater. 21th edition, Victor Graphics, Baltimore, USA. Pp1368.

Arauzo M & Álvarez M. 1994. Respuesta de la Estacionalidad Fitoplanctónica a la Estacionalidad en un Embalse Eutrófico. *Limnetica* 10(1): 37-42.

Horner R, Cooke S, Reinelt L, Ludwa K & Chin N. 2001. Water quality and soils, In Azous A & Horne R (Eds), *Wetlands and urbanization: implications for the future*. CRS Press, Boca Raton, Pp. 47-67.

Barrett G & Odum E. 2006. *Fundamentos de Ecología*. 5 ed. México: Cengage Learning Editores. Pp 424.

Beardall J, Young E & Roberts S. 2001. Approaches for Determining Phytoplankton Nutrient Limitation. *Aquatic Sciences* 63: 44-69.

Bellinger E & Sigee D. 2010. *Freshwater Algae: Identification and Use as Bioindicators*. 1st ed. Editorial John Wiley & Sons. Pp 244.

Bicudo C, Bicudo R. 1970. *Algas do aguas continentais brasileiras*. Sao Paulo: Fundação Brasileira para o desenvolvimento do ensino do Ciencias.

Bort S, Maidana N, Rodrigo M & Rojo C. 2005. El fitoplancton de Lagunas de Ruidera (Parque Natural, Ciudad Real, España). *Limnetica*. 24 (1-2): 33-46.

Cetin A & Mert N. 2006. Growth Rate of *Scenedesmus acutus* (Meyen) in Cultures Exposed to Trifluralin. *Polish Journal of Environmental Studies* 15 (4): 631-633.

Coesel P. 1987. Taxonomic notes on Colombian desmids. *Cryptogamie Algologie* 8: 127-142.

Confederación Hidrográfica del Ebro. 2005. Metodología para el Establecimiento del Estado Ecológico según la Directiva MARCO del Agua. Protocolos de Muestreo y Análisis para Fitoplancton.

Conservación Internacional – Colombia. 2003. Humedales Bogotanos. Síntesis del estado actual de los humedales de Bogotá. Conservación Internacional – Empresa de Acueducto y Alcantarillado de Bogotá. Pp 279.

De la Fuente MJ (Ed). 2004. Metodología para el establecimiento del estado ecológico según la Directiva Marco del Agua en la Confederación Hidrográfica del Ebro. Ministerio de Medio Ambiente de España. Pp 234.

Delgadillo I & Góngora F. 2008. Introducción al estudio de las microalgas. Ficoteca (Colección de Microalgas), Departamento de Biología. Universidad Pedagógica Nacional. Pp 17.

Díaz Y, Meza M, Mendoza J & Alcántara A. 2007. Estado trófico de sistemas lóticos y lénticos de la subcuenca central Río *Puxcatán*- Tulijá en la región de La Sierra del estado de Tabasco. En: Memorias de la semana de divulgación y video científico UJAT. 2007. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

Elosegi A & Sabater S. 2009. Conceptos y Técnicas en Ecología Fluvial. Fundación BBVA. España: Editorial Rubes. Pp 234- 240.

Espino G, Hernández S & Carbajal J. 2000. Organismos Indicadores de la Calidad del Agua y de la Contaminación (bioindicadores). Edición Ilustrada. Editor Plaza y Valdes. Pp 633.

Fernández D & Fernández G. 1990. Depuración de las Aguas Residuales en las Pequeñas Poblaciones. Sesiones Científicas, Anales de la Real Academia Nacional de Medicina. Editorial Garsi, Madrid. Pp 147-151.

Fontúrbel F & Castaño G. 2011. Relationships Between Nutrient Enrichment and the Phytoplankton Community at an Andean Oligotrophic Lake: A multivariate Assessment. *Ecología Aplicada* 10(2): 75-81.

González EJ, Ortaz M, Peña herrera C, Montes E, Matos ML &Mendoza J. 2003. Fitoplancton de cinco embalses de Venezuela con diferentes estados tróficos. *Limnetica* 22(1-2): 15-35.

Hammer Ø, Harper DAT, Ryan PD. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(1): 9pp. http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm.

Hoff F & Snell T. 2007. Plankton Culture Manual. Sixth Edition, Published By Florida Aqua Farms, Inc. Pp 186.

Hoopen H, Nobel P, Schaap A, Fuchs A & Roels J. 1985. Effects Of Temperature On Cadmium Toxicity To The Green Alga *Scenedesmus acutus*. I. Development Of Cadmium Tolerance In Batch Cultures. *Antonie van Leeuwenhoek*. 51: 344-346.

Ilangovan K, Cañizares O, Moreno G & Voltolina D. 1998. Effect of Cadmium and Zinc on Respiration and Photosynthesis in Suspended and Immobilized Cultures of *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus acutus*. *Environmental Contamination and Toxicology* 60: 936-943.

Kruskal J. 1964. Nonmetric Multidimensional Scaling: A Numerical Method. *Psychometrika* 2: 115-129.

León L & Chalar G. 2003. Abundancia y diversidad del fitoplancton en el Embalse de Salto Grande (Argentina – Uruguay). Cicloestacional y distribución espacial. *Limnetica* 22(1-2): 103-113.

Lewis W. 1987. Tropical limnology. *Annual Review of Ecology and Systematics* 18: 159-184.

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

Lewis W. 2002. Causes for the high frequency of nitrogen limitation in tropical lakes. *Verh. Internat. Verein. Limnol.* 28: 210-213.

López R. 2012. Estado Trófico de un Humedal Urbano Andino Tropical: Santa María del Lago, Bogotá D.C. Colombia. Primera edición. Editorial: División de Publicaciones y Comunicaciones, UMNG. Pp 202.

Lund JW, Kipling C & Le Creen ED. 1958. The inverted microscope method of estimating algal number and the statistical basis of estimations by counting. *Hydrobiologia* 11: 143-170.

Lurling M & Donk E. 2000. Grazer-Induced Colony Formation in *Scenedesmus*: Are There Costs to Being Colonial? *Oikos* 88: 111-118.

Margalef. 1983. *Limnología*. 1ª ed. Barcelona: Ediciones Omega, S. A. Capítulo 8.

Monem H, Corradi M & Gorbi G. 1998. Toxicity of Copper and Zinc to two Strains of *Scenedesmus acutus* Having Different Sensitivity to Chromium. *Environmental and Experimental Botany* 40: 56-66.

Mora R, Ortiz N, Clemente Y, Bermúdez J, Avendaño D & Morales E. 2002. Efecto del Nitrato, Irradiancia y Salinidad Sobre la Producción de Clorofila a de Microalgas Cultivadas y Aisladas en la Región Noroccidental de Venezuela. *Oceánides* 17(2): 73-83.

Neiff J. 2000. Humedales de la Argentina: sinopsis, problemas y perspectivas futuras. Centro de Ecología Aplicada (CECOAL). Pp 1-30.

Parra O, González M, Dellarossa V, Rivera P & Orellana M. 1982. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales con especial referencia al fitoplancton de Chile. I: Cyanophyceae, II: Chrysophyceae, III: Cryptophyceae, IV: Bacillariophyceae, V: Chlorophyceae.

Pavón L, Sarma S & Nandini S. 2005. Combined Effects of Algal (*Chlorella vulgaris*) Food Level and Temperature on the Demography of *Brachionus havanaensis* (Rotifera): A Life Table Study. *Hydrobiologia* 546:353–360.

Pérez M. 2002. Fitoplancton del Río Negro, Uruguay. *Limnetica* 21(1-2): 81-92.

Pinilla G. 2000. Indicadores biológicos en ecosistemas acuáticos continentales de Colombia. Compilación bibliográfica. Centro de Investigaciones Científicas, Universidad Jorge Tadeo Lozano. Pp 67.

Pinilla G. 2010. An index of limnological conditions for urban wetlands of Bogotá city, Colombia. *Ecological Indicators* 10(4): 848-856.

Pinilla G, Anzola R, Fernández N & Páramo R. 1998. Ecología de pequeños lagos artificiales en la microcuenca de la quebrada La Playa (Caldas-Boyacá). *Geotropica* 3: 5-20.

Polo C. 2007. Índices Más Comunes en Biología. *Revista Facultad de Ciencias Básicas, UMNG*, 3(1): 197:213.

Ramírez A & Viña G. 1998. *Limnología Colombiana*. Primera edición. Editorial Panamericana. Pp 293.

Ramírez J. 1982. El Fitoplancton: Métodos de Muestreo, Concentración, Recuento y Conservación. *Actualidades Biológicas* 11 (39): 30-36.

Ramírez J. 1987. Contribución al Conocimiento de las Condiciones Limnológicas de la Laguna del Parque Norte. *Actualidades Biológicas* 16(59): 12-30.

Ramírez J. 2000. *Fitoplancton de Agua Dulce: Aspectos Ecológicos, Taxonómicos y Sanitarios*. 1 ed. Colombia: Editorial Universidad de Antioquia. Pp 207.

Ramírez J & Machado T. 1982. Influencia de la Precipitación y los Ortofosfatos sobre el Fitoplancton de la Represa "La Fe". *Actualidades Biológicas* 11(39): 3-21.

Ramos-Higuera E, Alcocer J, Ortega-Mayagoitia E & Camacho A. 2008. Nitrógeno: elemento limitante para el crecimiento fitoplanctónico en un lago oligotrófico tropical. *Hydrobiológica* 18(1 supl.1): 105-113.

Reynolds CS. 1997. *Vegetation processes in the pelagic: a model for ecosystem theory*. Ecology Institute, Germany. Pp 371.

Reynolds CS. 1998. What factors influence the species composition of phytoplankton in lakes of different trophic status? *Hydrobiologia* 369/370: 11-26.

Roldán P & Ramírez J. 2008. Fundamentos de Limnología Neotropical. Segunda Edición. Editorial Universidad de Antioquia. Pp 440.

Salas H & Martino P. 2001. Metodologías Simplificadas para la Evaluación de la Eutroficación en Lagos Cálidos Tropicales. Organización Panamericana de la Salud (OPS) - Oficina Regional de la Organización Mundial de la Salud (OMS).

Sterner R. 2008. On the Phosphorus Limitation Paradigm for Lakes. *Internat. Rev. Hydrobiol.* 93(4-5): 433–445.

Tell G & Conforti V. 1986. Euglenophyta pigmentadas de la Argentina. *Biblioteca Phycologica-band 75*. Stuttgart: J. Cramer.

Toshihiro K. 2005. *Chlorella vulgaris* and *Chlorella vulgaris* extract (CVE): The Powerful Japanese Medicinal Green Algae as a Biological Response Modifier. Woodland Publishing. Pp 63.

Van Der Hammen T, Stiles FG, Rosselli L, Chisacá ML, Camargo G, Guillot G, Useche Y & Rivera D. 2008. Protocolo de recuperación y rehabilitación ecológica de humedales en centros urbanos. Secretaría Distrital de Ambiente, Bogotá. Pp 296.

Vásquez C, Ariza A & Pinilla G. 2006. Descripción del Estado Trófico de Diez Humedales del Altiplano Cundiboyacense. *UniversitasScientiarum* 11(2): 61-75.

