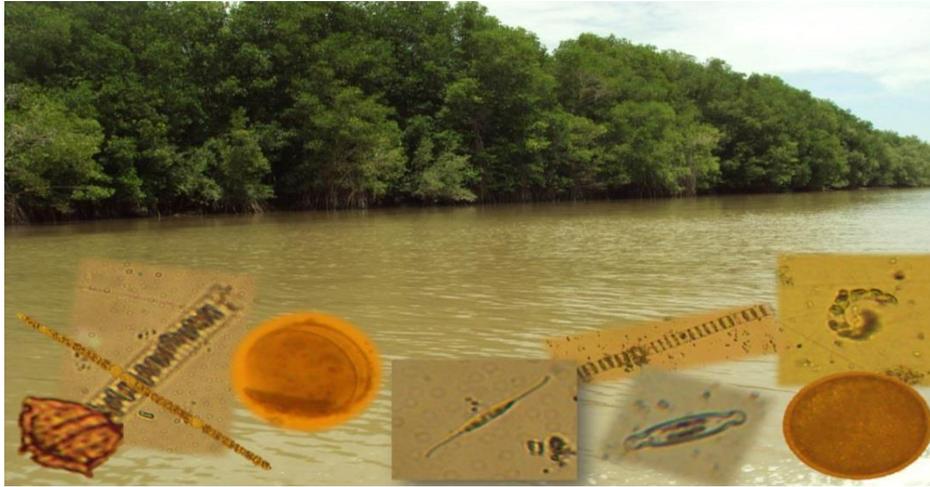


UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA

UNAN-LEON

FACULTAD DE CIENCIAS Y TECNOLOGÍA

“DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA “EDGAR MUNGUÍA ÁLVAREZ”



Evaluación de la concentración de los grupos de fitoplancton: *Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados* y su relación con los parámetros fisicoquímicos, en las aguas del Río Estero Real, período junio-noviembre 2013

REQUISITO PREVIO PARA OPTAR AL TÍTULO DE
LICENCIADA EN BIOLOGÍA

AUTORAS:

JERUSELSKY MERCEDES LÓPEZ SANTANA
ANTONIA FRANCISCA MÉNDEZ ZEPEDA

TUTOR:

ARIEL JOSÉ AGUILAR, Ph. D.

LEÓN, NICARAGUA
Julio 2014

DEDICATORIA

Le dedico este trabajo investigativo a:

Primeramente a **Dios** y luego a mis padres **Hermes López** y **Estela Santana** por estar conmigo apoyándome y dando palabras de aliento para llevar a cabo este trabajo investigativo y con el la culminación de mi carrera.

¡A mis familiares y amigos!

Bra. Jeruselsky Mercedes López Santana

Le dedico este trabajo investigativo:

En primer lugar a **Dios** por la bendición de la vida, por estar conmigo y por llevarme siempre de su mano.

A mis padres:

Leopoldo José Méndez Flores y Guadalupe del Carmen Zepeda García, por ser mi apoyo y mis guías, porque con su amor me han enseñado a perseguir mis sueños, y a pesar de sus limitaciones me han dado lo necesario para salir adelante.

A mis abuelos, Antonio Zepeda, Narcisa García y Lucía Flores que aunque ya no están a mi lado, sus consejos me han ayudado mucho en el transcurso de mi vida.

¡A mis familiares y amigos!

Bra. Antonia Francisca Méndez Zepeda

CERTIFICACION

ARIEL JOSÉ AGUILAR, Profesor Titular en el Departamento de Biología, Facultad de Ciencia y Tecnología de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua- León, (UNAN-León).

CERTIFICA:

Que la presente memoria titulada "Evaluación de la concentración de los grupos de fitoplancton: *Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados* y su relación con los parámetros fisicoquímicos, en las aguas del Río Estero Real, período junio-noviembre 2013" presentada por las Bras. Jeruselsky Mercedes López Santana y Antonia Francisca Méndez Zepeda para optar al grado de Licenciada en Biología por la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, ha sido realizada bajo mi dirección y que hallándose concluida autorizo su presentación para que pueda ser juzgada por el tribunal correspondiente.

Y para que así conste y surta los efectos oportunos, firmo el presente en León, a 27 de Junio de 2014.

Dr. Ariel José Aguilar

FINANCIACIÓN

La presente Tesis de grado ha sido realizada en el Laboratorio de Fisiología Animal, Departamento de Biología, Facultad de Ciencia y Tecnología de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, bajo la dirección del Doctor Ariel José Aguilar. La investigación desarrollada en esta Tesis, ha sido subvencionada por el PRESANCA II-CSUCA a través del proyecto "Relación entre la regulación de la ingesta de alimento en Tilapias (*Oreochromis niloticus*) por factores metabólicos y neuroendocrinos y el estrés producido por factores ambientales" (código: C5) a cargo del Dr. Ariel José Aguilar.

El recorrido sobre las aguas del río Estero Real fue apoyado por los gerentes de granjas D. Bruno Amaru (Langostinos de Centroamérica) y D. Máximo Hernández (Grupo PESCANOVA).

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo investigativo fue un esfuerzo no solo de nosotras sino de algunas personas que se tomaron su tiempo en brindarnos la ayuda necesaria para llevar a cabo esta investigación, puesto que estuvieron con nosotras dándonos palabras de aliento cuando ya casi no teníamos ánimos de seguir adelante, es por esto que nos sentimos bendecidas por estar rodeadas de personas que estuvieron con nosotras sin ningún interés.

Primeramente a Dios por habernos dado el privilegio de la vida y por darnos la sabiduría necesaria para hacer posible este estudio investigativo. Al Sr. Máximo Hernández por proporcionarnos los medio, darnos sus consejos y poner a nuestra disposición su personal de trabajo. A nuestro tutor Ph, D Ariel Aguilar, por haber dado la oportunidad de formar parte de su equipo de investigación y brindarnos sus conocimientos. Al Msc. David Cerda gracias por darnos su ayuda de forma incondicional, desinteresada y regalarnos parte de su tiempo en corregir, aconsejarnos, darnos ánimo y transmitir sus conocimientos en el diseño del trabajo.

A Christian Soza por dedicarnos su valioso tiempo en capacitarnos y tenernos paciencia ya que sin su ayuda no hubiese sido posible llevar a cabo este trabajo, por compartir momentos y experiencias agradables. A nuestro querido compañero y amigo Alberto Dávila Lara por ser uno de los primeros en apoyarnos, darnos ánimo y estar pendiente de nosotras. A los profesores que en el transcurso de nuestra carrera nos transmitieron todo sus conocimientos.

A nuestros padres que estuvieron ahí en todo momento aconsejándonos, guiándonos, teniéndonos paciencia.

A las empresas Langostino de Centroamérica y Pescanova-Camanica por facilitarnos la lancha y combustible para la recolecta de nuestras muestras.

A nuestros amigos, Christopher, María Auxiliadora, Indira, Cristel, Alberto, Tobías, Mayra y María Berrios, por estar con nosotros en el transcurso de la carrera, viviendo momentos buenos y malos.

iiiA todos muchas gracias!!!

ÍNDICE

	Pág.
DEDICATORIA.....	II
CERTIFICADO.....	III
FINANCIACIÓN.....	IV
AGRADECIMIENTOS.....	V
ÍNDICE.....	VI
LISTA DE ABREVIATURAS.....	VII
LISTA DE TABLAS.....	X
LISTA DE FIGURAS.....	XI
RESUMEN.....	XII
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. OBJETIVOS.....	3
3. LITERATURA REVISADA.....	5
3.1. Sistemas estuarinos	6
3.1.1. Generalidades del Estero Real.....	6
3.1.2. Sistema hidrológico del río Estero Real.....	6
3.1.3. Sistema hidrológico continental del río Estero Real.....	7
3.2. Zonificación hidrológica del río Estero Real	7
3.3. Generalidades del fitoplancton	8
3.4. Principales grupos de microalgas	9
3.4.1. Cianofitas.....	9
3.4.2. Clorofitas.....	9
3.4.3. Diatomeas.....	9
3.4.4. Dinoflagelados.....	10
3.5. Composición de las microalgas	11
3.5.1. Alimentación de las microalgas.....	11
3.5.2. Reproducción de las microalgas.....	12
3.5.3. Características adaptativas de las microalgas.....	12
3.5.4. Importancia económica y ecológica de las microalgas.....	12
3.5.5. Factores reguladores del crecimiento.....	13
3.5.6. Propiedades particulares de las microalgas.....	14
3.6. Principales usos de las microalgas	15
3.7. Eutrofización	16
3.8. Floración algal	17
3.8.1. Organismos que desarrollan floración algal.....	18
3.8.2. Floraciones de Cianobacterias.....	19
3.8.2.1. Causas que favorecen y controlan el desarrollo de floraciones de cianobacterias.....	20
3.8.2.2. Procesos asociados a actividades humanas más relevantes que determinan las floraciones.....	22
3.8.2.3. Consecuencias de las floraciones de cianobacterias.....	23
3.8.3. Floraciones tóxicas.....	24
3.9. Principales cámaras utilizadas para la cuantificación	25
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	27
4.1. Área de muestreo	28

4.2. Metodología experimental para la toma de muestras.....	29
4.3. Identificación de grupos de algas y conteo celular.....	30
4.3.1. Cámara Neubauer.....	30
4.3.2. Cámara Sedgwick-Rafter (S/R).....	30
4.4. Análisis estadísticos.....	31
5. RESULTADOS.....	32
5.1. Parámetros Físicos-Químicos.....	33
5.1.1. Oxígeno disuelto (OD).....	33
5.1.2. Temperatura.....	34
5.1.3. Salinidad.....	35
5.1.4. pH.....	36
5.1.5. Valores de Disco de Secchi.....	37
5.2. Grupos fitoplanctónicos por mes.....	42
5.3. Grupos fitoplanctónicos entre los meses muestreados.....	43
5.4. Relación de los grupos fitoplanctónicos con la salinidad.....	48
6. DISCUSIÓN.....	49
7. CONCLUSIÓN.....	58
8. RECOMENDACIONES.....	61
9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	63
10. ANEXOS.....	76

ABREVIATURAS

A: Agosto

ADN: Acido desoxirribonucleico

ANOVA: Análisis de Varianza

C: Clorofita

Cel/mL: Célula por mililitro

Ci: Cianofita

CIDEA: Centro de Investigación de Ecosistemas Acuáticos

Cm: Centímetro

CO₂: Dióxido de Carbono

D: Diatomea

Di: Dinoflagelado

DIE-OFF: La eliminación de una especie, población o comunidad de plantas o animales, como resultado de causas naturales

E.E.M: Error estándar de la media

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la alimentación.

H: Hidrógeno

J: Junio

Ju: Julio

Km: Kilómetro

MARENA: Ministerio del Ambiente y los Recursos Naturales

Mg/L: miligramo/ Litro

mL: Mililitro

mm: Milímetro

mm³: Milímetro cubico

N: Nitrógeno

N: Noviembre

N: Número total

O: Octubre

O: Oxígeno

OD: Oxígeno disuelto

P: Fósforo

(P): Puntos de Muestreo

PH: Medida de acidez o alcalinidad de una disolución

Ppm: partes por mil

RAMSAR: Convención Internacional Sobre los Humedales

S: Septiembre

SD: Desviación estándar

SH₂: Gas sulfhídrico

S/R: Sedgwick- Rafter

μM: Unimicrómetro

X: Promedio

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Géneros de cianobacterias que producen floraciones tóxicas.....	19
Tabla 2. Péptidos y alcaloides que constituyen las cianotoxinas presentes en las floraciones de cianobacterias tóxicas.....	25
Tabla 3. Coordenadas de puntos de muestreo en el río Estero Real.....	29
Tabla 4. Valores promedio de oxígeno disuelto (mg/L).....	33
Tabla 5. Valores de temperatura (°C) en cada punto de muestreo, en el tiempo.....	34
Tabla 6. Concentración salina (ppm) en cada punto de muestreo.....	35
Tabla 7. Valores promedio de pH.....	36
Tabla 8. Valores de turbidez (cm).....	37
Tabla 9. Concentración de clorofitas (cel/mL).....	38
Tabla 10. Concentración de cianofitas (cel/mL).....	39
Tabla 11. Concentración de diatomeas (cel/mL).....	40
Tabla 12. Concentración de dinoflagelados (cel/mL).....	41
Tabla 13. Valores promedios de los géneros de clorofitas (período junio-noviembre 2013).....	44
Tabla 14. Valores promedios de los géneros de cianofitas (período junio-noviembre 2013).....	45
Tabla 15. Valores promedios de los géneros de diatomeas (período junio-noviembre 2013).....	46
Tabla 16. Valores promedios de los géneros de dinoflagelados (período junio-noviembre 2013).....	47

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Diagrama simplificado de los factores que determinan las causas de las floraciones de cianobacterias.....	20
Figura 2. Ubicación de puntos de muestreo del área de estudio.....	28
Figura 3. Valores promedio de oxígeno disuelto (OD) en las aguas del río Estero Real.....	33
Figura 4. Valores promedio de temperatura (°C) en las aguas del río Estero Real.....	34
Figura 5. Valores promedio de salinidad (ppm) en las aguas del río Estero Real.....	35
Figura 6. Valores promedio de pH en las aguas del río Estero Real.....	36
Figura 7. Valores promedio de disco de secchi (cm) en las aguas del río Estero Real.....	37
Figura 8. Valores promedios de las concentraciones fitoplanctónicas por mes en el río Estero Real, Chinandega.....	42
Figura 9. Valores promedio de fitoplancton durante el período junio-noviembre 2013 en el río Estero Real, Chinandega.....	43
Figura 10. Relación de la concentración de los grupos fitoplanctónicos (cel/mL) con respecto a los promedios de salinidad (ppm).....	48

RESUMEN

El objetivo de la presente investigación consistió en evaluar, por primera vez, la salud del cuerpo de agua del río Estero Real mediante la variación de los parámetros fisicoquímicos y su reflejo en la dinámica del crecimiento de los grupos de clorofitas, cianofitas, diatomeas y dinoflagelados en el periodo de junio-noviembre 2013. El río se dividió en 10 puntos de muestreo, desde la cooperativa Herrera Membreño hasta AGRIMAR II (23 Km). Una vez al mes se tomaron lecturas de los parámetros físicos y químicos (salinidad, oxígeno, temperatura, pH y turbidez) y recolectaron muestras de agua para evaluar las concentraciones de los géneros de microalgas presentes. El río Estero Real presentó los mayores niveles de turbidez de la entrada de la cooperativa Carlos Fonseca hacia aguas arriba. En los meses de junio y noviembre, el sector de la Cooperativa Herrera Membreño presentó valores de salinidad de 16 ppm y 0 ppm, respectivamente. Los valores de oxígeno disuelto, en promedio, son menores a 2 mg/L en los meses de junio-septiembre, experimentando un leve incremento en octubre y noviembre llegando a 3.15 y 2.5 mg/L, respectivamente. En todo el periodo de estudio el valor de pH del agua presentó un rango de 7-7,2. De manera general, los cuatro grupos de microalgas estudiados presentan disminución de las concentraciones de cel/mL a lo largo del periodo de estudio. De cada uno de los grupos estudiados los géneros que presentaron las mayores concentraciones con respecto a los demás géneros de su grupo son: *Chlorella sp.*, *Microcystis sp.*, *Esqueletonema sp.* y *Prorocentrum sp.* y los grupos que presentaron relación entre el número de células/mililitro y la concentración de la salinidad del agua fueron en orden decreciente los dinoflagelados ($R= 0,570$; $P < 0.001$), seguido de las diatomeas ($R= 0,442$, $P= 0.010$), clorofitas ($R= 0,337$, $P=0.009$) y cianofitas ($R=0.139$, $P < 0.001$). Nuestros resultados sugieren que el bajo valor de la concentración de oxígeno disuelto encontrado en todo el periodo de estudio, podría afectar la salud del cuerpo de agua del río Estero Real, situación que propicia la pérdida de la biodiversidad estuarina. Así mismo, la presencia de *Microcystis sp.*, *Esqueletonema sp.* y *Prorocentrum sp.* indican posibles ambientes de riesgo para la salud animal y humana.