Yacubson S. 1980. The phytoplankton of some freshwaters bodies from Zulia State (Venezuela). *Nova Hedwigia* 33: 279-339.

Zedler J & Kercher S. 2005. Wetland resources: status, trends, ecosystem services, and restorability. *Annu. Rev. Environ. Resour.* 30:39-74.

Consulta virtual

Acosta A, Gómez N, Rodríguez J y Rubiano K. 2009. Embalse San Rafael. <http://www.slideboom.com>, accedida el 26/09/2011.

Aguapedia. Estructura y Funcionamiento De Sistemas Lénticos. <http://prueba2.aguapedia.org>, accedida el 13/08/2011.

Banrepcultural. Lagos, Lagunas y Ciénagas. <http://www.banrepcultural.org>, accedida el 18/08/2011.

Castellanos C. Los Ecosistemas de Humedales en Colombia. <http://lunazul.ucaldas.edu.co>, accedida el 18/08/2011.

DAMA. 2000. Historia de los humedales de Bogotá con énfasis en cinco de ellos. Santafé de Bogotá. <http://www.sogeocol.edu.co>, accedida el 26/09/2011.

Fluoreciencia. Demanda Biológica de Oxígeno, Capitulo 18. http://200.69.103.48/comunidad/grupos/fluoreciencia/capitulos_fluoreciencia/calaguas_cap18.pdf, accedida el 05/10/2012.

Fluoreciencia. Conductividad Electrica, Capitulo 8. http://200.69.103.48/comunidad/grupos/fluoreciencia/capitulos_fluoreciencia/calaguas_cap8.pdf, accedida el 06/10/2012.

Google Earth. 2012. Accedida el 18/09/2012.

Gómez J y Arístegui J. Sistema Pelágicos y Bentónicos. Manual de Prácticas. <http://www.ulpgc.es>, accedida el 20/10/2011.

Guevara M. Estructuras Hidráulicas. Embalses. <http://artemisa.unicauca.edu.co>, accedida el 18/08/2011.

Humedales de Bogotá. www.bogota.gov.co, accedida el 18/08/2011.

hydrobio. Estado Trófico y Estados Alternativos. <http://hydrobio.fcien.edu.uy>, accedida el 13/08/2011.

<http://www.udca.edu.co>, accedida el 26/09/2011.

Moreno V, García JF& Villalba JC. 2005. Descripción general de los humedales de Bogotá, D.C. Sociedad Geográfica de Colombia. 28 pp. <http://www.sogeocol.com.co/documentos/humed.pdf>.

National Center for Biotechnology Information. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>. 27/10/2011.

Paramo. <http://www.paramo.org>, accedida el 26/09/2011.

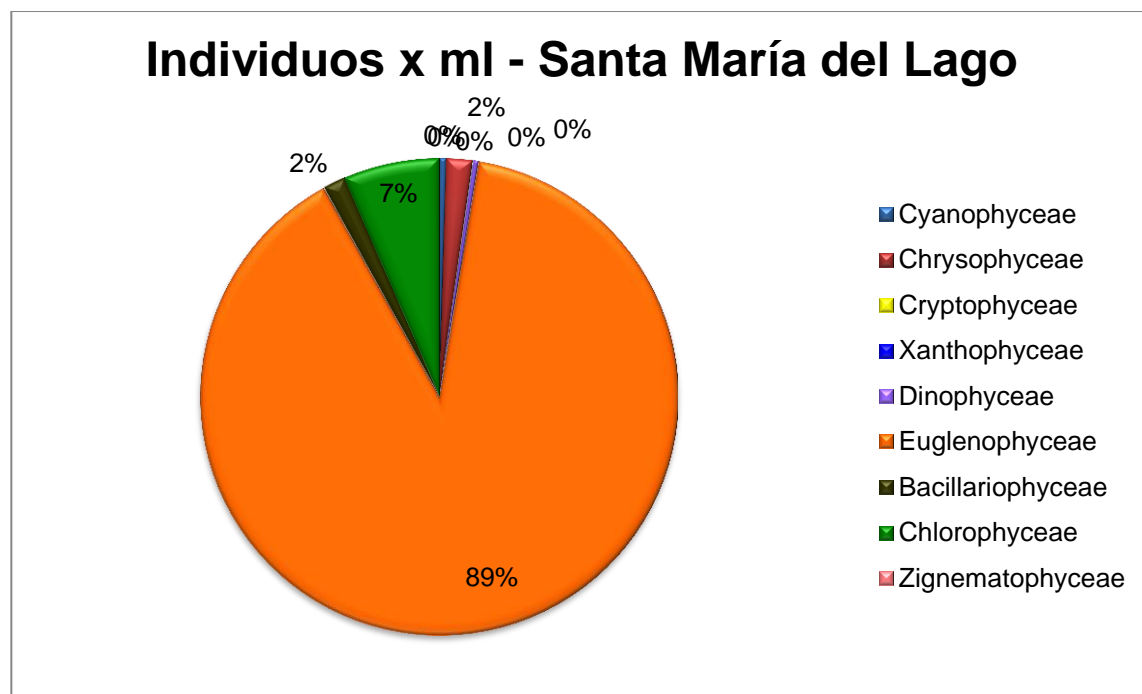
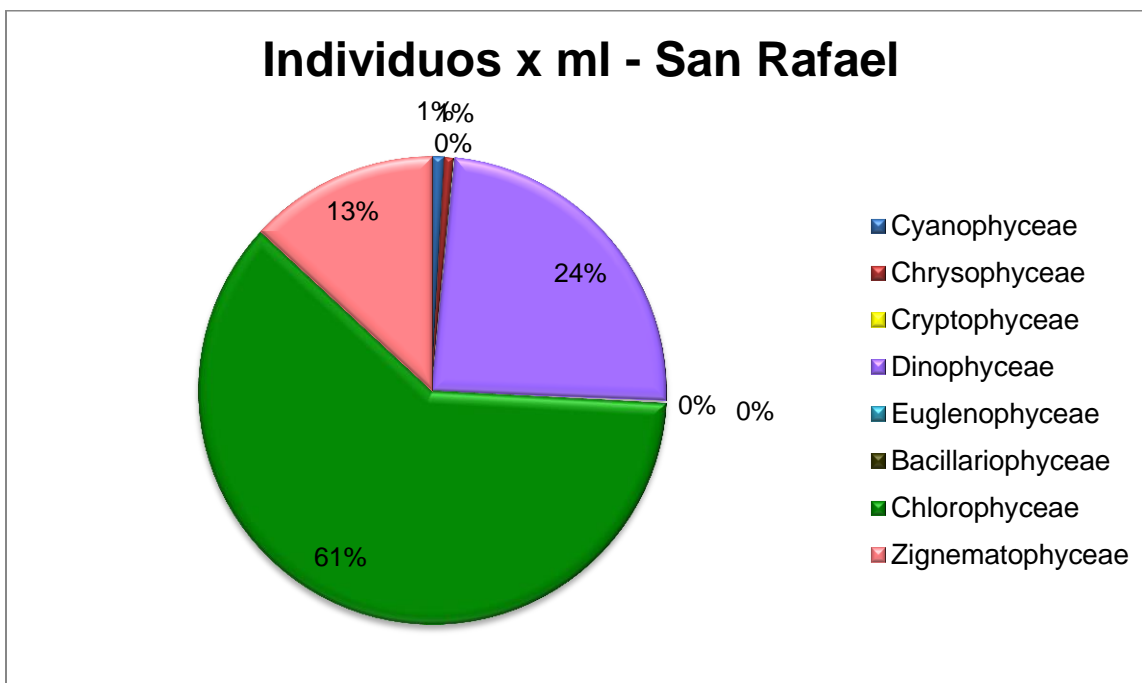
Represa de San Rafael. <http://www.ingetec.com.co>, accedida el 26/09/2011.

Sistema del Saprobios. <http://www.fcnym.unlp.edu.ar>, accedida el 26/09/2011.

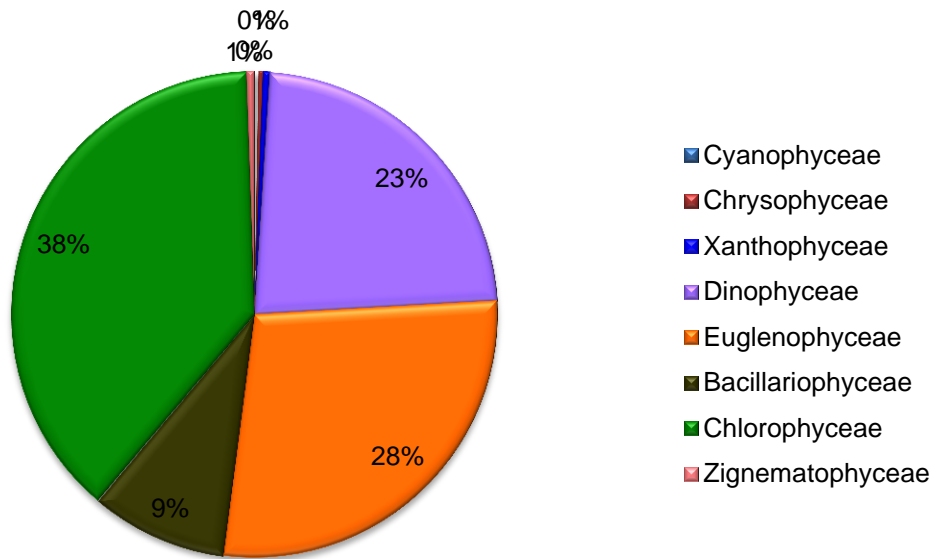
Vidal M. La materia orgánica y su procesado en los ecosistemas de aguas continentales.
<http://ocw.um.es>, accedida el 07/08/2012.

9. ANEXOS

Anexo 1. Tortas de abundancia de especies agrupadas por clases en cada sistema (época seca + época lluviosa).



Individuos x ml - Juan Amarillo



Anexo 2. Conteo de individuos x ml en cada sistema evaluado, por punto y por época.

Especies	JA. 1 ES	JA. 2 ES	JA. 3 ES	JA. 1. ELL	JA. 2. ELL	JA. 3. ELL	STA. 1 ES	STA. 2 ES	STA. 3 ES	STA. 1. ELL	STA. 2. ELL	STA. 3. ELL	SR. 1. ES	SR. 2 ES	SR. 3 ES	SR. 1. ELL	SR. 2. ELL	SR. 3. ELL	
<i>C. hirundinella</i>	1418.77	1243.98	2333.12	1680.89	862.83	545.29	0.50	0.00	0.00	0.17	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Oocystis</i> spp.	340.50	122.07	115.77	418.34	360.39	478.33	27.22	17.44	0.17	22.50	12.13	21.46	33.48	0.00	81.50	1.10	10.57	12.18	0.00
<i>T. volvocina</i>	688.10	377.85	516.49	1789.71	1725.66	2736.03	1361.09	1447.44	1576.81	963.08	1063.33	4979.31	0.00	0.00	0.00	0.30	1.76	0.00	0.00
<i>T. hispidia</i>	801.60	953.33	1300.13	8.37	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Peridinium cinctum</i>	92.22	348.78	445.25	167.41	154.34	286.36	0.00	0.00	25.36	0.00	20.22	0.00	92.57	164.48	52.87	2.40	17.62	33.48	0.00
<i>A. formosa</i>	42.56	139.51	106.86	912.41	1197.66	1214.95	0.00	0.00	0.00	18.00	0.00	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Uloditrix</i> sp.	42.56	52.32	17.81	8.37	0.00	9.37	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Monocaphidium setiforme</i>	92.22	75.57	53.43	1849.03	1377.95	1473.25	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Lepocircis salina</i>	85.13	63.94	53.43	25.11	193.17	239.16	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>P. longicauda</i>	28.38	17.44	53.43	25.11	25.76	28.70	0.00	11.63	12.38	9.00	8.08	0.33	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Cyclotella aquiculata</i>	35.47	29.07	0.00	8.37	12.88	9.37	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.97	0.00	8.81	0.40	3.52	9.13	0.00
<i>Tribonema</i> sp.	56.75	52.32	26.72	0.00	12.88	57.40	0.17	0.00	0.17	0.17	0.00	0.17	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Gymnodinium</i> sp.	7.09	52.32	62.34	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	25.60	431.75	85.91	7.70	96.92	94.36	0.00
<i>Chlorella vulgaris</i>	42.56	46.50	8.91	50.22	12.88	57.40	13.61	0.00	6.49	9.00	8.08	21.46	29.54	0.00	11.01	0.30	1.76	3.04	0.00
<i>Coelastrum cambricum</i>	42.56	17.44	17.81	41.85	25.76	38.27	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Mallomonas</i> spp.	42.56	17.44	17.81	16.74	0.00	28.70	54.44	17.44	58.40	13.50	20.22	21.46	15.76	0.00	2.20	0.00	1.76	9.13	0.00
<i>Chroococcus</i> sp.	14.19	17.44	0.00	0.00	12.88	28.70	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	11.82	26.43	0.00	0.20	0.00	0.00	0.00
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	7.09	5.81	8.91	33.48	38.63	38.27	0.00	0.00	0.00	13.50	16.18	0.00	3.94	0.10	0.00	0.20	1.76	0.00	0.00
<i>Cyclotella quadrata</i>	49.66	23.25	0.00	16.74	38.63	57.40	61.25	75.57	38.93	27.00	52.57	1.17	3.94	0.00	2.20	0.20	1.76	0.00	0.00
<i>Spirulina</i> sp.	21.28	5.81	0.00	0.20	0.00	0.20	0.00	0.00	0.17	4.50	0.00	0.17	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Staurastrum anachne</i>	28.38	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Scenedesmus quadricauda</i>	70.94	23.25	26.72	83.71	103.02	19.13	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Scenedesmus bicaudatus</i>	70.94	11.63	8.91	8.37	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Especies	JA. 1. ES	JA. 2. ES	JA. 3. ES	JA. 1. ELL	JA. 2. ELL	JA. 3. ELL	STA. 1. ES	STA. 2. ES	STA. 3. ES	STA. 1. ELL	STA. 2. ELL	STA. 3. ELL	SR. 1. ES	SR. 2. ES	SR. 3. ES	SR. 1. ELL	SR. 2. ELL	SR. 3. ELL
<i>Gyrosigma spenceri</i>	7,09	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Costerium</i> sp.	14,19	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,17	0,00	0,33	0,17	0,33	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Navicula</i> sp.	49,66	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,81	23,25	32,44	9,00	12,13	0,50	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Costerium acutum</i>	7,09	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Cymbella</i> sp.	14,19	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	5,81	0,00	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Cosmarium</i> sp.	28,38	0,00	0,00	25,11	25,76	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Euglena triparis</i>	7,09	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,81	0,00	12,98	4,50	12,13	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Staurastrum</i> sp.	7,09	5,81	8,91	16,74	0,00	38,27	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Tetraedon</i> sp.	7,09	0,00	0,00	0,00	0,20	28,70	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Pediastrum duplex</i>	0,00	0,00	8,91	8,37	12,88	9,57	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Costeropsis</i> sp.	0,00	0,00	0,00	184993	267863	223857	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Nephrocytium agardhianum</i>	0,00	17,44	0,00	25,11	25,76	28,70	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,97	0,00	0,00	0,80	5,29	0,00
<i>Dicryosphaerium pulchellum</i>	0,00	5,81	0,00	133993	167,41	162,63	10889	87,20	10382	40,50	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Aphanocapsa</i> sp.	0,00	0,00	0,00	30972	32195	287,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Piracis curvicauda</i>	0,00	0,00	0,00	8,37	0,00	0,20	0,00	0,00	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Scenedesmus</i> sp.	0,00	0,00	0,00	16,74	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Sphaerocystis</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	12,88	9,57	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Euglena acus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	19,13	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,10	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Gomphonema</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,81	0,00	0,00	0,17	0,50	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Lepocircis ovum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	61,25	63,94	45,42	9,00	20,22	64,39	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Kirchneriella oleosa</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,81	5,81	0,33	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Scenedesmus</i> cf. <i>armatus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	13,61	11,63	6,49	9,00	8,09	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Coelastrum microporum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,81	0,00	0,17	9,00	8,09	0,33	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Achnanthes brevipes</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,17	0,67	0,67	4,50	12,13	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Oscillatoria</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,17	17,44	6,49	22,50	0,17	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

Especies	JA. 1. ES	JA. 2. ES	JA. 3. ES	JA. 1. ELL	JA. 2. ELL	JA. 3. ELL	STA. 1. ES	STA. 2. ES	STA. 3. ES	STA. 1. ELL	STA. 2. ELL	STA. 3. ELL	SR. 1. ES	SR. 2. ES	SR. 3. ES	SR. 1. ELL	SR. 2. ELL	SR. 3. ELL
<i>Anabaena</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	4,50	4,04	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Rhodomonas</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	9,00	0,00	0,00	5,91	0,00	0,00	0,10	3,52	0,00
<i>Urogleia</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	9,00	0,33	21,46	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Placus orbicularis</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	4,50	16,18	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Elakathrix gelatinosa</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	13,50	0,00	0,00	333,92	375,95	440,56	8,30	109,26	164,37
<i>P. helioides</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,17	0,17	8,09	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Synedra</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	5,81	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Fragilaria leptostauron</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	5,81	0,17	0,00	4,04	21,46	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Strombomonas</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	4,04	0,00	0,00	2,94	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Synura uvella</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	12,13	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Cosmarium bioculatum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Sphaerocystis schroeteri</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	78,78	76,36	77,10	0,50	3,52	3,04
<i>Radiooccus nitidatus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	100,45	76,36	66,08	3,90	51,11	54,79
<i>Scenedesmus af. Granulatus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	128,02	117,48	81,50	2,30	33,48	133,93
<i>Arthrodesmus incus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	41,36	52,87	50,66	5,20	79,30	143,06
<i>Staurodesmus triangularis</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	17,73	5,87	0,00	0,10	1,76	0,00
<i>Cosmarium contractum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	27,57	23,50	41,85	0,90	19,38	66,97
<i>Oocystis lacustris</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	11,82	23,50	0,00	0,00	0,00	18,26
<i>Pleuroterium</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,97	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Spondylosium planum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,97	2,94	17,62	0,10	5,29	9,13
<i>Staurastrum gracile</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,97	0,00	4,41	0,00	0,00	0,00
<i>Costerium abruptum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,10	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Chodatella</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	29,37	44,06	0,40	7,05	6,09
<i>Staurastrum rotula</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,10	0,00	0,00	0,00	0,00
<i>Staurodesmus</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,09
<i>Staurastrum billardi</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	3,04
<i>Oocystis marssonii</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	6,09

Anexo 3. La tabla de clasificación de especies por divisiones taxonómicas (promedio de individuos x ml, por especie y por época climática, los totales son la suma de promedios).