1. INTRODUCCION

El ecosistema "Delta del Estero Real", Nicaragua, pertenece al gran sistema estuarino denominado Golfo de Fonseca, el cual es compartido por Nicaragua, Honduras y El Salvador. La cuenca del río Estero Real está ubicada en el Departamento de Chinandega, región nor-occidental de Nicaragua y es considerada la más grande del país (CIDEA-UCA, 2006). Actualmente el Estero Real presenta un ecosistema de manglar que contiene alta productividad biológica y sirve de transición entre el ambiente marino y continental, lo que permite servir de refugio y fuente de alimento de muchas especies de importancia económica y ecológica. Asimismo este valioso recurso es aprovechado de forma sostenible en la camaronicultura y la pesca artesanal. (Gutiérrez y Sánchez, 2007).

A lo largo del recorrido sobre la cuenca del río Estero Real se ha identificado un área potencial de 39,250 hectáreas, representando el 72% del área total con potencial para el desarrollo acuícola (Saborío, 2001). Se sabe que el río Estero Real presentan altos niveles de sedimentación y bajos niveles de oxígeno disuelto en el sector aguas arriba de Puerto Morazán (Curie, 1994), lo cual propicia el deterioro de la salud del cuerpo de agua. Tales condiciones son favorables para que microalgas resistentes a vivir en condiciones extremas de mala calidad de agua, como las cianofitas, crezcan en altas concentraciones. Asimismo debido al largo periodo de recambio de las aguas del río Estero Real se incrementan los niveles de eutrofización que podrían, en determinados momentos, facilitar el crecimiento de floraciones de dinoflagelados tóxicos para la salud animal y humana.

Por lo tanto, el objetivo de este estudio consiste en evaluar la dinámica de crecimiento de los grupos Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados y relacionarlo con la dinámica de los parámetros fisicoquímicos a lo largo de seis meses de estudio, para obtener un resultado que permita diagnosticar la salud del cuerpo de agua del río Estero Real.

2. OBJETIVOS

Objetivo General

- ❖ Determinar las concentraciones de los grupos Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados y relacionarlas con los parámetros fisicoquímicos en las aguas del Estero Real, Chinandega. Período Junio-Noviembre 2013

Objetivos Específicos

- ❖ Medir los valores de temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, pH y turbidez desde el sector de la Cooperativa Herrera Membreño hasta la camaronera Agrimar II.
- ❖ Evaluar la dinámica Fitoplanctónica de los grupos Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados desde cooperativa Herrera Membreño hasta Agrimar II.
- ❖ Relacionar las concentraciones de microalgas de los grupos Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados con las fluctuaciones de los parámetros fisicoquímicos.

3. LITERATURA REVISADA

3.1. Sistemas Estuarinos

Un estuario se define como un cuerpo de agua costero semicerrado con una conexión libre con el mar abierto, dentro del cual el agua de mar es diluida con agua dulce derivada del drenaje terrestre. Desde un punto de vista físico la definición de un estuario debe reconocer ciertas similitudes básicas en la distribución de la salinidad y la densidad, así como el patrón de circulación y los procesos de mezclado; se debe marcar también la importancia de los límites que controlan la distribución de las propiedades, el movimiento y la mezcla del agua (Pritchard, 1967).

3.1.1. Generalidades del Estero Real

El Estero Real está ubicado en el extremo sureste del Golfo de Fonseca, correspondiente al Departamento de Chinandega, región nor-occidental de Nicaragua y pertenece al gran Sistema Estuarino denominado como Golfo de Fonseca. Es el río más largo del occidente de Nicaragua y recorre 137 km desde su nacimiento cerca de El Sauce y Achuapa abarca los municipios de El Viejo, Puerto Morazán, Somotillo y la cabecera departamental, Chinandega. La cuenca del Río Estero Real comprende un área tributaria de 3,798.68 km² hasta su desembocadura en el Golfo de Fonseca. Se puede subdividir en tres subcuencas principales: la subcuenca del Río Tecomapa con 1,222.48 km², Río Villa Nueva con 1,037.54 km² y el Río Estero Real con un área de drenaje de 1,538.66km². (CIDEA-UCA, 2006).

3.1.2. Sistema hidrológico del río Estero Real

El complejo estuarino del Estero Real, está compuesto por 1 estero principal, 11 esteros primarios, 41 esterillos secundarios y 5 áreas de lagunas costeras presentes durante la estación lluviosa (temporales), todo este sistema está interconectado con las aguas que llegan al Golfo de Fonseca y las que bajan por escorrentía superficial de la cuenca alta del Estero Real (CIDEA-UCA, 2006)

La dinámica hidrológica del Estero Real se debe al flujo y reflujo de las mareas y el flujo de agua dulce continental. Está altamente influenciada por procesos de difusión turbulentos producidos principalmente por el efecto mareal que se interna aguas arriba del estero principal hasta 70 km, partiendo de la boca del Golfo de Fonseca. De acuerdo los estudios realizados por Curie (1994), los niveles de marea alta se presentan dentro del rango de 8.77 pies como mínimo y 11.1 pies de altura máxima. En cuanto a las dinámicas de las corrientes se estima un tiempo de recambio de 30 a 45 días desde Puerto Morazán hasta la boca del Golfo y más de 90 días para el sector aguas arriba de Puerto Morazán. En base al comportamiento del gradiente salino, el Estero Real se clasifica dentro de la categoría de "verticalmente mezclado", categoría en la que se incluye a estuarios pocos profundos (aguas someras) donde la columna de agua está mezclada homogéneamente de la superficie al fondo. La distribución del oxígeno disuelto muestra un comportamiento similar al gradiente salino

disminuyendo gradualmente desde la boca del estero principal al interior. Durante la época lluviosa (mayo-octubre) las concentraciones de oxígeno muestran valores de 4.0 mg/L cerca de la boca del estero disminuyendo hasta 1.6 mg/L en el interior. En la época seca (noviembre-abril) las concentraciones de oxígeno alcanzan valores mayores de 3.6 mg/L en todo el estero. Las variaciones en las concentraciones de oxígeno disuelto están relacionadas con la turbidez del agua, la cual se debe a su vez a la cantidad de materia sólida en suspensión. (CIDEA-UCA, 2006)

Las cargas de sedimento son altas en los cursos de aguas arriba de Puerto Morazán, reportándose niveles de hasta 22% en peso de sedimento, contrastando con el 2% que se detectó en la zona de la boca del Estero principal en el Golfo de Fonseca. Cabe destacar que el sedimento es el producto de la degradación de los bosques, la conversión de áreas boscosas para la agricultura y la fragilidad de los suelos que son usados sin prácticas de conservación (Curie, 1994).

3.1.3. Sistema hidrológico continental del río Estero Real

El sistema hidrológico continental del Estero Real lo conforma la cuenca hidrográfica de su mismo nombre, siendo la de mayor extensión territorial en el Pacífico de Nicaragua, con un área de aproximadamente 3,767 km² dentro de la cual corren los ríos Tecomapa y Villa Nueva con 1,336 y 1,036 km² de área de drenaje, respectivamente. Completando el sistema 1,395 km² de la cuenca que contienen los esteros y las áreas salitrosas. Cerca de 168 km² en las partes escarpadas de la Península de Cosigüina alimentan al Estero Real, contribuyendo así al drenaje de agua dulce del sistema. La evaporación en el Estero Real es alta (1,942 mm/año) excediendo la precipitación anual y se ve reducida en la época lluviosa. (Curie, 1994) El sistema hidrográfico que conforma la cuenca, (ríos Tecomapa y Villa Nueva) es de aguas permanentes, de caudal variado que aumenta en la época lluviosa.

3.2. Zonificación hidrológica del río Estero Real

De acuerdo a la dinámica hidrológica y al comportamiento de los parámetros físico-químicos del Estero Real, este se puede dividir en tres zonas hidrológicas: a) sistema estuarino aguas arriba de Puerto Morazán, b) sistema estuarino aguas abajo de Puerto Morazán y c) sistema de embalse o retención de aguas pluviales. Estas zonas, están determinadas por el aporte de sedimentos provenientes de la parte alta y media de la cuenca a través de los cursos de aguas permanentes, temporales e intermitentes y el aporte de la precipitación pluvial al sistema mediante la captación y el escurrimiento laminar de las zonas bajas salitrosas y de los llanos (CIDEA-UCA, 2006).

a. Zona hidrológica aguas arriba de Puerto Morazán. Esta zona presenta las cargas más altas de sedimentos en sus aguas (22% en relación al peso específico), los valores más bajos de oxígeno disuelto (3 mg/L en época lluviosa y menos de 1.6 mg/L en época seca) y la temperatura y salinidad

están regidas por un gradiente que obedece al régimen de mareas, radiación solar y aporte pluvial (Curie, 1994).

b. Zona hidrológica aguas abajo de Puerto Morazán. En esta zona la carga de sedimentos en sus aguas es menor al 2% en relación al peso específico, el oxígeno disuelto es mayor en la época lluviosa (4 mg/L) y en la época seca (3.6 mg/L), la temperatura y salinidad están influenciadas por las mareas y la tasa de recambio de agua es más alta 2-6 semanas (Curie, 1994).

c. Zona de embalse y retención de aguas pluviales. El establecimiento de la estación lluviosa conlleva la formación de extensos cuerpos de agua de duración temporal (lagunas costeras de temporada lluviosa) que se forman por la convergencia de playones desprovistos de vegetación de manglar que están muy próximos a las cabeceras de los esteros, con las zonas intermareales ocupadas por los bosques de mangle. La dinámica hidrológica y la extensión de estos cuerpos de agua están en dependencia de los niveles de precipitación de cada temporada lluviosa. Por tanto, son zonas que por su capacidad de embalse de agua dulce ofrecen refugio y alimentación a alevines y juveniles de muchas especies estuarinas que necesitan de aguas someras de bajas salinidades (Curie, 1994).

3.3. Generalidades del plancton

El fitoplancton es el primer eslabón de la cadena trófica y es el conjunto de organismos acuáticos autótrofos que tiene capacidad fotosintética. Como hay importantes implicaciones fisiológicas y ecológicas producto del tamaño de la especie, el plancton se puede clasificar en diversas categorías:

a) Megaplancton: son los grandes organismos flotantes que superan los 20 cm de longitud y están representados por grandes medusas, salpas, y sus familiares.

b) Macroplancton: El tamaño promedio está entre 2 y 20 cm e incluyen grandes organismos visibles como el krill, flecha gusanos, medusas.

c) Microplancton: El tamaño promedio está entre 20 y 200 μm e incluyen diatomeas, dinoflagelados, rotalinidos, ciliados, nauplios (etapas tempranas de crustáceos como los copépodos y los percebes).

d) Nanoplancton: El tamaño promedio está entre 2 y 20 μm e incluyen fitoplancton pequeño, en su mayoría unicelulares como diatomeas, flagelados (tanto fotosintéticos y heterótrofa), pequeño ciliados, radiolarios y otros.

e) Picoplancton: El tamaño promedio está entre 0,2 a 2 μm , son en su mayoría bacterias (llamado bacterioplancton) (Peters 1983).

3.4. Principales grupos de microalgas

3.4.1. Cianofitas

Las cianofitas, también llamadas cianobacterias, son microorganismos procarióticos que carecen de membrana nuclear. Presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila y carotenoides como las xantofilas (mixoxantina, flavacina, luteína y zeaxantina) y ficocianina un pigmento de color azul por el cual se les denomina como algas verde azules. Las cianobacterias son en general organismos fotosintetizadores, pero algunas viven heterotróficamente. Estas microalgas comparten con algunas otras bacterias la capacidad de usar N₂ atmosférico como fuente de nitrógeno y pueden ser unicelulares o pluricelulares. La reproducción de las algas verde azules se lleva a cabo a través de división celular por fragmentación de colonias o de filamentos y por esporas. Presentan una pared celular similar a la de las bacterias, en el citoplasma se distingue una zona central o centroplasma donde se encuentra el ADN y otra periférica o cromoplasma donde están los corpúsculos con los pigmentos. Pueden vivir en ambientes acuáticos, sobre rocas y árboles, en aguas termales soportando temperaturas de hasta 90°C y en simbiosis con hongos formando líquenes (Lee, 2008).

3.4.2. Clorofitas

Son algas verdes que se encuentran distribuidas por todo el mundo y su tamaño comprende desde las microscópicas, unicelulares, hasta las grandes algas formadas por filamentos de considerable longitud. Todas contienen clorofila, lo que les permite sintetizar sustancias alimenticias a partir de materias minerales, adicionalmente tienen carotenoides como la luteína y su alimento los almacenan en forma de almidón (Lee, 2008).

Su reproducción puede ser sexual o asexual; incluso algunas especies presentan una reproducción con alternación de generaciones. El 90% de las clorofitas son de hábitat de agua dulce y el 10% de hábitat marino. Las especies de agua dulce son cosmopolitas y las marinas tienden a estar en aguas tropicales (Lee, 2008).