Clases	Especies	JA. Seca	JA. Lluviosa	STA. Seca	STA. Lluviosa	SR. Seca	SR. Lluviosa	Total
Cyanophyceae	<i>Chroococcus</i> sp.	10,54	13,86	0,00	0,00	12,75	0,07	66,54
	<i>Spirulina</i> sp.	9,03	0,13	0,06	1,56	0,00	0,00	
	<i>Oscillatoria</i> sp.	0,00	0,00	8,03	7,61	0,00	0,00	
	<i>Anabaena</i> sp.	0,00	0,00	0,00	2,90	0,00	0,00	
	Total	19,57	13,99	8,09	12,07	12,75	0,07	
Chrysophyceae	<i>Uroglena</i> sp.	0,00	0,00	0,00	10,27	0,00	0,00	14,31
	<i>Synura uvella</i>	0,00	0,00	0,00	4,04	0,00	0,00	
	<i>Mallomonas</i> spp.	25,94	15,15	43,43	18,39	5,99	3,63	
	Total	0,00	0,00	0,00	14,31	0,00	0,00	
Chryptophyceae	<i>Rhodomonas</i> sp.	0,00	0,00	0,00	3,00	1,97	1,21	6,18
	Total	0,00	0,00	0,00	3,00	1,97	1,21	
Xanthophyceae	<i>Tribonema</i> sp.	45,26	23,43	0,11	0,11	0,00	0,00	68,91
	Total	45,26	23,43	0,11	0,11	0,00	0,00	
Dinophyceae	<i>Ceratium hirundinella</i>	1665,29	1033,00	0,17	0,06	15,93	2,68	3643,25
	<i>Peridinium cinctum</i>	295,42	206,17	8,65	6,74	103,31	17,84	
	<i>Gymnodinium</i> sp.	40,58	0,00	0,00	0,00	181,09	66,33	
	Total	2001,29	1239,17	8,82	6,80	300,33	86,85	
Euglenophyceae	<i>Trachelomonas volvocina</i>	527,48	2087,13	1461,78	2335,37	0,00	0,69	7851,30
	<i>Trachelomonas hispida</i>	1018,36	2,79	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Lepocinclis salina</i>	67,50	152,48	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Phacus longicauda</i>	33,08	26,52	8,20	5,81	0,00	0,00	
	<i>Euglena tripteris</i>	2,36	0,00	6,59	5,60	0,00	0,00	
	<i>Phacus curvicauda</i>	0,00	2,86	0,06	0,00	0,00	0,00	
	<i>Euglena acus</i>	0,00	6,44	0,00	0,00	0,03	0,00	
	<i>Lepocinclis ovum</i>	0,00	0,00	56,87	31,20	0,00	0,00	
	<i>Phacus orbicularis</i>	0,00	0,00	0,00	6,89	0,00	0,00	
	<i>Phacus helikoides</i>	0,00	0,00	0,06	2,81	0,00	0,00	
	<i>Strombomonas</i> sp.	0,00	0,00	0,00	1,35	0,98	0,00	
Total	1648,78	2278,23	1533,56	2389,03	1,01	0,69		
Bacillariophyceae	<i>Asterionella formosa</i>	96,31	1108,34	0,00	6,11	0,00	0,00	1341,37
	<i>Cyclotella meneghiniana</i>	7,27	36,79	0,00	9,89	1,35	0,65	
	<i>Gyrosigma spenceri</i>	2,36	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Navicula</i> spp.	16,55	0,00	20,83	7,21	0,00	0,00	
	<i>Cymbella</i> sp.	4,73	0,00	1,94	0,06	0,00	0,00	
	<i>Gomphonema</i> sp.	0,00	0,00	2,27	0,22	0,00	0,00	
	<i>Achnanthes brevipes</i>	0,00	0,00	0,50	5,54	0,00	0,00	
	<i>Synedra</i> sp.	0,00	0,00	1,94	0,00	0,00	0,00	
	<i>Fragilaria leptostauron</i>	0,00	0,00	1,99	8,50	0,00	0,00	
	Total	127,23	1145,13	29,47	37,54	1,35	0,65	
Chlorophyceae	<i>Oocystis</i> spp.	192,78	419,15	14,94	18,70	38,33	7,95	6657,84
	<i>Ulothrix</i> sp.	37,56	5,98	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Monoraphidium setiforme</i>	73,74	1500,08	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Crucigeniella apiculata</i>	21,51	10,27	0,00	0,00	3,59	4,35	
	<i>Chlorella vulgaris</i>	32,66	40,17	6,70	12,85	13,52	1,70	
	<i>Coelastrum cambricum</i>	25,94	35,29	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Crucigenia quadrata</i>	24,30	37,59	58,58	26,91	2,05	0,65	
	<i>Scenedesmus quadricauda</i>	40,30	68,62	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Scenedesmus bicaudatus</i>	30,49	2,79	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Tetraedron</i> sp.	2,36	9,63	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Pediastrum duplex</i>	2,97	10,27	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Closteriopsis</i> sp.	0,00	2255,71	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Nephrocitium agardhianum</i>	5,81	26,52	0,00	0,00	0,66	2,03	
	<i>Dictyosphaerium pulchellum</i>	1,94	154,66	99,97	13,50	0,00	0,00	
	<i>Aphanocapsa</i> sp.	0,00	306,22	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Scenedesmus</i> sp.	0,00	5,58	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Sphaerocystis</i> sp.	0,00	7,48	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Kirchneriella obesa</i>	0,00	0,00	4,32	0,00	0,00	0,00	
	<i>Scenedesmus armatus</i>	0,00	0,00	10,58	5,70	0,00	0,00	
	<i>Coelastrum microporum</i>	0,00	0,00	2,32	5,81	0,00	0,00	
	<i>Elakatothrix gelatinosa</i>	0,00	0,00	0,00	4,50	403,48	93,98	
	<i>Sphaerocystis schroeteri</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	77,42	2,36	
	<i>Radiococcus nimbatu</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	80,97	36,60	
	<i>Scenedesmus af. Granulatus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	109,00	56,57	
	<i>Oocystis lacustris</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	11,77	6,09	
	<i>Chodatella</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	24,48	4,51	
	<i>Oocystis marssonii</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,03	
Total	492,37	4896,02	197,41	87,97	765,25	218,82		
Zignematophyceae	<i>Staurastrum anachne</i>	9,46	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	280,01
	<i>Closterium</i> sp.	4,73	0,00	0,17	0,22	0,00	0,00	
	<i>Closterium acutum</i>	2,36	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Cosmarium</i> spp.	9,46	16,96	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Staurastrum</i> sp.	7,27	18,34	0,00	0,00	0,00	0,00	
	<i>Cosmarium bioculatum</i>	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,00	
	<i>Arthrodesmus incus</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	48,30	75,85	
	<i>Staurodesmus triangularis</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	7,87	0,62	
	<i>Cosmarium contractum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	30,97	29,08	
	<i>Pleurotaenium</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,66	0,00	
	<i>Spondylosium planum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	7,51	4,84	
	<i>Staurastrum gracile</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	2,13	0,00	
	<i>Closterium abruptum</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,03	0,00	
	<i>Staurastrum rotula</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,03	0,00	
	<i>Staurodesmus</i> sp.	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,03	
	<i>Staurastrum bullardii</i>	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,01	
Total	33,28	35,29	0,17	0,33	97,50	113,44		

Anexo 4. Identificación taxonómica de las morfoespecies fitoplanctónicas encontradas en los tres sistemas evaluados (Juan Amarillo, Sta. María del Lago y San Rafael).

Clase: Cyanophyceae

Orden: Chroococcales

Familia: Chroococcaceae

Género: *Aphanocapsa* (Nägeli, 1849)

Especie: *Aphanocapsa* sp.

Género: *Chroococcus* (Nägeli, 1849)

Especie: *Chroococcus* sp.

Género: *Merismopedia* (Meyen, 1839)

Especie: *Merismopedia* sp.

Orden: Nostocales

Familia: Oscillatoriaceae

Género: *Spirulina* (Turpin ex Gomont, 1892)

Especie: *Spirulina* sp.

Spirulina jenniferi

Género: *Oscillatoria* (Vaucher ex Gomont, 1892)

Especie: *Oscillatoria* sp.

Familia: Nostocaceae

Género: *Anabaena* (Bory de Saint-Vincent ex Bornet & Flahault, 1886)

Especie: *Anabaena* sp.

Clase: Chrysophyceae

Orden: Rhizochrysidales

Familia: Synuraceae

Género: *Mallomonas* (Perty, 1852)

Especie: *Mallomonas* sp. (1)

Mallomonas sp. (2)

Orden: Ochromonadales

Familia: Synuraceae

Género: *Synura* (Ehrenberg, 1834)

Especie: *Synura uvella*

Familia: Ochromonadaceae

Género: *Uroglena* (Ehrenberg, 1834)

Especie: *Uroglena* sp.

Clase: Xanthophyceae

Orden: Heterogloeaceae

Familia: Heterogloeaceae

Género: *Gloeochloris* (Korshikov, 1932)

Especie: *Gloeochloris* sp.

Orden: Tribonematales

Familia: Tribonemataceae

Género: *Tribonema* (Derbès & Solier, 1851)

Especie: *Tribonema* sp.

Clase: Cryptophyceae

Orden: Cryptomonadales

Familia: Cryptomonadaceae

Género: *Rhodomonas* (Karsten, 1898)

Especie: *Rhodomonas* sp.

Clase: Dinophyceae

Orden: Peridinales

Familia: Ceratiaceae

Género: *Ceratium*

Especie: *Ceratium hirundinella* (Dujardin, 1841)

Familia: Peridiniaceae

Género: *Peridinium* (Ehrenberg, 1832)

Especie: *Peridinium cinctum*

Orden: Gymnodiniales

Familia: Gymnodiniaceae

Género: *Gymnodinium* (Ehrenberg, 1836)

Especie: *Gymnodinium* sp. (1)

Gymnodinium sp. (2)

Clase: Euglenophyceae

Orden: Euglenales

Familia: Euglenaceae

Género: *Trachelomonas* (Ehrenberg, 1835)

Especie: *Trachelomonas hispida*

Trachelomonas volvocina

Género: *Phacus* (Dujardin 1841)

Especie: *Phacus longicauda* (Dujardin 1841)

Phacus curvicauda

Phacus tortus

Phacus helikoides (Pochmann, 1942)

Phacus orbicularis (K.Hübner, 1886)

Género: *Lepocinclis* (Perty, 1849)

Especie: *Lepocinclis ovum*

Lepocinclis salina (F.E.Fritsch 1914)

Lepocinclis sp.

Género: *Euglena* (Ehrenberg, 1830)

Especie: *Euglena tripteris*

Euglena sp. (1)

Euglena sp. (2)

Euglena acus

Género: *Strombomonas* (Deflandre, 1930)

Especie: *Strombomonas sp.*

Clase: Bacillariophyceae

Orden: Pennales

Suborden: Araphidineae

Familia: Diatomaceae

Género: *Asterionella*

Especie: *Asterionella Formosa* (Hassall 1850)

Género: *Synedra* (Ehrenberg, 1830)

Especie: *Sinedra sp.*

Género: *Fragilaria* (Lyngbye, 1819)

Especie: *Fragilaria leptostauron*

Familia: Naviculaceae

Género: *Gyrosigma* (Hassall, 1845)

Especie: *Gyrosigma* af. *Spenceri*

Género: *Navicula* (Bory de Saint-Vincent, 1822)

Especie: *Navicula* sp.

Género: *Amphora* (Ehrenberg ex Kützing, 1844)

Especie: *Amphora* sp.

Género: *Cymbella* (C.Agardh, 1830)

Especie: *Cymbella* sp.

Género: *Gomphonema* (Ehrenberg, 1832)

Especie: *Gomphonema* sp.

Suborden: Raphidineae

Familia: Achnantheae

Género: *Achnanthes* (Bory de Saint-Vincent, 1822)

Especie: *Achnanthes* sp.

Achnanthes af. *Brevipes*

Orden: Centrales

Suborden: Coscinodiscineae

Familia: Melosiraceae

Género: *Melosira* (C.Agardh, 1824)

Especie: *Melosira* sp.

Familia: Thalassiosiraceae

Género: *Cyclotella* (Brébisson, 1838)

Especie: *Cyclotella meneghiniana*

Clase: Chlorophyceae y Zignematophyceae

Orden: Chlorococcales

Familia: Oocystaceae

Género: *Oocystis* (Nägeli ex A.Braun, 1855)

Especie: *Oocystis* spp.

Oocystis borgei (J.Snow, 1903)

Oocystis marssonii (Lemmermann, 1898)

Oocystis lacustris

Género: *Monoraphidium* (Komárková-Legnerová, 1969)

Especie: *Monoraphidium* sp.

Género: *Chlorella* (M.Beijerinck, 1890)

Especie: *Chlorella* sp. (1)

Chlorella sp. (2)

Chlorella vulgaris

Género: *Nephrocytium* (Nägeli, 1849)

Especie: *Nephrocytium agardhianum*

Género: *Closteriopsis* (Lemmermann, 1899)

Especie: *Closteriopsis* sp.

Género: *Kirchneriella* (Schmidle, 1893)

Especie: *Kirchneriella obesa*

Familia: Palmelleceae

Género: *Sphaerocystis* (R.Chodat, 1897)

Especie: *Sphaerocystis* sp.

Sphaerocystis schroeteri

Familia: Scenedesmaceae

Género: *Coelastrum* (Nägeli, 1849)

Especie: *Coelastrum cambricum*

Coeltastrum microporum

Género: *Crucigenia* (Morren, 1830)

Especie: *Crucigenia quadrata*

Género: *Crucigeniella*

Especie: *Crucigeniella apiculata*

Género: *Scenedesmus* (Meyen, 1829)

Especie: *Scenedesmus arcuatus* (Lemmermann, 1899)

Scenedesmus quadricauda

Scenedesmus bicaudatus

Scenedesmus sp. (1)

Scenedesmus af. *Armatus*

Scenedesmus af. *Brevispina*

Scenedesmus af. *Granulatus*

Familia: Hydrodictyaceae

Género: *Pediastrum*

Especie: *Pediastrum duplex*

Familia: Dictyosphaeriaceae

Género: *Dictyosphaerium* (Nägeli, 1849)

Especie: *Dictyosphaerium pulchellum*

Familia: Dictyosphaeriaceae

Género: *Botryococcus*

Especie: *Botryococcus* sp.