3.4.3. Diatomeas

Las diatomeas son un grupo de microalgas unicelulares pertenecientes a la Clase *Bacillariophyceae*. El tamaño de estas algas va desde menos de 10 micras de longitud hasta 1 mm de diámetro para las especies mayores, e incluso dentro de una misma especie la diferencia de tamaños puede alcanzar hasta unas treinta veces más su tamaño normal, como resultado de un característico método de reproducción. Son estrictamente autótrofas, presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila *a* y *c* y betacarotenos. Una característica especial de este tipo de algas es que se encuentran rodeadas por una pared celular única, hecha de sílice (dióxido de siliciohidratado) llamada

frústula y que se pueden encontrar solitarias o conformando cadenas. En este último caso las diferentes especies presentan distintas estrategias o formas de unión entre las células (Tomas, 1997). La taxonomía de este grupo se basa en dos aspectos principales: la simetría y las características de su pared celular y constituyen el grupo más importante del fitoplancton debido a que contribuyen con cerca del 90% de la productividad de los sistemas acuícolas. Estas microalgas predominan por sobre otros grupos fitoplanctónicos debido a que se ven especialmente favorecidas por los eventos de turgencia (Tomas, 1997) y se encuentran en todas las aguas marinas de los ecosistemas costeros (Moreno *et al.*, 1996) debido a la elevada disponibilidad de compuestos inorgánicos (silicatos, nitratos y fosfatos) que estimulan su desarrollo (Hasle y Syvertsen, 1996; Lara-Villa *et al.*, 1996). Gran número de diatomeas mueren como consecuencia de los cambios estacionales, como por ejemplo aquellos que provocan el empobrecimiento local del material nutritivo, alteraciones medioambientales, su transporte por movimientos verticales del agua o bien al encontrarse localizadas por debajo de la zona eufótica, etc. (Werner, 1977). El resultado de estas incidencias lleva a una acumulación de diatomeas muertas y de sus frústula en el fondo del mar y ello a su vez provoca que en determinadas zonas constituyan el principal componente del fango marino. La mayoría de las diatomeas acumulan aceites o ácidos grasos en vez de azúcares como producto final de la fotosíntesis, por lo que bajo condiciones excepcionales un crecimiento particularmente de diatomeas pueden producir suficiente aceite como para llegar a formar una capa oleosa en la superficie del mar de varias millas de extensión (Werner, 1977).

3.4.4. Dinoflagelados

Los dinoflagelados son organismos unicelulares, los cuales corresponden a un grupo del fitoplancton marino de carácter cosmopolita. Se distribuyen en función de la temperatura, salinidad y profundidad, y sus características morfológicas y requerimientos nutritivos los hacen exitosos desde el punto de vista reproductivo, donde la estabilidad en la columna de agua es mayor y la concentración de nutrientes más baja (Tomas, 1997).

Los dinoflagelados fluctúan entre diversos tamaños, por lo que se les ubica dentro del microplancton, y pueden ser divididos en dos grandes grupos diferenciados por la presencia o ausencia de placas de naturaleza celulósica en su pared celular o anfiesma. De acuerdo a esta característica se les denomina tecados o atecados, respectivamente. Presentan cloroplastos en forma de discos o varillas con clorofilas *a* y *c* y algunas xantofilas específicas como la peridina. Por tanto, las distintas combinaciones de pigmentos les proporcionan una coloración amarilla, pardo amarillenta, parda, verde azul, etc. Dentro de este grupo los representantes más comunes son los *Gymnodiniales* (dinoflagelados desnudos o desprovistos de caparazón) y los *Peridinales* (dinoflagelados con el cuerpo recubierto por un caparazón) (Tomas, 1997).

3.5. Composición de las microalgas

El contenido de lípidos, carbohidratos y proteínas de las microalgas es variable y puede ser manipulada mediante varios parámetros. En general, las cianobacterias tienen un contenido de hasta 20% en lípidos y la relación C: N puede variar entre 6 y 9 dependiendo de la especie. Para determinar la composición de las microalgas se puede usar la siguiente fórmula $C_{106}H_{181}O_{45}N_{16}P$, de donde se deduce que un kilogramo de microalgas contendría:

- 523,9 g de carbono
- 74,5 g de hidrógeno
- 296,5 g de oxígeno
- 92,2 g de nitrógeno
- 12,76 g de fósforo

También se señala que el tamaño de las algas eucarióticas varían entre 0,5-30 μm , mientras que las cianobacterias pueden llegar a medir hasta 200 μm (Ruiz, 2011).

3.5.1. Alimentación de las microalgas

Por lo general, las microalgas son organismos fotosintetizadores y son considerados como los productores primarios de biomoléculas sintetizadas a partir de la transformación de la energía luminosa a energía química. No obstante, no todas las especies de microalgas son fotoautotróficas (Romo, 2002).

Ruiz, (2011) señala los siguientes tipos de alimentación para las microalgas:

- a. Fotoautótrofa: Donde las microalgas obtienen la energía del Sol y el carbono de compuesto inorgánico (Ruiz, 2011).
- b. Fotoheterótrofa: Estas microalgas obtienen la energía del sol y emplean compuesto orgánico como fuente de carbono (Ruiz, 2011).
- c. Mixotrófica: Son microalgas capaces de crecer bajo procesos tanto autótrofos como heterótrofos, de manera que la fuente de energía es tanto la luz como la materia orgánica y el carbono lo obtienen tanto de compuesto orgánico como inorgánico (Ruiz, 2011).
- d. Heterótrofa: Los compuestos orgánicos proporcionan tanto la energía como la fuente de carbono. Es decir, existen algas que pueden desarrollarse bajo ausencia de luz, como por ejemplo *Chlorella protothecoides* (Ruiz, 2011).

Según Romo (2002), algunas microalgas fotoautótrofas tienen la capacidad de obtener la energía heterotróficamente dependiendo de sus necesidades, alternando en la utilización de la energía lumínica y la transformación a la energía química utilizando dióxido de carbono como sustancia orgánicas y que, además, algunas han sido etiquetadas como "fotoautótrofa obligadas". Por tanto algunas de estas especies pueden transformarse en heterótrofas cuando los niveles de nutrientes se encuentran sustancialmente arriba o por debajo de las condiciones naturales (Romo, 2002).

3.5.2. Reproducción de las Microalgas

La multiplicación de las microalgas ocurre generalmente por reproducción asexual (simple división celular). En este tipo de reproducción la microalgas crecen acumulando abundante materia orgánica y cuando ha logrado duplicar su material, se divide en dos microalgas más pequeñas que contiene, cada una, la misma información genética para efectuar de nuevo el ciclo (López y Catzim, 2010). En condiciones de cultivo, la reproducción de las microalgas se lleva a cabo mediante mitosis y su crecimiento puede ser limitado por los niveles de nutrientes inorgánicos, así como por la deficiente manipulación en las unidades de cultivos (Prieto et al., 2005). Los ciclos de vida de las microalgas son cortos, por tanto pueden desarrollar la formación de esporas de resistencia o de células de reposo para sobrevivir en situaciones desfavorables (López y Catzim, 2010).

3.5.3. Características Adaptativas de las Microalgas

Los grupos que conforman a las microalgas presentan individuos con notables similitudes morfológicas como repuesta adaptativa al medio físico en el que habitan. Las características adaptativas que presentan las microalgas están relacionadas con la resistencia al hundimiento y con la habilidad para absorber rápidamente nutrientes cuando estos se encuentran disponibles o para acumularlos intracelularmente cuando escasean. Por ello, a fin de mantenerse en la capa iluminada de las aguas naturales, sólo las formas más pequeñas tienden a ser redondeadas y las medianas y grandes muestran algún grado de alargamiento o poseen apéndices, prolongaciones, cuernos, espinas y otras estructuras que aumenta tanto la fricción con el agua como la relación superficie/volumen para la absorción de nutrientes (López y Catzim, 2010).

3.5.4. Importancia económica y ecológica de las microalgas

Las algas son de gran importancia ambiental ya que fijan más del 40% del carbón de la tierra, además de ofrecer a la biósfera una considerable proporción de oxígeno (Bitog et al., 2009). Las algas son muy atractivas para el propósito de producir varios compuestos de interés comercial ya que no tienen que competir con tierras de cultivo y pueden hacer uso de residuos como fuente de nutrimentos. Las microalgas marinas son utilizadas para consumo humano y para la producción de alginatos, agar y carragenina.

Así mismo son de gran interés para la producción de compuestos de alto valor agregado como algunos pigmentos y biodiesel (Bitog et al., 2009).

3.5.5. Factores reguladores del crecimiento

Las condiciones ambientales como: la luz, temperatura, pH, entre otras afectan el crecimiento y la asimilación de nutrientes en las microalgas, (Stevenson J. et al., 1996). La luz es la fuente de energía que lidera las reacciones fotosintéticas, por lo que la calidad, cantidad y fotoperiodo deben ser considerados al trabajar con microalgas ya que estas varían de acuerdo al tipo, afectando al crecimiento y a la síntesis de compuesto orgánicos como lípidos, carbohidratos y proteínas, Asimismo si la intensidad de la luz es muy fuerte se da el efecto de fotoinhibición, disminuyendo su crecimiento. (Barsanti y Gualtieri, 2006).

La temperatura también regula el metabolismo de las microalgas, así como también la composición de la biomasa y la velocidad de crecimiento, siendo el rango óptimo para la mayoría de microalgas, entre 18 y 22° C (FAO, 2008).

Con respecto al pH, el rango óptimo de la mayoría de microalgas se encuentra entre 7 y 9 (FAO, 2009), siendo soportables valores mayores a éstos, ya que valores ácidos generalmente causan muerte de las microalgas. También afecta a la solubilidad de varios compuestos en el medio de cultivo, por lo que a un pH elevado disminuye la asimilación de ciertos metales traza (Richmond A., 2004). Diversos valores de pH ocasionan disociación de ciertas sales en sus componentes, pudiendo estos últimos tener efecto tóxico o inhibitorio para el crecimiento microalgal (González A., 2000).

La turbulencia es de gran relevancia ya que permite una distribución homogénea de las microalgas en su medio, facilita la asimilación de nutrientes y captación de la luz, mejora el intercambio gaseoso y posee función termorreguladora (González A., 2000). La salinidad regula el crecimiento principalmente en base a la ósmosis, siendo muy variable entre microalgas y puede ocasionar efectos letales (González A., 2000). Dentro de los nutrientes esenciales para el crecimiento de las microalgas, se destaca el carbono, cuya fuente principal es el dióxido de carbono, el cual representa aproximadamente el 50 % en peso seco (Chiu Y., 2009). El nitrógeno representa el 7-10% en peso seco y forma parte de moléculas esenciales como proteínas, clorofila, ácidos nucleicos, entre otros (Richmond A., 2004). El fósforo también es otro macronutriente importante que interviene en los procesos metabólicos para un crecimiento y desarrollo normal de las microalgas, generalmente constituye el 1% en peso seco (Richmond A., 2004). Otros macronutrientes son el azufre, potasio, sodio, hierro, magnesio y calcio; mientras que los elementos traza pueden ser boro, cobre, manganeso, zinc, molibdeno, cobalto, vanadio y selenio (Richmond A., 2004).

3.5.6. Propiedades particulares de las microalgas

Medianamente la biomasa está constituida por 20-30% de lípidos, de 40-50% de proteínas y de la parte restante subdividida entre los carbohidratos, que en algunas especies pueden llegar hasta el 55% de la biomasa, y otros compuestos de importancia menor (Borowitzka 1988, Benemann et al., 1998; Spolaore et al., 2006). Las microalgas se constituyen así en el producto del más eficiente estado de producción de biomasa en el ciclo de la naturaleza, siendo reconocidas como un excelente recurso medioambiental y biotecnológico (Borowitzka, 1988; Benemann et al., 1998; Spolaore et al., 2006)

En contraste a la mayoría de las bacterias y el total de los hongos y levaduras, las microalgas por su capacidad fotosintética pueden alcanzar grandes rendimientos solamente con energía solar adecuada y una fuente de carbono como el CO₂ o bicarbonatos, además de nutrientes de fácil disponibilidad (Olguín, 1984; Behrens, 1999).

Algunas especies de microalgas pueden crecer sobre sustrato orgánico, en presencia o ausencia de luz (Travieso y Benítez, 1998; Behrens, 1999; Miao y Wu, 2006). La capacidad de estos microorganismos de poder crecer en ambientes diferentes y adversos a muchos otros organismos vegetales, es debido a la variedad excepcional de lípidos y de otros compuestos inusuales, que están en condiciones de sintetizar (Guschina y Hardwood, 2006).

Entre los distintos grupos de organismos fotosintéticos, las microalgas resultan ser uno de los más eficientes en utilizar la energía solar. Por lo general, las plantas superiores presentan una eficiencia fotosintética alrededor del 2% o también menos, mientras que las microalgas, gracias a su simplicidad estructural tienen una eficacia fotosintética claramente superior y según las condiciones ambientales y de cultivo, pueden alcanzar hasta 4-8% de eficiencia fotosintética. Así por ejemplo, se tienen estimaciones de productividades tan altas como 60-80 ton. de peso seco / ha/ año; en contraste con cultivos convencionales que producen del orden de 10-30 ton/año. Esta característica las hace extremadamente productivas (Olguín, 1984; Kojima y Lee, 2001; Salazar González, 2006).

Las microalgas son convertidores mucho más eficientes de la energía solar que cualquier planta terrestre conocida, porque crecen en la suspensión donde tienen el acceso ilimitado al agua y acceso más eficiente al CO₂ y a los nutrientes. En general, los cultivos en gran escala son más simples y baratos, de importancia particular es que las microalgas pueden ser cultivadas todo el año, y cosechadas continuamente (Salazar González, 2006).

Pueden crecer en tierras marginales de las regiones áridas del mundo, en ambientes salinos e hipersalinos de baja calidad o en aguas residuales cargadas de nutrientes, que no son buenas para la irrigación agrícola o el consumo para seres humanos o animales (Derner et al., 2006). Así, los

cultivos no compiten con la agricultura tradicional por cantidad o calidad de suelos (Thomas, 1983; Ciferri y Tiboni, 1985; Hall, 1986; Richmond, 1986c).

Los cultivos algales también tienen una consumición del agua, más baja que la requerida por los cultivos tradicionales (Vieira Costa, 2004). Si uno considera que el agua usada se puede utilizar luego para la irrigación, los cultivos algales son aún más ventajosos (Vieira Costa, 2004). Las microalgas crecen al igual que las bacterias, es decir, de manera exponencial (Derner et al., 2006). Presentan un crecimiento muy rápido, ningún vegetal terrestre da un crecimiento de ese tipo. Y por ser organismos unicelulares, su biomasa entera posee los productos de interés, a diferencia de las plantas superiores en las que los productos recuperables se encuentran en sitios u órganos específicos, lo que dificulta su extracción (Cohen, 1993; Richmond, 1986; Romero, T. y Suarez, G. 2001; Romero y Otero, 2004; Derner et al., 2006). Debido a esto, la inducción fisiológica para la producción de compuestos de interés comercial como proteínas, lípidos glicerol, pigmentos, enzimas y biopolímeros es fácilmente realizable (Cohen, 1993; Richmond, 1986; Romero, T. y Suarez, G. 2001; Romero y Otero, 2004; Derner et al., 2006), constituyéndose en un valioso recurso medioambiental y biotecnológico (Ciccarone, 1997, Albarracín et al. 2004, Albarracín et al 2005; Gigena, 2004).

A partir de la escasez de alimento en el mundo, entre 1935-1940, surge el interés de desarrollar sistemas algales tendientes a encontrar nuevas fuentes de proteínas. Entre las diferentes fuentes no convencionales de proteínas, las microalgas probablemente tengan la más larga historia (Venkataraman, L.V. y Becker, E.W. 1985). Durante la II Guerra Mundial científicos alemanes empezaron a cultivar microalgas masivamente para obtener lípidos y proteínas, reconociendo a la biomasa algal como un suplemento alimentario importante (Venkataraman, L.V. y Becker, E.W. 1985). Además, las microalgas juegan desde los años 40 un papel importante en acuicultura (Goldman, 1979; Soeder, 1986). Consecuentemente, en los años 60 fue notable el éxito obtenido con la producción comercial del *Chlorella* en Japón y Taiwán como alimento natural (Soong, 1980; Lee, 1997). Por otro lado, para resolver problemas de contaminación ambiental y reciclaje de residuos, se comprueba que las microalgas juegan un papel importante en la transformación de la materia orgánica de las aguas residuales y agua tratada que puede utilizarse para riego (Shelef et al, 1978).

3.6. Principales usos de las microalgas

A nivel industrial las algas marinas se utilizan para la producción de fertilizantes, hormonas vegetales, antifúngicos y herbicidas. También se elaboran abonos y mejoradores del suelo por su alto contenido de hormonas y nutrimentos básicos (Robledo, 1990; Guzmán del Proo, 1993). Uno de los productos más rentables extraídos de las algas son los ficocoloides (alginatos, carragenanos y agar) los cuales se utilizan como gelificantes y emulsificantes,

en la industria alimenticia, cosmética, farmacéutica, bacteriológica y bioquímica (Hoppe et al., 1979; Chapman y Chapman, 1980; Castro, 1997).

Farmacológicamente se han utilizado en tratamientos de parasitosis, desórdenes gastrointestinales, hipertensión, problemas urinarios e hipercolesterolemia y actualmente se emplean algunas algas en la medicina homeopática y naturista (Martínez, 1991). (González et al., 1991) explican que es posible el uso de las algas marinas en la alimentación animal utilizándolas como complemento para la dieta de ovejas, vacas y gallinas, ya que elevan la cantidad y calidad de la lana, leche, huevos, aumentan la fertilidad y reducen las enfermedades infecciosas. (Rodríguez, 1995) informa sobre estudios realizados en Israel, los cuales muestran los grandes beneficios del empleo de las algas como alimento para peces, bivalvos y aves, por contener altas cantidades de aminoácidos, ácidos grasos, minerales y vitaminas.

3.7. Eutrofización

Uno de los componentes biológicos clave del desarrollo de los procesos eutróficos es el incremento de los productores primarios (Dolbeth *et al.* 2003, Höfle *et al.* 1999, Western 2001) donde el fitoplancton juega un papel determinante. El incremento en la concentración de nutrientes favorece el crecimiento de ciertas poblaciones de fitoplancton (Carpenter y Cottingham 1997, Howarth *et al.*, 2000; Muylaert *et al.*, 2002; Sohrin *et al.*, 1997; Weisner *et al.*, 1997; Weithoff *et al.*, 2000), que son responsables de una elevada actividad fotosintética que conduce a la producción de gran cantidad de biomasa y de oxígeno disuelto (Smith y Smith 2001). Posteriormente, las microalgas sirven de alimento para una segunda respuesta a nivel de los consumidores primarios, dando lugar a una "explosión" del bacterioplancton (Höfle *et al.* 1999) que es responsable de consumir gran parte del oxígeno disuelto del agua (generando condiciones de anoxia). Usualmente también se incrementa la cantidad de sólidos en el agua, aumentando la turbidez del medio reduciendo la incidencia de la radiación fotosintéticamente activa (Fontúrbel 2004, Smith y Smith 2001), ocasionando un efecto en cascada sobre grupos clave de animales y plantas del medio acuático (Achá y Fontúrbel 2003). Puesto que no todas las especies de fitoplancton existentes en los ecosistemas lénticos y que están expuestos a procesos eutróficos presentan las mismas características de tolerancia al cambio de la concentración de nutrientes; este proceso usualmente va acompañado de una reducción de la diversidad, se reduce la equitatividad de la comunidad en un aparente control de tipo *bottom-up*, (Fretwell 1977, Fretwell 1987, Mengue 1992, Mengue 2000), donde tienden a predominar ciertos grupos eurioicos, en desmedro de la reducción y/o desaparición de otros, afectando así al conjunto de la comunidad. En este sentido, dependiendo de la naturaleza de los contaminantes que se originen en el proceso eutrófico, se presentan ciertos grupos característicos que se han manifestado como buenos indicadores ambientales (Terrel y Bytnar 1996).

3.8 Floración algal

Las aguas con alto contenido de nutrientes (eutrofizadas) u otros residuos químicos (contaminadas) alteran la composición de la biota (Hallegraeff, 1992; Paerl, 1996), donde una de las respuestas inmediatas y evidentes es la disminución de la diversidad de las comunidades fitoplanctónicas, lo cual favorece el incremento de las especies más aptas para crecer en estas condiciones especiales (Hallegraeff, 1992; Paerl, 1996). Las floraciones algales son una consecuencia de la eutrofización y pueden ser desarrolladas por diversas especies de fitoplancton pertenecientes a las Clases *Bacillariophyceae* (diatomeas), *Chlorophyceae* (algas verdes), *Dinophyceae* (dinoflagelados), *Chrysophyceae*, *Cryptophyceae* o *Cyanophyceae* (cianobacterias) (Hallegraeff, 1992; Paerl, 1996).

Las especies fitoplanctónicas se desarrollan muy rápidamente, algunas de ellas ante condiciones favorables se dividen varias veces al día y responden fácilmente a los cambios de las condiciones ambientales, lo que provoca explosiones de fitoplancton (Bayard y McConnaughey, 1975). Este fenómeno puede suceder en cualquier tiempo y lugar siempre que se den las condiciones locales favorables, con frecuencia existen varios afloramientos entre la primera y última manifestación primaveral; en algunas localidades costeras, en condiciones especiales, se producen también floraciones invernales (Bayard y McConnaughey, 1975). Durante estos afloramientos la cantidad de fitoplancton puede duplicarse en el día, produciendo grandes acumulaciones de billones de células hasta que el empobrecimiento del material nutritivo de las plantas y la disminución del crecimiento a causa de las poblaciones zooplanctónicas que se desarrollan con mayor lentitud, disminuyen paulatinamente el aumento de la población, provocando un equilibrio o un fuerte descenso del fitoplancton total en la zona, que es reemplazado por zooplancton (Bayard y McConnaughey, 1975)

Durante las floraciones se incrementan las interacciones entre las algas y otros microorganismos de su entorno. Algunos de éstos pueden ser patógenos y están representados por bacterias, hongos, ciliados y ameboides que se sitúan dentro de las colonias, en las vainas de los filamentos, en las cápsulas o en los microambientes formados por la agrupación de organismos. Las floraciones de algunos géneros algales (*Microcystis*, *Anabaena* y *Aphanizomenon*) se caracterizan porque se agrupan formando grandes unidades coloniales. Las interacciones pueden ser azarosas e inespecíficas como en el caso de bacterias y amebas encontradas en el mucílago de *M. aeruginosa* (Paerl, 1988). Pueden ser muy específicas como la asociación entre *Pseudomonas aeruginosa* y los heterocistos (células especializadas para la fijación de nitrógeno atmosférico) de *Anabaena oscillarioides*. Si bien estas asociaciones son mutuamente beneficiosas entre los organismos planctónicos, pueden tornarse nocivas para organismos de niveles superiores, ya sea por consumo o contacto. Un *bloom* puede ser muy favorable a la producción piscícola si la especie que lo provoca constituye una buena fuente de alimento, como por ejemplo, los *bloom* de Clorofíceas, o bien, por el contrario, pueden ser muy desfavorables si están

producidos por algas no asimilables para los organismos consumidores y que a su vez desvían una cantidad importante de materia que no es aprovechada por la cadena trófica (es el caso del *bloom* de Cianofíceas) (Paerl, 1988).

Tras la aparición de un *bloom* se observa generalmente una fase de crecimiento seguida de una desaparición casi total de fitoplancton, llamada *die-off* (Paerl, 1988). Existen varias hipótesis que justifican las causas de esta desaparición brutal, entre otras, Smith (1988) ha observado en ciertos casos de *die-off* la presencia de agentes patógenos, bacterias y virus que provocan la destrucción de las células. Este mismo autor atribuye la aparición de estos fenómenos a la respuesta ante acontecimientos como deficiencias de nutrientes que pueden paralizar la formación de las proteínas y entrañar una fotólisis de las células, o bien reducir sus defensas quedando más susceptibles a un ataque bacteriano o viral. (Boyd *et al.*, 1978) explican los *die-off* como alteraciones debidas a variaciones en las condiciones meteorológicas, tales como la sucesión de períodos de fuertes ensolamientos, con vientos al inicio, seguidos de algunos días de calma, etc. Por tanto, podemos decir que los *die-off* pueden ser provocados o estar favorecidos por alguno de estos factores, actuando solos o bien en combinación unos con otros.

3.8.1. Organismos que desarrollan floración algal

Las floraciones pueden ser desarrolladas por diversas especies de fitoplancton (Tabla 1) pertenecientes a las Clases Bacillariophyceae (diatomeas), Chlorophyceae (algas verdes), Dinophyceae (dinoflagelados), Chrysophyceae y Cryptophyceae dentro de las algas eucariotas, y Cyanophyceae (cianobacterias) como procariota (Parra *et al.* 1986).

Son muchas las especies de cianobacterias que desarrollan floraciones en ambientes de agua dulce, salobre o marina. En la tabla 1 se encuentran los géneros de cianobacterias de aguas continentales (dulce y salobre), que han registrado floraciones tóxicas con mayor frecuencia a nivel mundial. Se destacan *Microcystis*, *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Planktothrix*, *Cylindrospermopsis* y *Nodularia*, por su amplia distribución y por los efectos sobre otros organismos debido a la presencia de toxinas, denominadas genéricamente cianotoxinas (Parra *et al.*, 1986).

Tabla .1 Géneros de cianobacterias que producen floraciones tóxicas

Géneros de cianobacterias que desarrollan floraciones tóxicas	
<i>Anabaena</i>	<i>Microcystis</i>
<i>Anabaenopsis</i>	<i>Nodularia</i>
<i>Aphanizomenon</i>	<i>Nostoc</i>
<i>Aphanocapsa</i>	<i>Oscillatoria</i>
<i>Coelosphaerium</i>	<i>Phormidium</i>
<i>Cylindrospermopsis</i>	<i>Planktothrix</i>
<i>Gloeotrichia</i>	<i>Pseudanabaena</i>
<i>Gomphosphaeria</i>	<i>Synechocystis</i>
<i>Lyngbya</i>	<i>Synechococcus</i>

Fuente: Parra *et al.*, 1986

3.8.2. Floraciones de cianobacterias

Las cianobacterias son frecuentes formadoras de floraciones en aguas continentales eutrofizadas (especialmente con altos niveles de nitrógeno y fósforo), siendo indicadores del deterioro de la calidad ambiental (Margalef, 1981; Reynolds y Walsby, 1975; Reynolds, 1987). Algunas especies de este grupo (*Microcystis spp*, *Anabaena spp*, *Aphanizomenon spp*) desarrollan floraciones fácilmente visibles debido a que las células se acumulan en la superficie de la columna de agua, formando una capa densa de algunos centímetros de espesor y de un color verde flúor característico (Margalef, 1981; Reynolds y Walsby, 1975; Reynolds, 1987). Estas especies ascienden a la superficie en un lapso de minutos a horas cuando la columna de agua se estabiliza, debido a la presencia de vacuolas de gas protoplasmáticas. Dicha estabilidad se da en condiciones de vientos menores a 3 m s⁻¹, de modo que en menos de 24 h un ambiente turbulento pasa a un estado estable y permite la acumulación de la floración en la superficie (Margalef, 1981; Reynolds y Walsby, 1975; Reynolds, 1987). Las floraciones de otras cianobacterias (*Planktothrix spp*, *Oscillatoria spp*, *Planktolyngbyas spp*.) no se acumulan en la superficie sino en niveles más profundos y menos iluminados (Reynolds *et al.*, 1983), o permanecen dispersas en la columna de agua, por lo que no siempre son visibles a simple vista (Reynolds *et al.*, 1983).