Familia: Coccomyxaceae

Género: *Elakatothrix* (Wille, 1898)

Especie: *Elakatothrix gelatinosa*

Familia: Radiococcaceae

Género: *Radiococcus* (Schmidle, 1902)

Especie: *Radiococcus nimbatus*

Orden: Zignematales

Familia: Desmidiaceae

Género: *Staurastrum* (Meyen ex Ralfs, 1848)

Especie: *Staurastrum* sp. (1)

Staurastrum sp. (2)

Staurastrum sp. (3)

Staurastrum sp. (4)

Staurastrum anachne

Staurastrum gracile

Staurastrum chaetoceras

Staurastrum rotula

Staurastrum setigerum

Género: *Cosmarium* (Corda ex Ralfs, 1848)

Especie: *Cosmarium* sp. (1)

Cosmarium sp. (2)

Cosmarium sp. (3)

Cosmarium bioculatum

Cosmarium contractum

Cosmarium af. *quadrifarium*

Género: *Arthrodesmus* (Ehrenberg ex Ralfs, 1848)

Especie: *Arthrodesmus octocornis*

Arthrodesmus incus

Género: *Closterium* (Nitzsch ex Ralfs, 1848)

Especie: *Closterium* sp.

Closterium abruptum

Género: *Staurodesmus* (Teiling, 1948)

Especie: *Staurodesmus* sp.

Staurodesmus triangularis

Género: *Spondylosium* (Brébisson ex Kützing, 1849)

Especie: *Spondylosium planum*

Género: *Xanthidium* (Ehrenberg ex Ralfs, 1848)

Especie: *Xanthidium antilopaeum*

Xanthidium sp.

Género: *Euastrum* (Ehrenberg ex Ralfs, 1848)

Especie: *Euastrum affine*

Género: *Pleurotaenium* (Nägeli, 1849)

Especie: *Pleurotaenium* sp.

Pleurotaenium coronatum

Género: *Micrasterias* (C.Agardh ex Ralfs, 1848)

Especie: *Micrasterias* af. *arcuata*

Familia: Mesotaeniaceae

Género: *Genicularia* (Bary, 1858)

Especie: *Genicularia* sp.

Orden: Ulothricales

Familia: Ulothricaceae

Género: *Ulothrix* (Kützing, 1833)

Familia: Microsporaceae

Género: *Microspora* (Thuret, 1850)

Especie: *Microspora* sp.

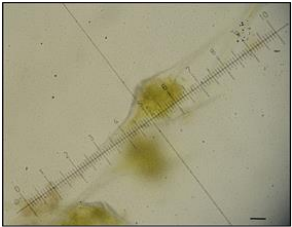

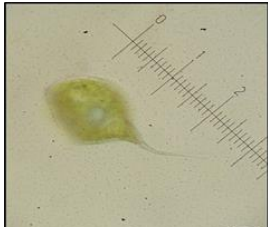
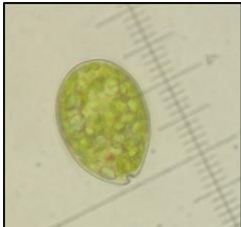
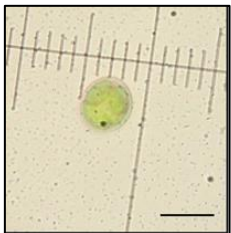
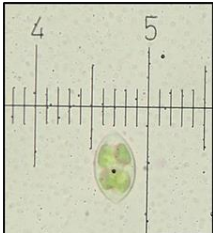
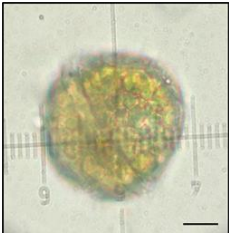

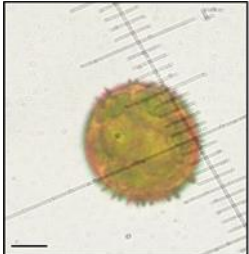
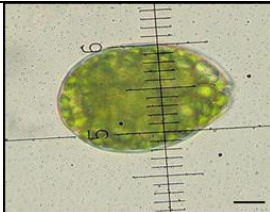

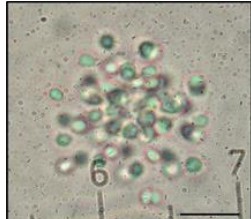
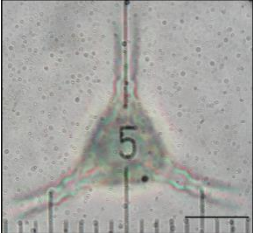

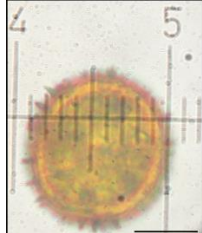
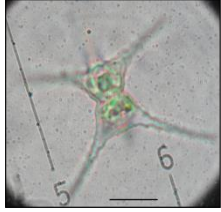
Orden: Tetrasporales

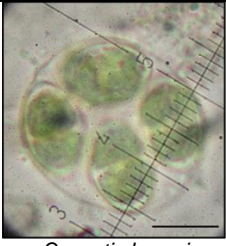
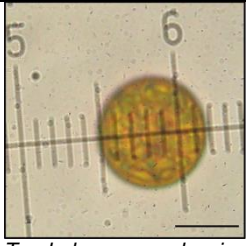
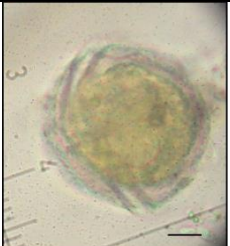


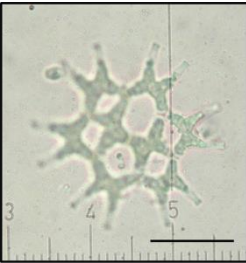

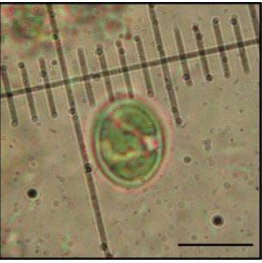
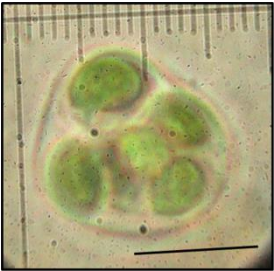
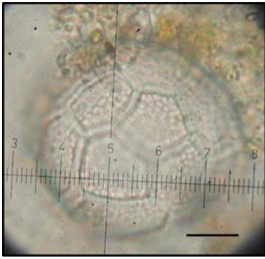
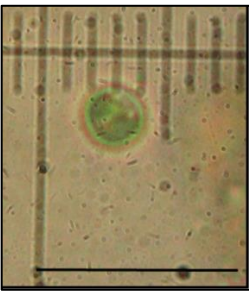

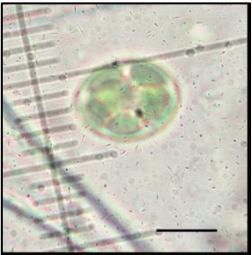
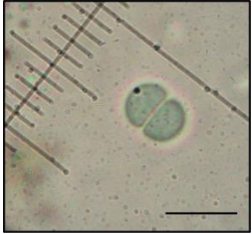
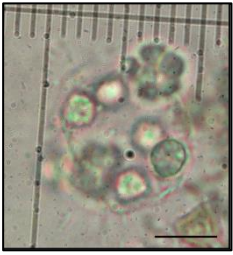

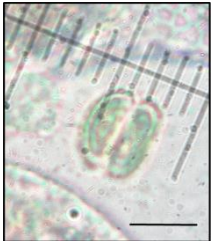
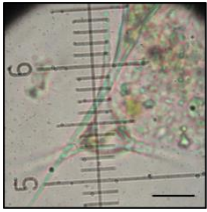
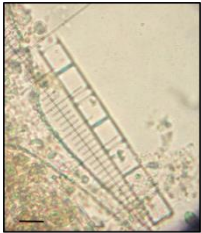
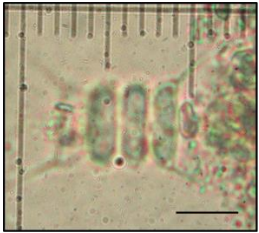
Familia: Asterococcaceae

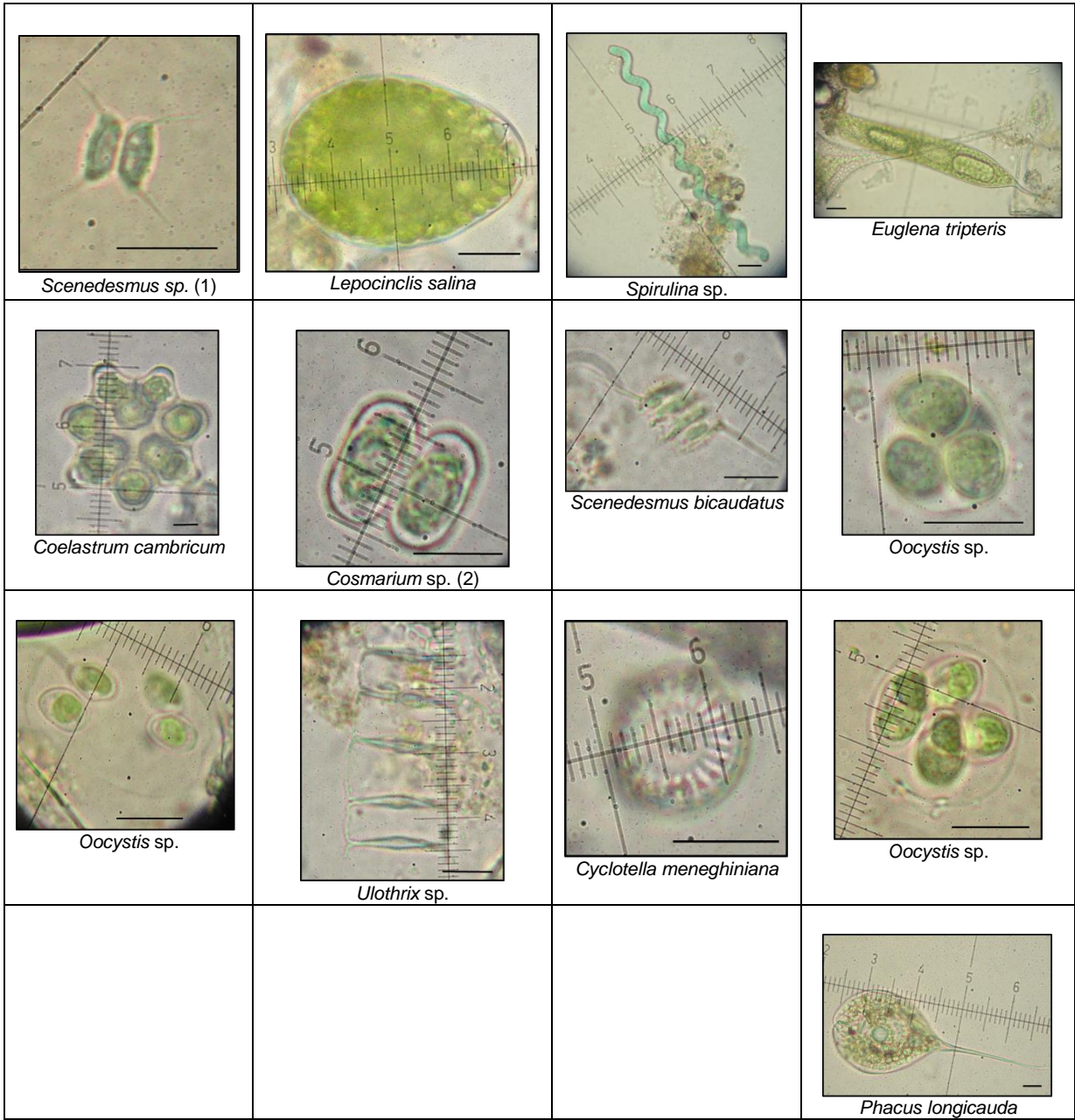
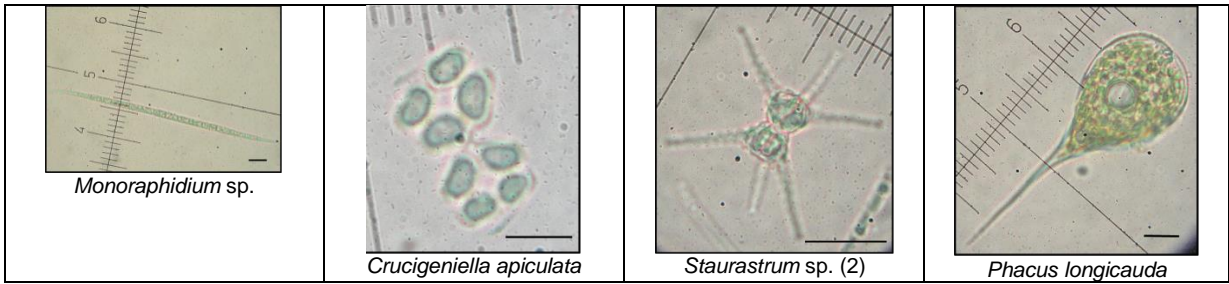
Género: *Chlamydocapsa* (Fott, 1972)