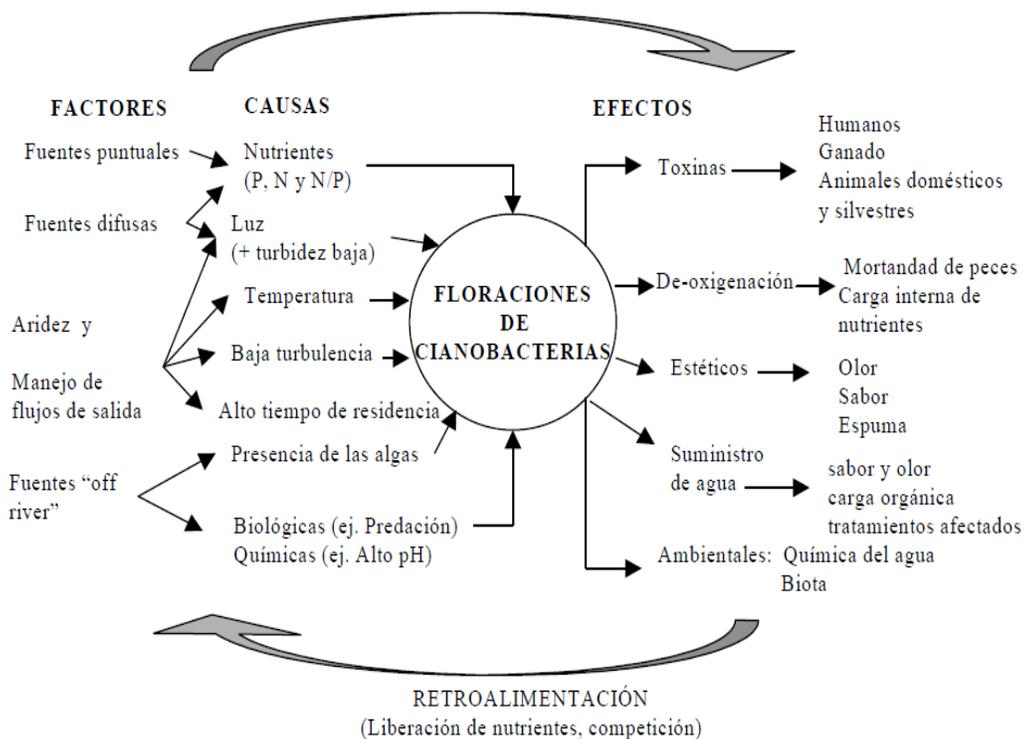


Fig. 1. Diagrama simplificado de los factores que determinan las causas de las floraciones de cianobacterias y los efectos de éstas sobre los sistemas acuáticos, su biota y sus potenciales usos

Fuente: Reynolds *et al.*, 1983

3.8.2.1 Causas que favorecen y controlan el desarrollo de floraciones de cianobacterias.

Los factores que favorecen el desarrollo de floraciones de cianobacterias, así como sus efectos, se resumen en la (figura 1). Para crear las condiciones favorables al desarrollo de una floración basta con que estén presentes algunos y no todos los factores mencionados, dependiendo de las características naturales de los sistemas acuáticos (Reynolds *et al.*, 1983). Tal como se presenta a continuación:

1) La carga excesiva de nutrientes en el agua, principalmente de nitrógeno (N) y fósforo (P) son, fundamentales para la vida de los organismos, el exceso de alguno de ellos transforma al otro en un nutriente limitante para el crecimiento algal, de modo que solo aquellas especies capaces de desarrollar determinadas estrategias podrá superar esa carencia y alcanzar densidades muy altas. Cuando estas condiciones no ocurren, la floración desaparece y da lugar a otros organismos. Este proceso de enriquecimiento puede verse acelerado por la participación del hombre mediante aportes producto de las actividades

industriales, rurales y a los residuos domésticos. El control de estos aportes hace posible la disminución de las floraciones y hasta la desaparición del fenómeno (Parra *et al.*, 1986).

2) Otro factor determinante es la intensidad luminosa que generalmente va asociado al incremento de la temperatura y a la duración del día solar. La luz tiene incidencia directa sobre el metabolismo algal, de modo que al aumentar la intensidad luminosa también aumenta la actividad fotosintética y la demanda de nutrientes. En consecuencia se produce un incremento de la biomasa de las células algales que ocasiona el incremento de las poblaciones de determinadas especies. Cuando la floración se acumula en la superficie de la columna de agua, se produce un sombreamiento sobre el resto de las especies dispersas en los niveles inferiores y con ello una limitación de su crecimiento. Además, la alta intensidad luminosa también puede producir fotoinhibición en algunas especies y ocasionar la muerte y sedimentación de las algas acumuladas en la superficie. Por otra parte, el aporte de sedimentos mediante fuentes difusas incrementa la turbidez de la columna de agua limitando el crecimiento algal. En este sentido, las especies de cianobacterias que poseen vacuolas de gas regulan su posición en la columna de agua y permanecen en las capas superiores iluminadas, donde pueden desarrollar floraciones (Parra *et al.*, 1986).

3) El aumento de la temperatura del agua por sobre los 20 °C favorece el desarrollo de las cianobacterias, ya que incrementa las tasas de crecimiento y de reproducción celular. La mayoría de las floraciones de este grupo se registran durante períodos cálidos a excepción de *M. aeruginosaes* que se reporta como una especie que desarrolla floraciones en ambientes con temperatura < 20 °C (Parra *et al.*, 1986). Otro efecto del aumento de la temperatura está relacionado con la estratificación de la columna de agua debido a que al incrementarse la temperatura de las capas superficiales se forma un gradiente vertical de densidad que resulta en la estratificación de la columna de agua. En ausencia de viento o con baja turbulencia (velocidad del viento menor a 3 m s⁻¹) se acelera el proceso de sedimentación de las partículas (incluidas especies de algas), el agotamiento de los nutrientes y la acumulación superficial de las cianobacterias. En algunos sistemas, los altos tiempos de residencia del agua determinan la anoxia (ausencia de oxígeno) de los niveles más profundos y con ello la liberación de compuestos químicos reducidos desde el sedimento, constituyendo un incremento de la carga interna de nutrientes al sistema. Por otro lado, los cuerpos de agua con bajo tiempo de residencia (< 10 días) como los sistemas fluviales (ríos) o los embalses con tasas de renovación altas, impiden el establecimiento de las condiciones ambientales favorables al crecimiento de las cianobacterias (Parra *et al.* 1986).

4) La turbulencia, que generalmente está asociada a la presencia del viento, determina una disminución de la transparencia del agua por aumento de la turbidez en ambientes someros (re suspensión), actuando como un factor controlador de las floraciones, ya que ocasiona una disminución de la tasa de fotosíntesis y de la biomasa algal. Cuando la intensidad del viento ocasiona la

mezcla de la columna de agua, impide la acumulación de las cianobacterias en la superficie y favorece la re suspensión de los nutrientes. Por otra parte, la distribución y ubicación de una floración en un cuerpo de agua tiene relación también con la dirección del viento antes y/o durante el acontecimiento. Las floraciones se acumulan en las bahías hacia donde sopla el viento y/o en las zonas protegidas (Parra *et al.*, 1986).

5) Entre las causas no controlables se mencionan la presencia de especies capaces de desarrollar floraciones y los efectos debidos a las interacciones entre las comunidades planctónicas. Un ejemplo claro es el efecto de la predación ejercida por el zooplancton sobre las especies de fitoplancton competidoras con las cianobacterias por algún recurso (nutrientes, luz). Cuando esto ocurre, la ausencia del competidor establece un nicho que es rápidamente colonizado por las cianobacterias y permite el desarrollo de la floración (Parra *et al.*, 1986).

6) Factores adicionales como la disminución en la concentración de carbono inorgánico disuelto en el agua con el consiguiente incremento del pH, también favorece el desarrollo de floraciones. Este incremento del pH puede estar dado por las características naturales del sistema (aguas duras) o por los efectos del crecimiento de la comunidad fitoplanctónica. En este sentido, la incorporación de carbono que las algas toman como CO₂ disuelto en el agua mediante la fotosíntesis, determina un cambio en la concentración de iones debido a la disminución del carbono disponible, un aumento del pH y una limitación para el crecimiento de muchas especies de algas, excepto las cianobacterias (Parra *et al.*, 1986).

3.8.2.2. Procesos asociados a actividades humanas más relevantes que determinan las floraciones

1) Los aportes puntuales, provenientes de aguas residuales domésticas o industriales no tratadas, que son vertidas directa o indirectamente a los sistemas acuáticos.

2) Los aportes difusos provenientes de aguas de escorrentía debido al lavado de suelos de áreas cultivadas y fertilizadas, de suelos deforestados o de campos con ganadería (ya sea extensiva, tambos, etc.).

3) La aridez de regiones próximas o dentro de la cuenca hidrográfica, o los efectos similares debidos a suelos sin vegetación.

4) El manejo de los flujos de salida (manejo de las compuertas de las represas) mediante el cual es posible regular el tiempo de residencia del agua en los embalses.

3.8.2.3. Consecuencias de las floraciones de cianobacterias

En aguas dulces y estuarinas, las floraciones son indicadoras de un proceso de eutrofización acelerada, a la vez que ocasionan perjuicios con relación a los diversos usos del recurso. Entre los efectos más destacables de estos fenómenos se mencionan:

1) La presencia de cianotoxinas y el consiguiente riesgo de intoxicación de los seres vivos en contacto con el fenómeno. Como ejemplo: las floraciones de *M. aeruginosa*, especie cosmopolita que también desarrolla floraciones tóxicas, producen efectos negativos sean o no tóxicas. Cuando estos fenómenos se dan en cuerpos de agua destinados a usos humanos, como fuente de agua potable, recreación, baños, etc., ocasionan importantes perjuicios desde el punto de vista sanitario y estético (Codd *et al.*, 1989; Falconer, 1996, 1999; Falconer y Humpage, 1996). La toxina de esta especie, microcystina, es una hepatotoxina potente, 100 veces más que el cianuro (Pizzolón, 1996). La ingestión de agua con altas concentraciones de cepas tóxicas de esta alga ocasiona la muerte de animales (desde pequeñas aves a ganado) (Carmichael, 1981; Falconer, 1993, 1996; Frazier *et al.*, 1998; Neering, 1993; Vasconcelos, 1999) y/o efectos acumulativos crónicos que pueden producir la muerte por la formación de tumores hepáticos (Chorus y Bartram, 1999). Se estima que una dosis de efecto letal para el hombre requiere el consumo de 5 litros de agua con una densidad de algas de 2.10⁵ cel ml⁻¹. Si bien esta densidad es fácilmente alcanzable en una floración, el aspecto del agua provoca un natural rechazo que constituye una defensa para el potencial consumidor (Pizzolón, 1996).

Sin embargo, los animales no hacen ninguna distinción, por lo que constituyen las víctimas mortales más numerosas por intoxicación con cianotoxinas. También se han registrado efectos nocivos de diferente gravedad en seres humanos (Carmichael, 1981; Chorus y Bartram, 1999; 1996; Falconer y Humpage, 1996; Pizzolón, 1996) a causa del contacto, ingestión o inhalación de la microcystina. Se consideran de mayor riesgo los efectos debidos a la ingestión de dosis sub-letales de toxina, ya sea en forma disuelta dada su presencia en cuerpos de agua destinados a potabilización y/o recreación, o por consumo de organismos acuáticos en contacto con floraciones tóxicas (Falconer, 1996; Freitas *et al.*, 2001; Laurén-Määtä et al., 1995; Neehring, 1993; Williams *et al.*, 1997).

2) Otro efecto de las floraciones de cianobacterias se relaciona con la alta productividad primaria de la comunidad planctónica (Falconer, 1996; Freitas *et al.*, 2001; Laurén-Määtä et al., 1995; Neehring, 1993; Williams *et al.*, 1997). Esto determina, por un lado, un incremento en el consumo de oxígeno debido a la respiración de las algas y especialmente de los microorganismos degradadores de esa biomasa. Por otra parte, se produce una alteración de las propiedades químicas del agua, especialmente del pH, debido al consumo del carbono que puede volverse limitante para el desarrollo de otras microalgas. Esto favorece la disminución de la diversidad de la biota del sistema (Falconer,

1996; Freitas *et al.*, 2001; Laurén-Määttä *et al.*, 1995; Neehring, 1993; Williams *et al.*, 1997).

3) El mayor consumo de oxígeno que se produce cuando la floración sedimenta, frecuentemente ocasiona la anoxia en los niveles más profundos del cuerpo de agua. Este efecto puede determinar la muerte de la fauna ictícola (peces), especialmente los que viven próximos al sedimento. También está asociado a la liberación de nutrientes reducidos desde el sedimento, junto al desarrollo de bacterias sulfactantes y la liberación de SH₂ (gas sulfhídrico) (Chorus y Bartram, 1999).

4) La liberación de SH₂ determina que el agua tenga un olor y sabor desagradable, además de resultar un compuesto tóxico para la biota del sistema. El fuerte olor y sabor del agua y de los organismos acuáticos, puede también estar asociado a la presencia de compuestos volátiles (Geosmina y 2-methyl-isoborneol o 2-MIB) sintetizados por algunas especies de cianobacterias y/o hongos (actinomicetes). Estos productos dificultan y encarecen los tratamientos de potabilización del agua, que conjuntamente con las toxinas disueltas, deben ser totalmente removidos del sistema. También pueden ser causantes de mal sabor en los productos de pesca, limitando su consumo (Chorus y Bartram, 1999).

5) Las floraciones de cianobacterias afectan a los organismos acuáticos por algunas de las causas antes mencionada o por otros efectos mecánicos o bioquímicos, ya sea colmatando mecánicamente las agallas de los peces e impidiendo el intercambio gaseoso, intoxicando directamente a los organismos o indirectamente a través de la cadena trófica (Chorus y Bartram, 1999).

3.8.3 Floraciones tóxicas

Algunas cepas de cianobacterias sintetizan metabolitos secundarios que tienen efectos tóxicos sobre la biota (Chorus y Bartram, 1999). Estos metabolitos tóxicos, denomina dos genéricamente cianotoxinas, comprenden un variado grupo de moléculas de diferentes características. Son básicamente neurotoxinas, dermatotoxinas, gastrotoxinas y hepatotoxinas. En el hombre pueden causar desde ligeros malestares digestivos hasta muerte por asfixia o deshidratación (Carmichael, 1981; Falconer, 1999; Sivonen, 1996).

Tabla 2. Péptidos y alcaloides que constituyen las cianotoxinas presentes en las floraciones de cianobacterias tóxicas. Se indica el tipo de toxicidad según el órgano o sistema afectado, su nomenclatura y las especies que las sintetizan ("spp" se refiere a varias especies dentro del género).

Péptidoscíclicos	Alcaloides
Hepatotoxinas Microcystina (MCYS) <i>Anabaena spp</i> <i>Anabaenopsis millerii</i> <i>Microcystis spp</i> <i>Nostoc sp</i> <i>Oscillatoria limosa</i> <i>Planktothrix spp</i>	Neurotoxinas Anatoxina (ANTX-a). <i>Anabaena spp</i> <i>Aphanizomenon spp</i> <i>Cylindrospermum sp</i> <i>Microcystis spp</i> <i>Oscillatoria spp</i> <i>Planktothrix spp</i> <i>Anabaena spp</i>
	Saxitoxina (SXT) <i>Anabaena circinalis</i> <i>Aphanizomenonflos-aquae</i> <i>Cylindrospermopsis raciborskii</i> <i>Lyngbya wolleii</i> Dermotoxina <i>Aplisiatoxina</i> <i>Lyngbya spp</i>
<i>Nodularina Nodularia spp</i>	Hepatotoxina <i>Aphanizomenon spp</i> <i>Cylindrospermopsis spp</i>
	Irritantes Lipopolisacaridos (LPS) Todas las especies

Fuente: Falconer, 1999

3.9. Principales cámaras utilizadas para la cuantificación

Cámara de Palmer-Maloney: La cámara se describe en detalle en Palmer y Maloney, 1954. Consiste en una cámara de vidrio circular, de 17.9 mm de diámetro y 0.4mm de profundidad, y con una capacidad para 0.1ml de muestra. Es buena para realizar conteos tanto de nanoplanctónicas (> 20µm). La cámara se llena por una de las dos ranuras que posee en su parte media y luego se cubre con el cubre objetos.

Cámara de Sedgwick- Rafter (S/R): El uso de esta cámara se describe en (Serfling, 1949; McAlice, 1971). Tienen 50 mm por 20 mm de lado y 1 mm de profundidad, con una capacidad de 1 ml de muestra. Es apta para conteos de células relativamente grandes, y el alto de la cámara no permite realizar observaciones con gran aumento (generalmente menos de 200x). Para llenar la cámara se recomienda colocar el cubreobjetos en forma diagonal, y colocar la muestra por el espacio libre que queda entre este y el porta objeto. De esta manera se evita la formación de burbujas de aire, que podrían introducir una fuente de error al medir el volumen de la muestra.

Cámara Neubauer o Hematocitometro: Existen diferentes tipos. Uno de ellos tienen 0,1mm de profundidad y posee una grilla Neubauer, dividida en nueve cuadro de 1mm de lado cada uno, algunos de los cuales tienen subdivisiones,

con lo cual es posible contar células en una área conocida. El volumen de muestra en cada una de estas áreas es de 0,0018ml.

Otro tipo de hematocitometro tiene 0,2 mm de profundidad y posee una grilla Funchs-Rosenthal consiste en dieciséis cuadros, cada uno de 1 mm de lado, que están a su vez subdivididos en otro 16 de 250 μm de lado cada uno. Una variación de este tipo de cámaras posee una grilla Neubauer en vez de una Funchs- Rosenthal.

Cámara Petroff- Hausser: Esta cámara ha sido utilizada principalmente para conteos de células sanguíneas y su uso no es frecuente en trabajo de planctología. Tiene 0,02 mm de profundidad y posee una grilla Neubauer; el volumen total de la muestra es de 0,000018 ml.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Área de muestreo

El presente estudio se realizó en el río Estero Real, Departamento de Chinandega, Nicaragua. La zona de estudio tiene una longitud de 23 Km; divididos en 10 puntos de muestreo (P).

Localización de puntos de muestreo de fitoplancton en el río Estero Real-Chinandega, Nicaragua 2013

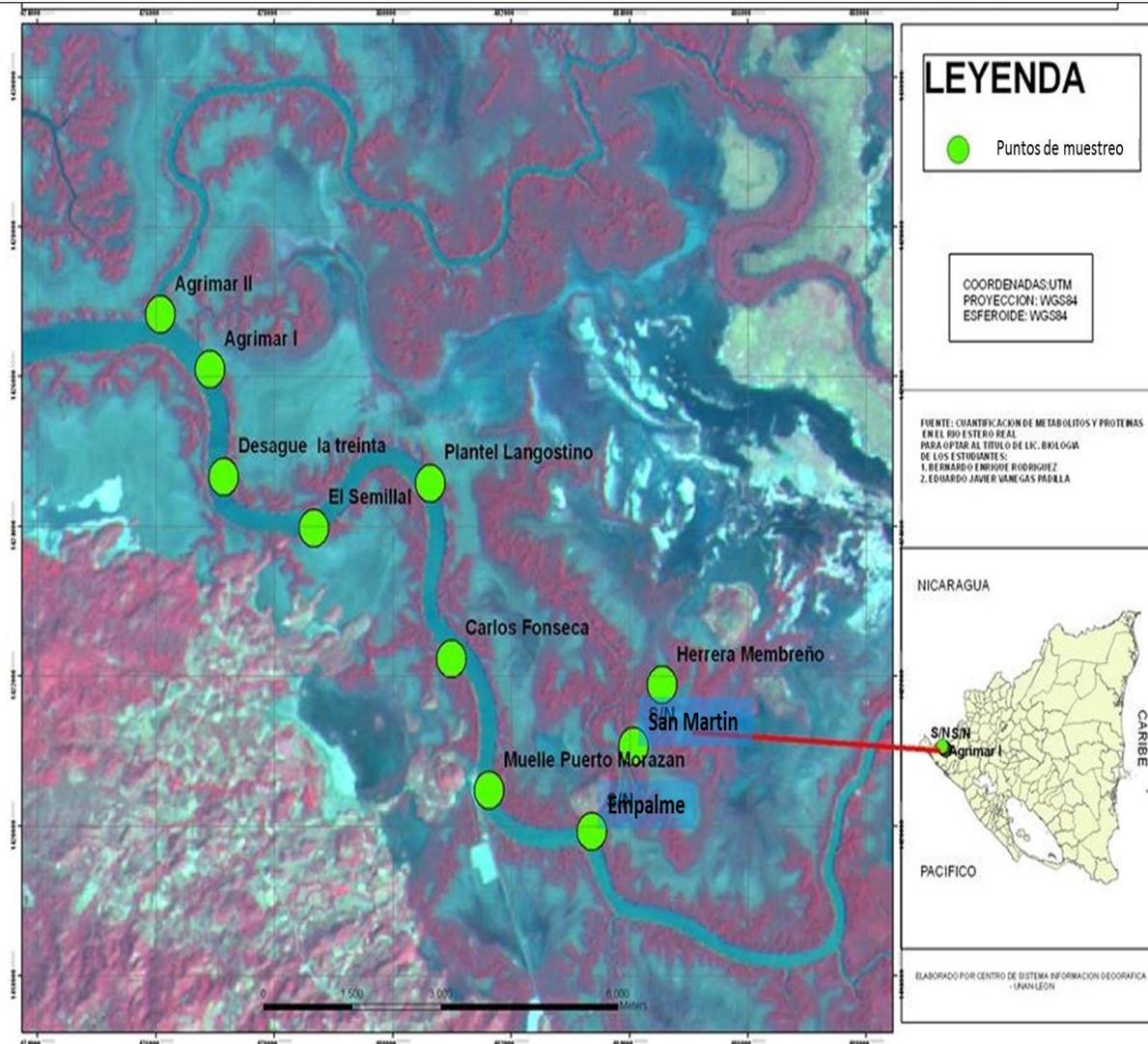


Figura 2. Ubicación de puntos de muestreo del área de estudio.
Fuente: CSIG-UNAN-LEÓN

Tabla 3. Coordenadas geográficas de puntos de muestreo en el Río Estero Real, Nicaragua.

Punto	Localidad	Longitud	Latitud
P1	Cooperativa Herrera Membreño	-87°08.539'	12°51.730'
P2	San Martín	-87°08.844'	12°51.205'
P3	Empalme	-87°09.235'	12°50.632'
P4	Muelle Puerto Morazán	-87°10.193'	12°50.984'
P5	Cooperativa Carlos Fonseca	-87°10.505'	12°51.909'
P6	Plantel de Langostino	-87°10.695'	12°56.147'
P7	El Semillal	-87°11.740'	12°52.868'
P8	Desagüe de la Treinta	-87°12.637'	12°53.229'
P9	Agrimar I	-87°12.774'	12°53.993'
P10	Agrimar II	-87°13.252'	12°54.419'

4.2. Metodología experimental para la toma de muestras

Los muestreos se realizaron en un área de 23 km, una vez al mes, en el período Junio-Noviembre. El área de estudio se dividió en diez puntos de muestreo, desde la Cooperativa Herrera Membreño (P1) hasta AGRIMAR II (P10). Los puntos fueron georreferenciados con un GPS marca (Garmin eTrex 10). La toma de las muestras se hizo siempre entre las 10 y 11 de la mañana, en marea alta.

Los parámetros fisicoquímicos (salinidad, oxígeno disuelto (OD), pH, temperatura y turbidez) se midieron en la superficie y centro del río.

Para la toma de temperatura y OD se utilizó un oxígenómetro marca Fisher scientific, que se introdujo en la superficie del río para determinar el oxígeno disuelto y los grados de temperatura en el lugar. La salinidad se obtuvo por medio de un refractómetro marca Grand Índex. Previo a la utilización, el refractómetro se lavó con agua destilada para calibrarlo y tras cada toma de medida el refractómetro era lavado con agua destilada para realizar la siguiente lectura. El pH se midió con un pH-metro marca (pH Testr 20) y el procedimiento se realizó de manera similar al utilizado para la toma de medida del OD. La turbidez se midió con un disco de secchi elaborado por el Laboratorio de Fisiología Animal de la UNAN-León, el cual está graduado con franjas blanca y negra cada 5cm, en el cual se registró la profundidad de desaparición del disco, que consistía en descender el disco dentro del agua hasta que desaparezca y se registre la profundidad. Las lecturas de disco de secchi fueron medidas siempre por la misma persona.

La toma de muestra de fitoplancton se realizó usando un tubo PVC de 2 pulgadas de ancho por 1 metro de largo, el cual en la parte inferior tenía una pelota amarrada con un mecate que pasaba por el centro del tubo y que llegaba hasta la mano del tomador de muestra. El tubo muestreador se introdujo en el río aflojando un poco el mecate con la pelota para que entrara el agua y cuando el tubo estaba lleno se jalaba el mecate de tal forma que la

pelota sirviera de tapón para que no saliera la muestra, luego el agua era depositada en una cubeta. Se llenaron tres botellas debidamente rotuladas por punto, a las cuales se les agregó 5 gotas de lugol neutro, se colocaron en un termo para ser llevadas al Laboratorio de Fisiología Animal de la UNAN-León. El lugol neutro se preparó en el laboratorio de la siguiente manera: se pesaron 20 gr de ioduro de potasio (KI) y 10 gr de yodo (I), se introdujeron en un Becker de 500 mL y se agregaron 200 mL de agua destilada. La solución se mezcló hasta disolver por completo, se colocó en un envase color ámbar y se guardó en la nevera a 6° C.

4.3. Identificación de grupos de algas y conteo celular

Se identificaron los grupos de fitoplancton mayormente encontrados en el Estero Real, de forma comparativa usando manual de fitoplancton editado por Martínez, E. (2009) y Diapositivas del plancton típico en camaroneras recopilado por Ching, C. (S/F). Ambos manuales fueron facilitados por trabajadores de Camanica-Pescanova.

Previo a la realización de cada una de las lecturas las muestras fueron agitadas suavemente, de manera que no se fragmentaran las células. Y Para la identificación de los organismos fitoplanctónicos se utilizaron dos tipos de cámaras de conteo celular:

4.3.1 Cámara Neubauer o Hematocitometro

Se colocaron 10 µl de la muestra en la cámara de Neubauer con una micropipeta. Con el lente de 10X se ubicaron los cuadrantes y una vez seleccionado se utilizó el lente de 40X para proceder a la identificación y conteo de los organismos, iniciando de la parte superior derecha llevando una trayectoria en forma de S. Una vez contados los organismos de los 4 cuadrantes se multiplican por 2500 para obtener número de células por mililitros.

Fórmula para recuento con cuadros grandes en cámara de Neubauer

$$\text{Concentración} = \frac{\text{Número de células} \times 10^4}{4}$$

Todos los organismos identificados fueron fotografiados usando cámara digital marca Sony de 10 mp, comercial.

4.3.2. Cámara Sedgwick-Rafter (S/R)

Con un gotero se colocó 1 mL de muestra en la cámara de Sedgwick- Rafter (S/R) de la siguiente manera: se llenó lentamente girando la parte posterior del cubre objeto de tal forma que no quedaran gotas de agua. Se dejó reposar

por cinco minutos para permitir que las células se depositen en el fondo de la cámara y se examinó a una magnificación de 10x con un microscopio óptico convencional. Se tomaron un total de 12 cuadrantes de la cámara, el conteo se hizo en forma de S, se contó el número de organismos encontrados en cada cuadrante y una vez identificados se anotó en el formato correspondiente a la cámara (S/R). Se tomó en cuenta no contar los organismos que se encontraban en los bordes, por lo que al sedimentarse la mayoría de los organismos quedan en el extremo de la cámara. Las lecturas se realizaron por triplicado.

4.4. Análisis estadísticos.

Para todos los experimentos la comparación entre los grupos se realizó usando Sigma Stat (SPSS Inc., Chicago, IL). Los datos fueron analizados mediante una prueba de normalidad (Shapiro-Wilks) y de homogeneidad de varianzas (prueba C de Cochran). La relación entre los parámetros fisicoquímicos y las concentraciones de los grupos de microalgas se determinó usando el análisis de regresión por pasos hacia atrás para tomar solamente las variables con $P < 0.001$. Los datos se muestran como media \pm E.E.M. de cada grupo y las diferencias entre ellos se evaluaron mediante un ANOVA de una vía. Tras los análisis de varianza se realizó el test de comparaciones múltiples de Student Newman Keuls. En todos los casos el nivel de significación se estableció con un valor de $P < 0.05$.

5. RESULTADOS

5.1 Parámetros Físicos-Químicos

5.1.1 Oxígeno disuelto (OD)

En la tabla 4. Se muestran las concentraciones de oxígeno disuelto encontradas en cada punto de muestreo, donde se refleja un incremento en los puntos de muestreos con respecto al tiempo.

Tabla 4. Valores promedio de Oxígeno disuelto (mg/L) en cada punto de muestreo, en el tiempo. P1: Herrera Membreño, P2: San Martín, P3: Empalme, P4: Muelle Puerto Morazán, P5: Carlos Fonseca, P6: Plantel Langostino, P7: El Semillal, P8: Desagüe La Treinta, P9: Agrimar I, P10: Agrimar II.

	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	1.7	1.9	1.6	2.2	4.0	1.3
P2	1.8	1.6	1.4	1.6	2.6	1.6
P3	1.8	1.8	1.9	1.3	3.2	2.1
P4	1.8	1.8	1.7	1.3	3.3	1.8
P5	1.5	2.2	1.7	1.2	3.0	2.1
P6	1.7	1.8	2.1	0.9	2.9	3.6
P7	1.6	1.6	2.0	1.4	3.2	3.6
P8	1.6	1.6	2.4	1.3	3	2.5
P9	1.6	1.9	2.3	1.4	2.8	3.5
P10	1.6	2	2.2	1.7	3.4	2.5
Promedio	1.7	1.8	1.9	1.4	3.1	2.5

En la figura 3. se observa que los niveles promedio de OD, de cada mes de muestreo, presentan una leve tendencia a incrementar en el tiempo, siendo los meses de junio, julio, agosto y septiembre los que presentan las menores concentraciones de OD, difiriendo significativamente de los meses de octubre y noviembre que presentan las mayores concentraciones de OD.