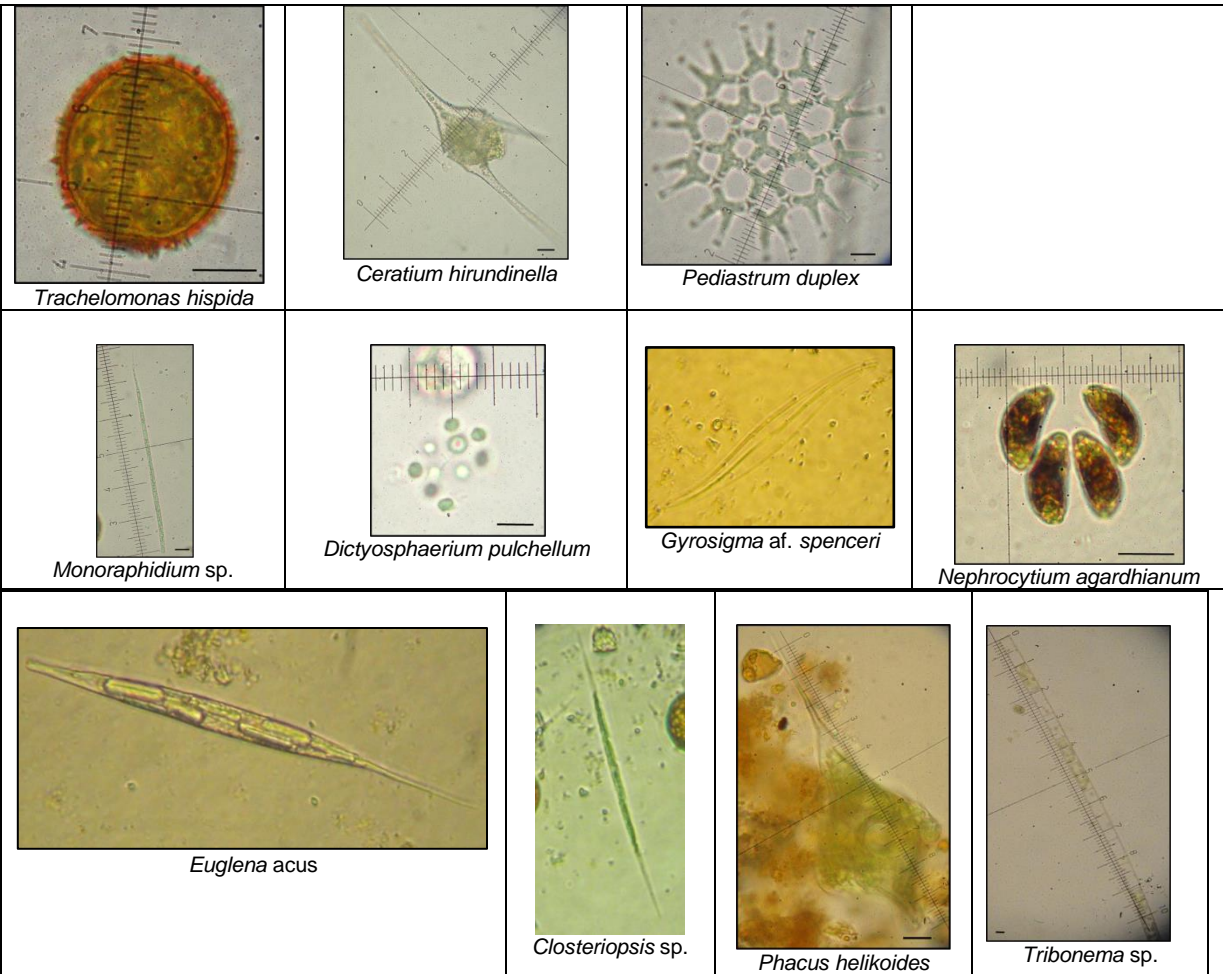
Especie: *Chlamydocapsa planctónica*

Anexo 5. Registro fotográfico morfoespecies fitoplanctónicas del humedal Juan Amarillo.

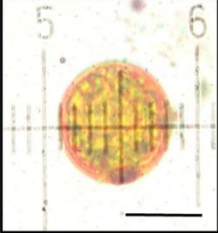
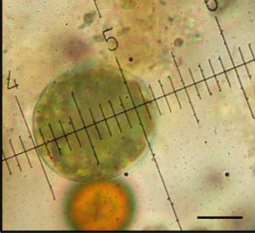
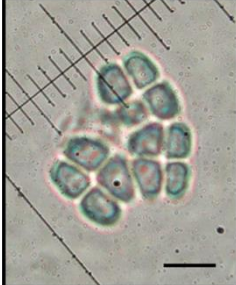
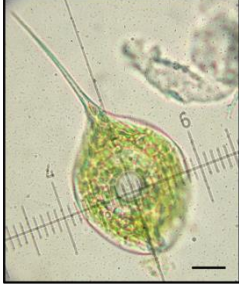
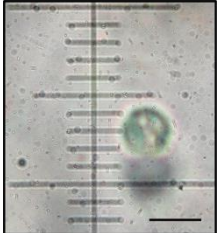
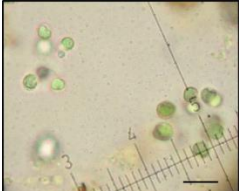
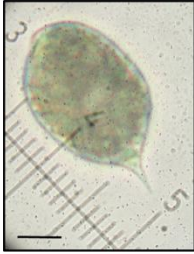

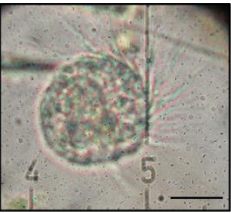
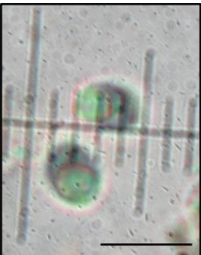
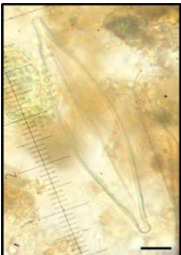
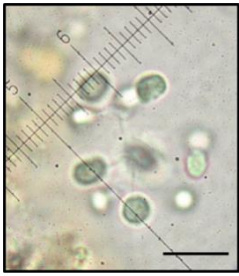
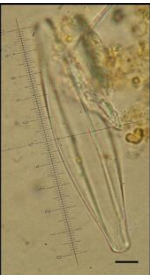

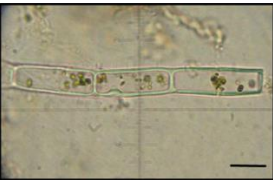
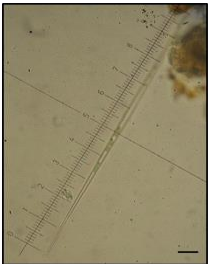
 <p><i>Ceratium hirundinella</i></p>	 <p><i>Trachelomonas hispida</i></p>	 <p><i>Phacus longicauda</i></p>	 <p><i>Lepocinclis salina</i></p>
 <p><i>Gloeochloris</i> sp.</p>	 <p><i>Oocystis</i> sp.</p>	 <p><i>Gymnodinium</i> sp. (1)</p>	 <p><i>Phacus longicauda</i></p>
 <p><i>Trachelomonas hispida</i></p>	 <p><i>Lepocinclis salina</i></p>	 <p><i>Coelastrum cambricum</i></p>	 <p><i>Aphanocapsa</i> sp.</p>
 <p><i>Staurastrum</i> sp. (1)</p>	 <p><i>Crucigenia quadrata</i></p>	 <p><i>Trachelomonas hispida</i></p>	 <p><i>Staurastrum anachne</i></p>