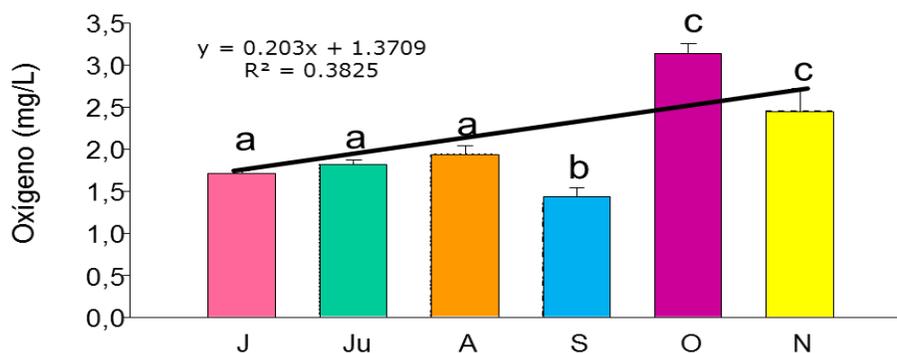


Figura 3. Valores promedio de oxígeno disuelto (OD) en las aguas del río Estero Real. Junio (J), Julio (Ju), Agosto (A), Septiembre (S), Octubre (O) y Noviembre (N). Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=10. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre meses.

5.1.2 Temperatura

En la tabla 5. muestra los valores promedios de temperatura encontradas en cada punto de muestreo, donde se refleja que no hay variación a lo largo del tiempo.

Tabla 5. Valores de temperatura (°C) en cada punto de muestreo, en el tiempo. P1: Herrera Membreño, P2: San Martín, P3: Empalme, P4: Muelle Puerto Morazán, P5: Carlos Fonseca, P6: Plantel Langostino, P7: El Semillal, P8: Desagüe La Treinta, P9: Agrimar I, P10: Agrimar II.

	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	32.5	30.9	32.1	29.1	29.8	30.8
P2	31.6	30.8	31.9	30.1	29.3	31.2
P3	32.1	31.4	32.7	30	30.2	31.8
P4	32.2	31.6	31.7	30.1	29.2	31
P5	32.2	31.4	31.7	30.1	30.2	30.8
P6	31.7	31.7	32.4	30.4	29.7	32.7
P7	31.8	31.5	32.3	30.4	31	32.0
P8	32	31.0	32.8	30.2	30.6	31.2
P9	31.6	31.7	32.7	30.5	31.2	31.6
P10	31.8	32	31.9	30.4	31.1	31.1
Promedio	32.0	31.4	32.2	30.1	30.2	31.4

La figura 4. Muestra que los valores promedios de la temperatura de las aguas del río Estero Real, tras el análisis de varianza, no presentan diferencias significativas en los seis meses de estudio.

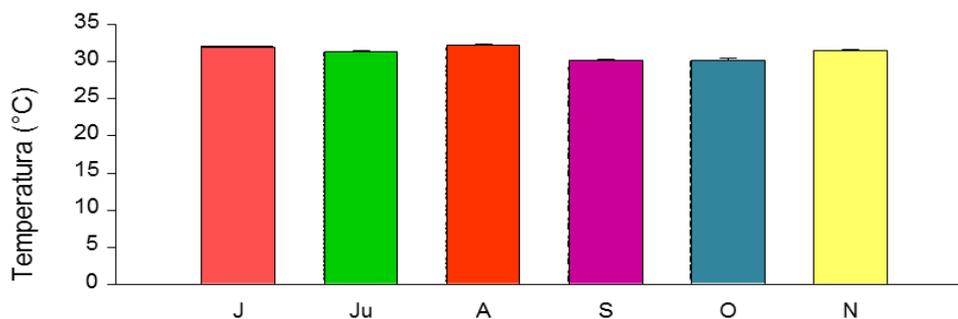


Fig. 4. Valores promedio de temperatura (°C) en las aguas del río Estero Real. Junio (J), Julio (Ju), Agosto (A), Septiembre (S), Octubre (O) y Noviembre (N). Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=10.

5.1.3 Salinidad

En la tabla 6. muestra que las concentraciones salinas tienden a incrementar conforme se acerca a la boca del estero. Por otra parte los valores indican que tienden a decrecer conforme al tiempo.

Tabla 6. Concentración salina (ppm) en cada punto de muestreo. P1: Herrera Membreño, P2: San Martín, P3: Empalme, P4: Muelle Puerto Morazán, P5: Carlos Fonseca, P6: Plantel Langostino, P7: El Semillal, P8: Desagüe La Treinta, P9: Agrimar I, P10: Agrimar II.

	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	16	5	12	2.8	0	0
P2	18	8	13	3	0	0
P3	19	9	13.7	2	1	0
P4	20	10	16.7	2.2	2	4
P5	20	12	17	1.7	1	4.5
P6	21	15	18	1	1	6
P7	21	15	20	1	3.5	7
P8	23	16	20	3	4	10
P9	24	17	22	3	4	10
P10	25	17	22	5	5	10
Promedio	20.7	12.4	17.4	2.5	2.2	5.2

La figura 5 muestra que en los seis meses de estudio se observó una tendencia decreciente de los valores promedios de la concentración salina, en el tiempo, en las aguas del río estero real. Los meses de junio, julio y agosto presentan los mayores valores y difieren significativamente entre ellos y los meses de septiembre, octubre y noviembre son los que presentan los menores valores de concentración salina, de estos septiembre y octubre presentan igual comportamiento y difieren significativamente del resto de meses estudiados

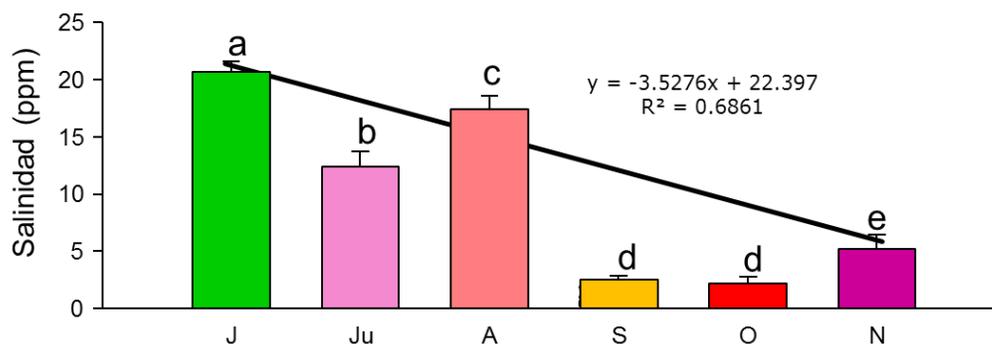


Fig. 5. Valores promedio de salinidad (ppm) en aguas del río Estero Real. Junio (J), Julio (Ju), Agosto (A), Septiembre (S), Octubre (O) y Noviembre (N). Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=10. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre meses.

5.1.4 PH

En la tabla 7. Se muestran los valores promedios de pH encontrados en cada punto de muestreo, donde indica que no hay variaciones del pH en los meses de estudio

Tabla 7. Valores promedio de pH, en cada punto de muestreo. P1: Herrera Membreño, P2: San Martín, P3: Empalme, P4: Muelle Puerto Morazán, P5: Carlos Fonseca, P6: Plantel Langostino, P7: El Semillal, P8: Desagüe La Treinta, P9: Agrimar I, P10: Agrimar II.

	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	7.18	6.93	7.14	7.16	7.37	7.14
P2	7.16	6.83	7.12	7.01	6.97	7.13
P3	7.13	6.99	7.15	7.01	6.98	7.22
P4	7.16	7	7.15	6.99	6.98	7.05
P5	7.15	6.97	7.16	6.99	6.96	7.18
P6	7.15	6.97	7.18	6.93	6.97	7.26
P7	7.14	6.92	7.17	6.93	6.94	7.25
P8	7.04	6.94	7.25	6.89	6.92	7.08
P9	7.1	7.01	7.14	6.92	6.98	7.22
P10	7.33	7.02	7.13	6.91	6.96	7.18
Promedio	7.2	7.0	7.2	7.0	7.0	7.2

En la figura 6 se muestran los valores promedios de pH para cada uno de los meses estudiados. Tras el análisis de varianza, no se observan diferencias significativas entre los meses de estudio.

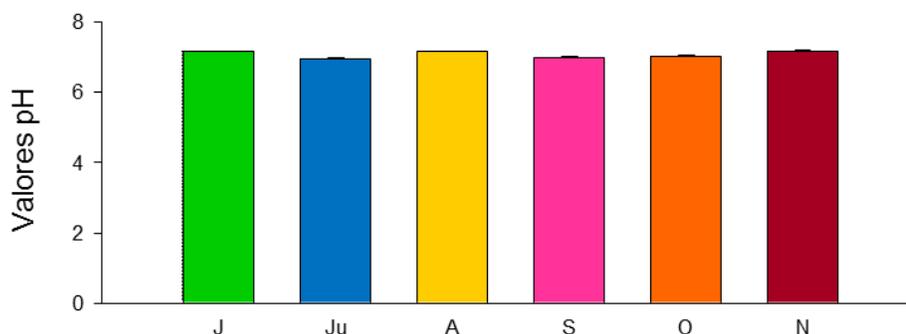


Fig. 6. Valores promedios de pH en aguas del río Estero Real. Junio (J), Julio (Ju), Agosto (A), Septiembre (S), Octubre (O) y Noviembre (N). Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=10.

5.1.5 Valores de Disco de Secchi

La tabla 8. Muestra que en los primeros puntos de muestreo es donde se presenta los menores valores de disco de secchi lo que indica mayor turbidez.

Tabla 8. Valores de turbidez (cm) en cada punto de muestreo. P1: Herrera Membreño, P2: San Martín, P3: Empalme, P4: Muelle Puerto Morazán, P5: Carlos Fonseca, P6: Plantel Langostino, P7: El Semillal, P8: Desagüe La Treinta, P9: Agrimar I, P10: Agrimar II.

	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Promedio de los meses de muestreo
P1	25	20	19	29	25	23.6
P2	25	20	14	24	25	21.6
P3	35	40	14	24	30	28.6
P4	30	35	19	19	35	27.6
P5	30	40	19	24	30	28.6
P6	40	50	24	24	55	38.6
P7	25	50	29	34	63	40.2
P8	30	30	29	34	65	37.6
P9	35	45	34	34	70	43.6
P10	35	20	24	44	70	38.6
Promedio de los puntos de muestreo	31	35	22.5	29	46.8	

La figura 7 muestra que el mes de septiembre es quien presenta el menor valor de Disco de Secchi (mayor turbidez). Los meses de julio, agosto y octubre no difieren significativamente entre ambos y el mes de noviembre es quien presenta el menor nivel de turbidez con respecto a los demás meses estudiados.

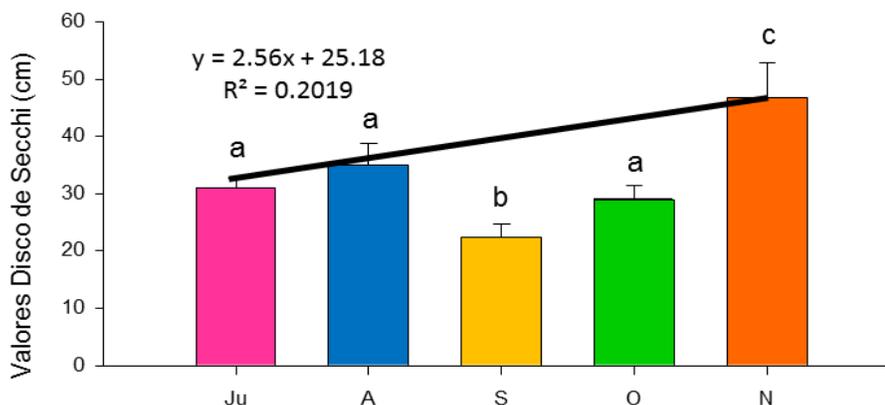


Fig. 7. Valores promedio de Disco de Secchi (cm) en aguas del Rio Estero Real, Chinandega. Junio (J), Julio (Ju), Agosto (A), Septiembre (S), Octubre (O) y Noviembre (N). Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=10. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre meses.

La tabla 9 muestra los valores de la concentración de clorofitas por punto y mes de muestreo. De manera general nuestros resultados indican que los puntos que presentan las mayores concentraciones de clorofitas en todos los meses de estudio son los puntos 1 y 2 y los que presentan las menores concentraciones son los puntos 9 y 10. El valor máximo de concentración de clorofitas fue 1206000 cel/mL y se encontró en el punto 1, mes de septiembre. Por otro lado el mínimo valor de concentración de clorofitas se encontró en el punto 10, mes de noviembre.

Tabla 9. Concentración de clorofitas (cel/mL) en cada punto de muestreo (P) en el periodo junio-noviembre 2013 en el Rio Estero Real, Chinandega. P1= Cooperativa Herrera Membreño, P2= San Martín, P3= Empalme, P4= Muelle Puerto Morazán, P5= Cooperativa Carlos Fonseca, P6= Planteil de Langostino, P7= El Semillal, P8= Desagüe de la Treinta, P9= Agrimar I, P10= Agrimar II. (♦) Punto de muestreo con mayor concentración de Clorofitas en el mes de estudio, (✱) Punto de muestreo con menor concentración de clorofitas en el mes de estudio

CLOROFITAS (cel/mL)						
PUNTOS	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	476500♦	699000	437000♦	1206000♦	474000	450000♦
P2	353500	869000♦	295500	1135500	488000♦	299500
P3	398000	560500	281000	881500	445500	271500
P4	331000	576000	215500	513500	398000	225000
P5	265500	383000	275000	404500	303500	242500
P6	354500	361500	184500	410000	349000	198000
P7	271500	254000	223500	291500	395000	122500
P8	393500	238500	199500	614500	224500	131500
P9	<i>220000✱</i>	151000	<i>177000✱</i>	324500	205000	83000
P10	359000	<i>133000✱</i>	241500	<i>275000✱</i>	<i>202000✱</i>	<i>77500✱</i>
PROMEDIO	342300	422550	253000	605650	348450	210100

La tabla 10 muestra los valores de la concentración de cianofitas por punto y mes de muestreo. De manera general, nuestros resultados indican que el área que presentan las mayores concentraciones de cianofitas, en todos los meses de estudio, son los puntos 1 y 2 y el área que presentan las menores concentraciones es el punto 9. El valor máximo de concentración de cianofitas fue 154169 cel/mL y se encontró en el punto 1, mes de agosto. Por otro lado el mínimo valor de concentración de cianofitas se encontró en el punto 8, mes de noviembre.