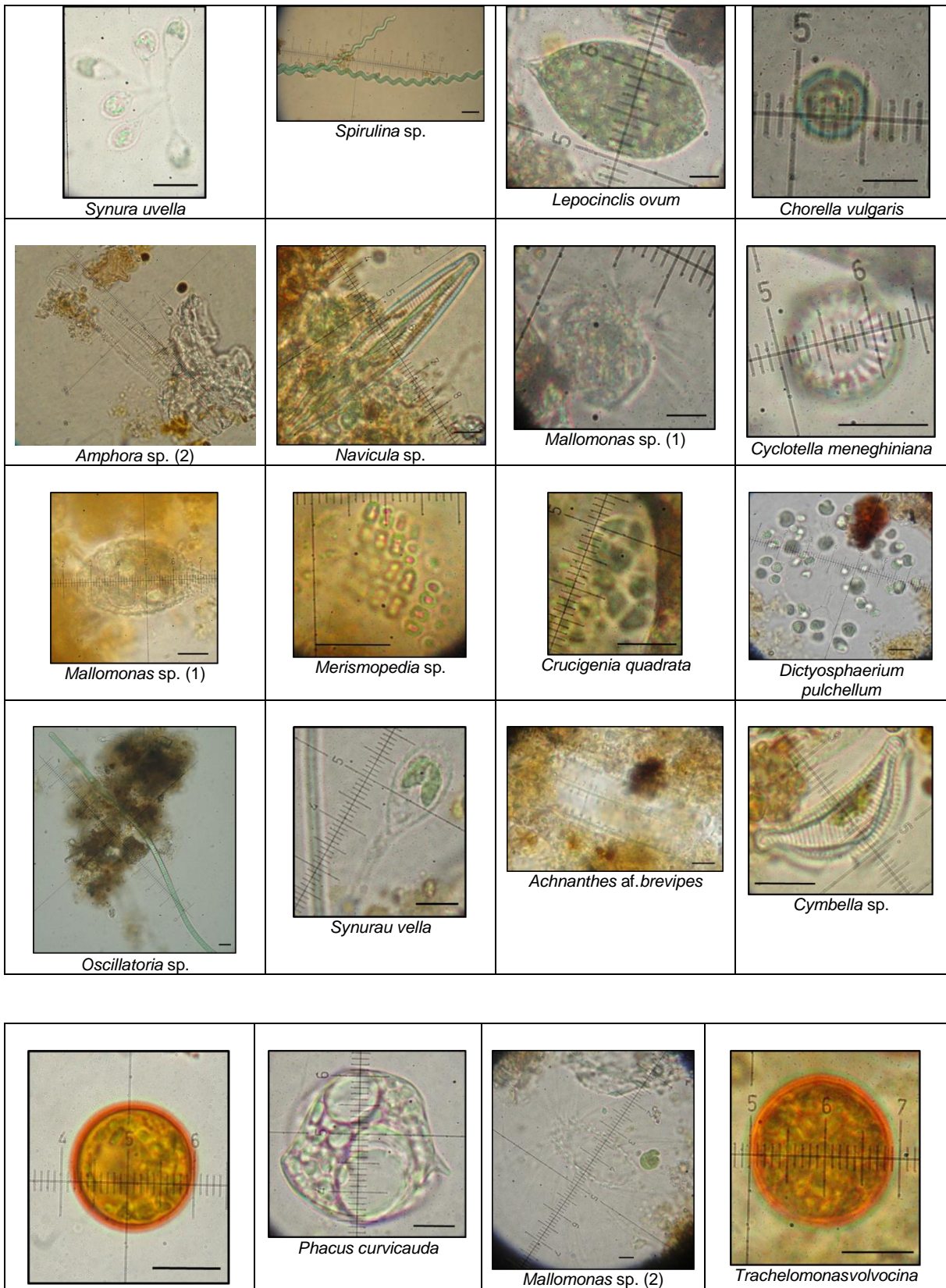
 <i>Oocystis borgei</i>	 <i>Trachelomonas volvocina</i>	 <i>Gymnodinium sp. (2)</i>	 <i>Asterionella Formosa</i>
 <i>Monoraphidium sp.</i>	 <i>Pediastrum sp.</i>	 <i>Peridinium cinctum</i>	 <i>Chlorella sp. (1)</i>
 <i>Oocystis marssonii</i>	 <i>Peridinium cinctum</i>	 <i>Chlorella vulgaris</i>	 <i>Mallomonas sp. (1)</i>
 <i>Oocystis sp.</i>	 <i>Chroococcus sp.</i>	 <i>Sphaerocystis sp.</i>	 <i>Scenedesmus arcuatus</i>
 <i>Cosmarium sp. (1)</i>	 <i>Staurastrum gracile</i>	 <i>Melosira sp.</i>	 <i>Scenedesmus quadricauda</i>


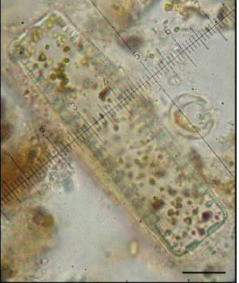
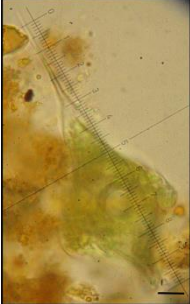

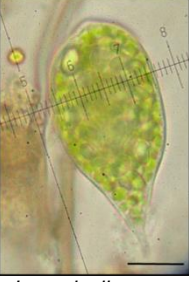
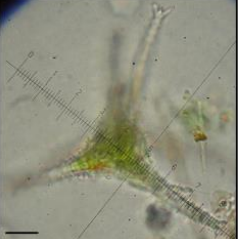

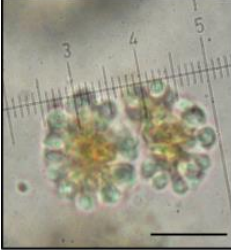



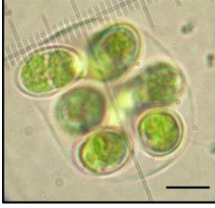
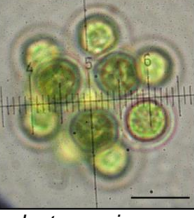
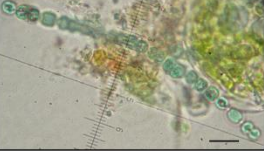
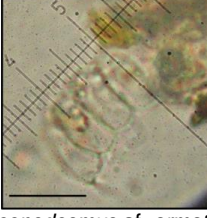
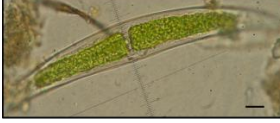
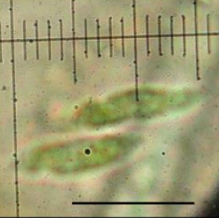
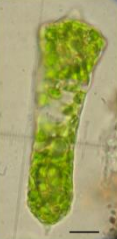




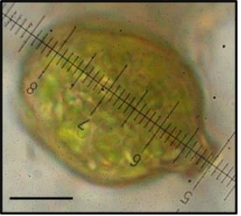
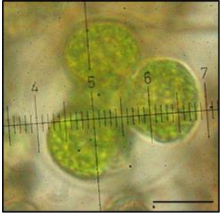
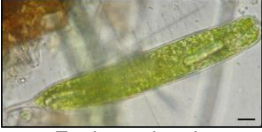
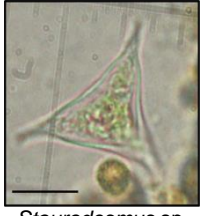

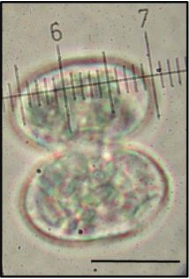
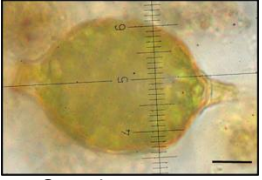
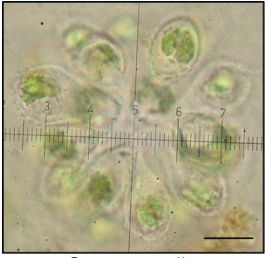
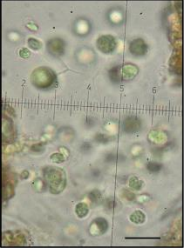
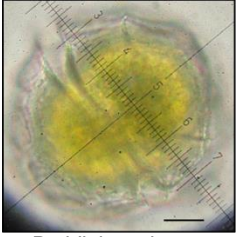

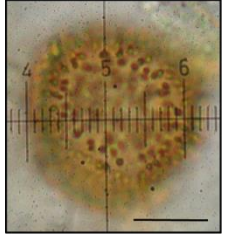
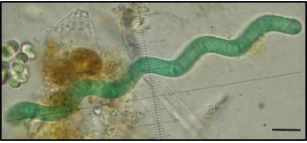


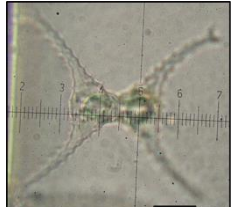



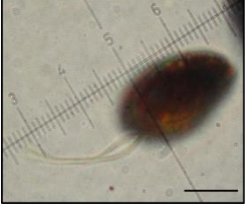


Anexo 6. Registro fotográfico morfoespecies fitoplanctónicas del humedal Santa María del Lago.

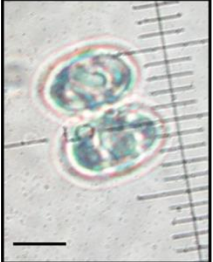
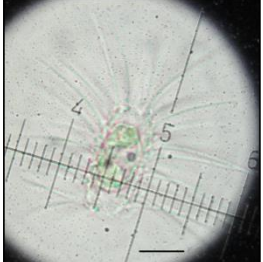
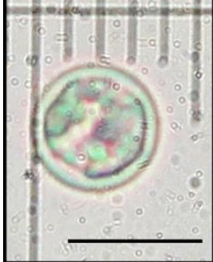
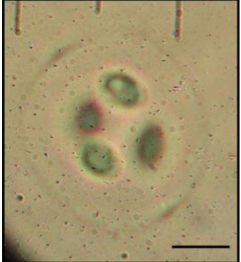
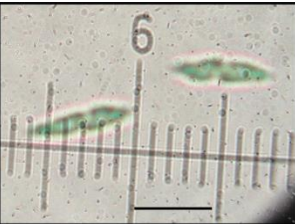
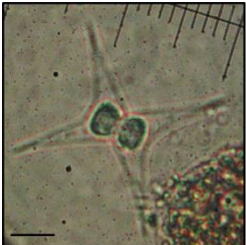

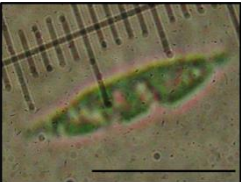
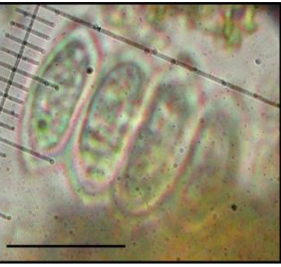

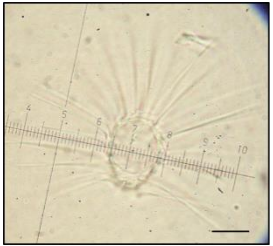
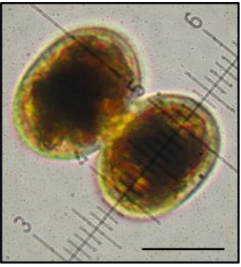
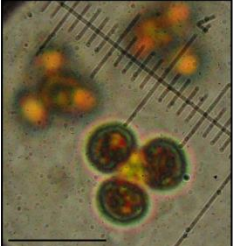
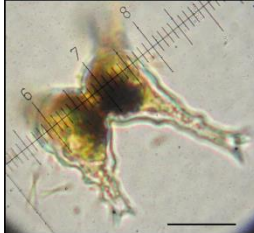

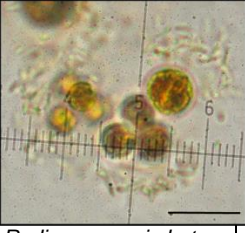
 <p><i>Trachelomonas volvocina</i></p>	 <p><i>Lepocinclis sp.</i></p>	 <p><i>Crucigeniella apiculata</i></p>	 <p><i>Phacus longicauda</i></p>
 <p><i>Chlorella vulgaris</i></p>	 <p><i>Dictyosphaerium pulchellum</i></p>	 <p><i>Lepocinclis ovum</i></p>	 <p><i>Ceratium hirundinella</i></p>
 <p><i>Mallomonas sp. (1)</i></p>	 <p><i>Chlorella sp. (2)</i></p>	 <p><i>Navicula sp.</i></p>	 <p><i>Dictyosphaerium pulchellum</i></p>
 <p><i>Amphora sp. (1)</i></p>	 <p><i>Achnanthes sp.</i></p>	 <p><i>Tribonema sp.</i></p>	 <p><i>Synedra sp.</i></p>

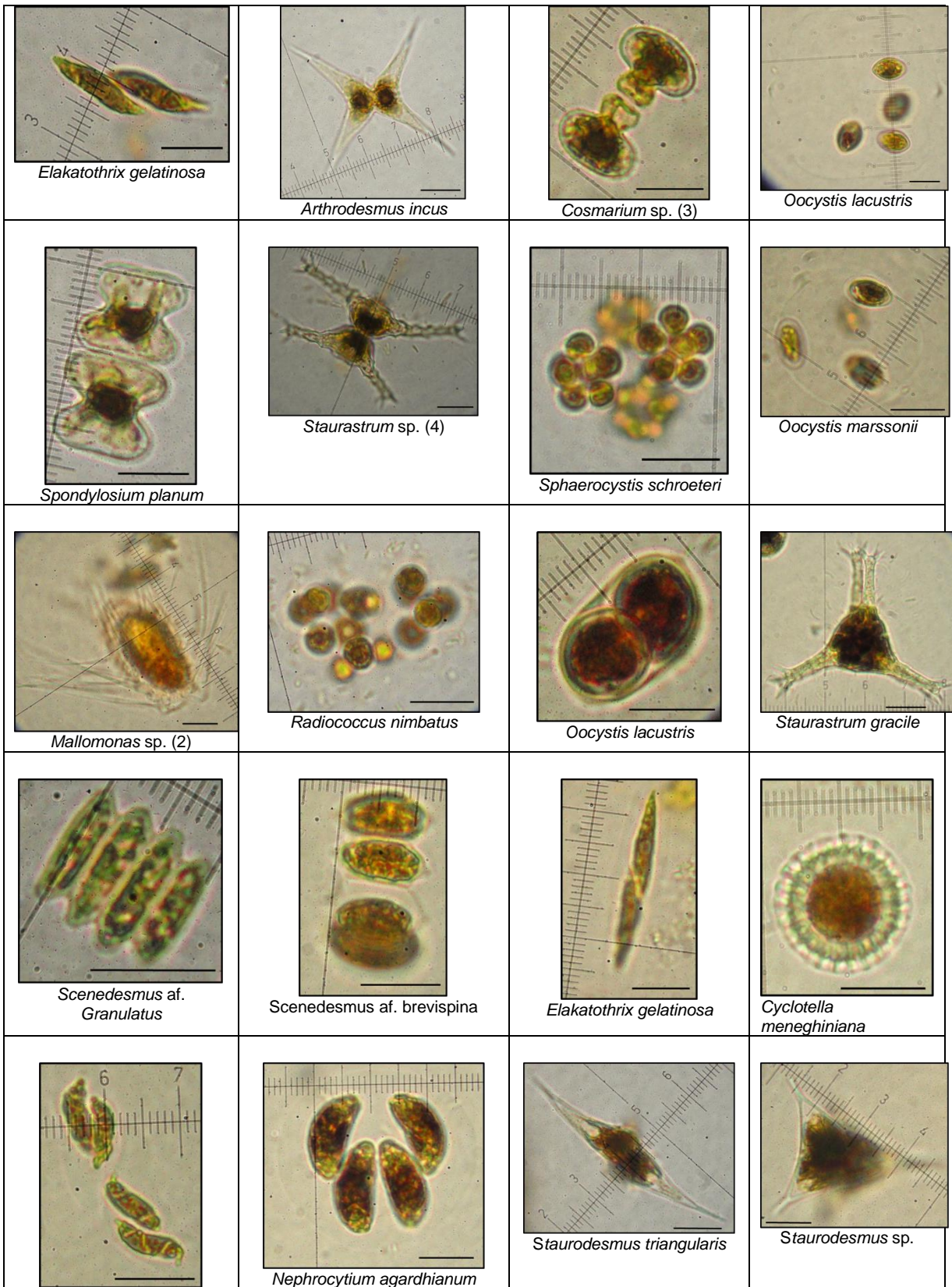



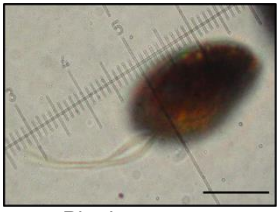
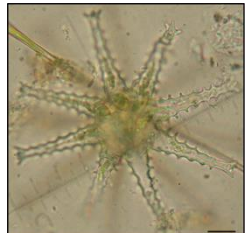



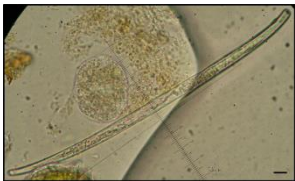
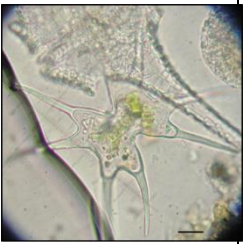
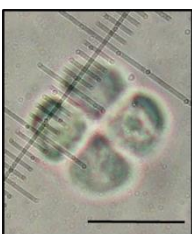
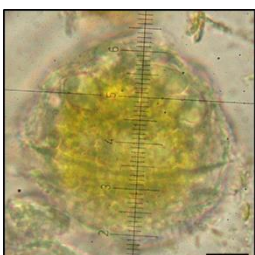
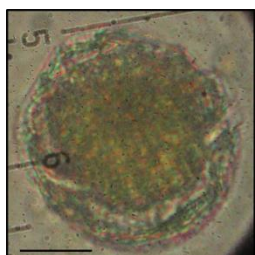
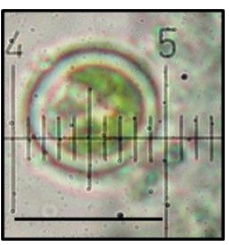

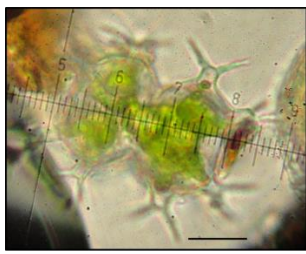
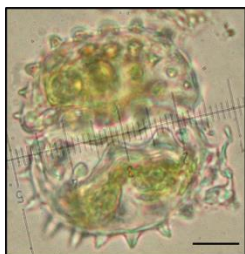
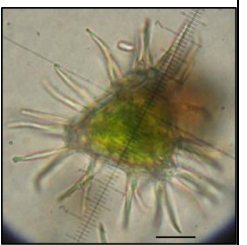
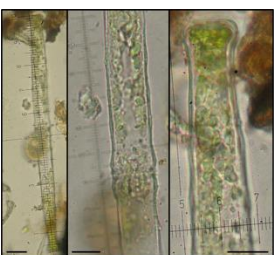


<i>Trachelomonas volvocina</i>			
			
<i>Phacus tortus</i>	<i>Achnanthes af. brevipes</i>	<i>Phacus helicoides</i>	<i>Arthrodesmus octocornis</i>
			
<i>Lepocinclis ovum</i>	<i>Staurostrum gracile</i>	<i>Genticularia sp.</i>	<i>Botryococcus sp.</i>
			
<i>Microspora sp.</i>	<i>Gomphonema sp.</i>	<i>Strombomonas sp.</i>	<i>Oocystis marssonii</i>
			
<i>Coelastrum microporum</i>	<i>Anabaena sp.</i>	<i>Scenedesmus af. armatus</i>	<i>Closterium sp.</i>
			
<i>Elakatothrix gelatinosa</i>	<i>Euglena sp. (1)</i>	<i>Phacus helicoides</i>	<i>Staurostrum sp. (3)</i>




 <p><i>Strombomonas</i> sp.</p>	 <p><i>Oocystis</i> sp.</p>	 <p><i>Euglena tripteris</i></p>	 <p><i>Staurodesmus</i> sp.</p>
 <p><i>Phacus orbicularis</i></p>	 <p><i>Cosmarium bioculatum</i></p>	 <p><i>Strombomonas</i> sp.</p>	 <p><i>Synura uvella</i></p>
 <p><i>Dictyosphaerium pulchellum</i></p>	 <p><i>Peridinium cinctum</i></p>	 <p><i>Kirchneriella obesa</i></p>	 <p><i>Uroglena</i> sp.</p>
 <p><i>Spirulina jenneri</i></p>	 <p><i>Kirchneriella obesa</i></p>	 <p><i>Trachelomonas hispida</i></p>	 <p><i>Staurastrum chaetoceras</i></p>
 <p><i>Lepocinclis ovum</i></p>	 <p><i>Fragilaria leptostauron</i></p>	 <p><i>Euglena</i> sp. (2)</p>	 <p><i>Rhodomonas</i> sp.</p>

Anexo 7. Registro fotográfico morfoespecies fitoplanctónicas del embalse de San Rafael.

 <p><i>Cosmarium contractum</i></p>	 <p><i>Mallomonas sp. (2)</i></p>	 <p><i>Chlorella vulgaris</i></p>	 <p><i>Oocystis sp.</i></p>
 <p><i>Elakatothrix gelatinosa</i></p>	 <p><i>Arthrodesmus incus</i></p>	 <p><i>Ceratium hirundinella</i></p>	 <p><i>Elakatothrix gelatinosa</i></p>
 <p><i>Scenedesmus af. brevispina</i></p>	 <p><i>Mallomonas sp. (1)</i></p>	 <p><i>Mallomonas sp. (2)</i></p>	 <p><i>Cosmarium contractum</i></p>
 <p><i>Chlamydocapsa planctonica</i></p>	 <p><i>Staurastrum sp. (4)</i></p>	 <p><i>Nephrocytium agardhianum</i></p>	 <p><i>Radiococcus nimbatus</i></p>



<i>Elakatothrix gelatinosa</i>			
 <i>Nephrocystium agardhianum</i>	 <i>Rhodomonas sp.</i>	 <i>Staurastrum rotula</i>	 <i>Xanthidium antilopaeum</i>
 <i>Chroococcus sp.</i>	 <i>Euastrum affine</i>	 <i>Closterium abruptum</i>	 <i>Arthrodesmus octocornis</i>
 <i>Crucigeniella apiculata</i>	 <i>Peridinium cinctum</i>	 <i>Gymnodinium sp.</i>	 <i>Chlorella vulgaris</i>
 <i>Pleurotaenium sp.</i>	 <i>Xanthidium sp.</i>	 <i>Cosmarium af. quadrifarium</i>	 <i>Staurastrum setigerum</i>
		 <i>Euglena acus</i>	

<p><i>Pleurotaenium coronatum</i></p>	<p><i>Micrasterias af. arcuata</i></p>		 <p><i>Crucigeniella apiculata</i></p>
 <p><i>Crucigenia quadrata</i></p>	 <p><i>Lepocinclis ovum</i></p>		