Tabla 10. Concentración de Cianofitas (cel/mL) encontradas en los puntos de muestreo en el periodo junio-noviembre 2013 en el río Estero Real, Chinandega. P1= Cooperativa Herrera Membreño, P2= San Martín, P3= Empalme, P4= Muelle Puerto Morazán, P5= Cooperativa Carlos Fonseca, P6= Plantel de Langostino, P7= El Semillal, P8= Desagüe de la Treinta, P9= Agrimar I, P10= Agrimar II. (♦) Punto de muestreo con mayor concentración de Cianofitas en el mes de estudio, (*) Punto de muestreo con menor concentración de Cianofitas en el mes de estudio

PUNTOS	CIANOFITAS(cel/mL)				
	Junio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	28000	154169♦	65454	51069♦	41373♦
P2	55500♦	56301	39212	41383	17111
P3	16000	12407	16907	14804	14820
P4	<i>11000*</i>	14063	13561	6685	5687
P5	17000	14379	12574	8778	9030
P6	64000	12272	13667	11397	7503
P7	37500	12558	12875	9875	5843
P8	43500	23376	67352♦	13609	<i>4172*</i>
P9	39000	<i>10955*</i>	<i>8429*</i>	<i>6503*</i>	4397
P10	21000	39664	34941	1778	5039
PROMEDIO	33250	35014	28497	16588	11497

La tabla 11 muestra los valores de la concentración de diatomeas por punto y mes de muestreo. De manera general, nuestros resultados indican que el área que presentan las mayores concentraciones de diatomeas, en todos los meses de estudio, son los puntos que van del centro al final de nuestro recorrido (aguas debajo de Puerto Morazán) y el área que presentan las menores concentraciones son los puntos que van desde el centro al inicio de nuestro recorrido (aguas arriba de Puerto Morazán). El valor máximo de concentración de diatomeas fue de 32500 cel/mL y se encontró en el punto 8, mes de junio. Por otro lado el mínimo valor de concentración de diatomeas fue de 1672 cel/mL y se encontró en el punto 3, mes de octubre.

Tabla 11. Concentración de Diatomeas (cel/mL) encontradas en los puntos de muestreo en el periodo junio-noviembre 2013 en el Rio Estero Real, Chinandega. P1= Cooperativa Herrera Membreño, P2= San Martín, P3= Empalme, P4= Muelle Puerto Morazán, P5= Cooperativa Carlos Fonseca, P6= Plantel de Langostino, P7= El Semillal, P8= Desagüe de la Treinta, P9= Agrimar I, P10= Agrimar II. (♦) Punto de muestreo con mayor concentración de diatomeas en el mes de estudio, (*) Punto de muestreo con menor concentración de diatomeas en el mes de estudio

PUNTOS	DIATOMEAS(cel/mL)				
	Junio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	9000*	6463	6886	4886	2685*
P2	14000	12228	32227♦	1870	3232
P3	11500	5897	2265*	1672*	3672
P4	9500	6949	29238	5307	7555
P5	11000	15476♦	9198	4646	6883
P6	30000	9830	7653	1685	5370
P7	23000	10045	10198	3593	9661♦
P8	32500♦	7583	3391	2433	5437
P9	15500	9817	9897	5765	4052
P10	19500	5555*	13042	5883♦	4976
PROMEDIO	17550	8984	12400	3774	5352

La tabla 12 muestra los valores de la concentración de dinoflagelados por punto y mes de muestreo. De manera general, nuestros resultados indican una tendencia decreciente de las concentraciones de dinoflagelados en el tiempo. El mes que presentó las máximas concentraciones de dinoflagelados fue el mes de junio llegando a presentar en promedio una concentración de 3237 cel/mL. Asimismo, en el mes de junio, en el punto 4 se encontró la máxima concentración de dinoflagelados (5875 cel/mL) y en el punto 6 la mínima concentración (1000 cel/mL).

Tabla 12. Concentración de Dinoflagelados (cel/mL) por punto de muestreo en el periodo junio-noviembre 2013 en el Rio Estero Real, Chinandega. P1= Cooperativa Herrera Membreño, P2= San Martín, P3= Empalme, P4= Muelle Puerto Morazán, P5= Cooperativa Carlos Fonseca, P6= Plantel de Langostino, P7= El Semillal, P8= Desagüe de la Treinta, P9= Agrimar I, P10= Agrimar II. (♦) Punto de muestreo con mayor concentración de dinoflagelados en el mes de estudio, (✱) Punto de muestreo con menor concentración de dinoflagelados en el mes de estudio

DINOFLAGELADOS(cel/mL)						
PUNTOS	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
P1	3000	261✱	66	132	0	39♦
P2	1000✱	896♦	39	105	13	0
P3	3000	325	39	66	0	0
P4	5875♦	364	26✱	26	13	0
P5	5000	460	119♦	13✱	13	0
P6	1000✱	420	53	26	0	0
P7	4500	452	92	0	0	0
P8	4000	658	92	26	0	0
P9	2000	531	53	39	0	0
P10	3000	579	105	251♦	0	13✱
PROMEDIO	3237	495	68	68	4	5

5.2 Grupos Fitoplanctónicos por mes

En la figura 8 se muestran los valores promedio de la concentración de microalgas (cel/mL) de los cuatro grupos estudiados por cada mes de muestreo. De manera general, los resultados indican que en todos los meses de estudio el orden de predominancia es clorofitas, cianofitas, diatomeas y dinoflagelados. Las clorofitas presentaron su máxima y mínima concentración en los meses de septiembre y noviembre, respectivamente. Las cianofitas presentaron sus máximas y mínimas concentraciones en los meses de junio y noviembre, respectivamente. Las diatomeas presentaron sus máximas y mínimas concentraciones en los meses junio y octubre, respectivamente. Los dinoflagelados presentaron sus máximas y mínimas concentraciones en los meses de junio y noviembre, respectivamente.

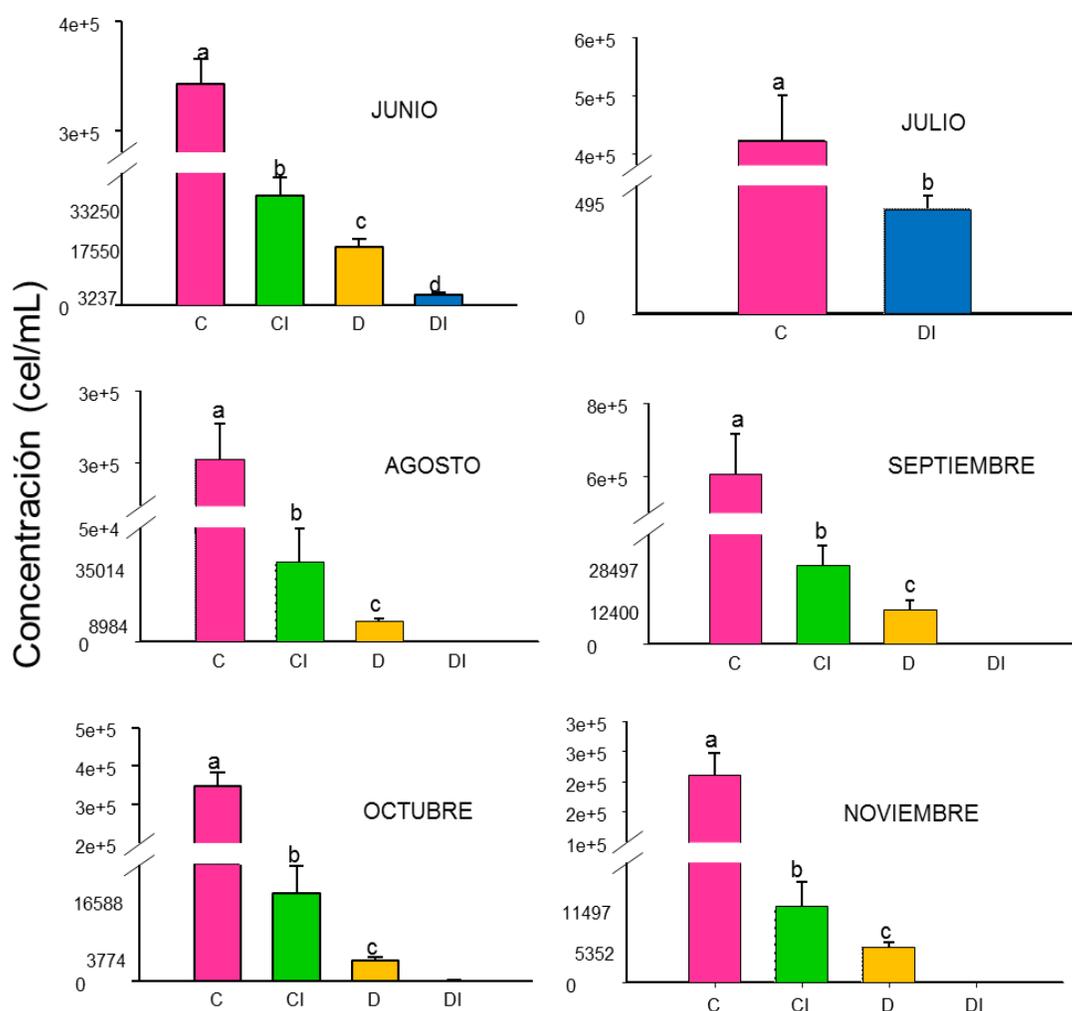


Fig.8. Valores promedio de las concentraciones Fitoplanctónicas por mes en el Rio Estero Real, Chinandega. Clorofitas (C), Cianofitas (CI), Diatomeas (D), Dinoflagelados (DI). Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre meses.

5.3 Grupos Fitoplanctónicos entre los meses muestreados

En la figura 9. Se muestra el comportamiento promedio de las concentraciones de cada uno de los grupos de microalgas en cada uno los meses estudiados. De manera general se observa una tendencia decreciente, en el tiempo, de las concentraciones (cel/mL) en los cuatro grupos de microalgas estudiados y que el grupo de las clorofitas son las que presentan mayor concentración con respecto a los demás grupos, encontrando las menores concentraciones en los meses de agosto y noviembre. En consecuencia, las cianofitas, diatomeas y dinoflagelados presentan las menores concentraciones al final del periodo de estudio y solo las diatomeas y dinoflagelados similares concentraciones en los meses de octubre y noviembre.

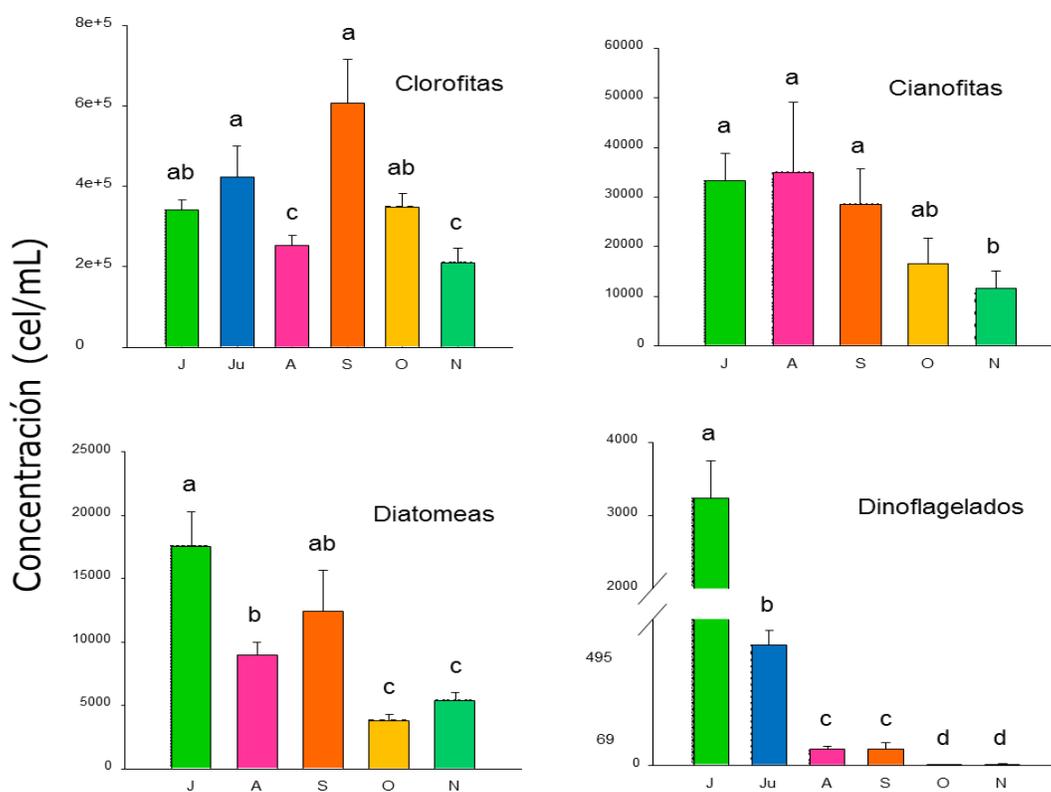


Fig.9. Valores promedio de fitoplancton durante el periodo junio-noviembre 2013 en el Rio Estero Real, Chinandega. Junio (J), Julio (Ju), Agosto (A), Septiembre (S), Octubre (O) y Noviembre (N). Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre meses.

La tabla 13 muestra el valor promedio de las concentraciones de los géneros de clorofitas encontrados en cada uno de los seis meses de estudio. Los resultados señalan que el género *Chlorella* es quien presenta la mayor concentración en todos los meses de estudio y la mayor concentración fue de 604000 cel/mL, encontrado en el mes de septiembre. Asimismo se observa un decrecimiento de la concentración clorofitas (cel/mL) y un incremento porcentual de la concentración de *Chlorella*.

Tabla 13. Valores promedios de los géneros de Clorofitas presentes en toda el área de estudio en el periodo junio-noviembre 2013 en el Río Estero Real, Chinandega. (*) Diferencia significativa con respecto a los géneros, (A) Diferencia significativa con respecto al resto de meses.

CLOROFITAS(cel/mL)						
Géneros	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
<i>Chlorellas</i>	331200*	419850*	249450*	604000*A	346800*	209250*
<i>Chlamidomonas</i>	1600	500	1050	1350	1250	500
<i>Scenedesmus</i>	6350	700	1300	250	100	0
<i>Oocystis</i>	3150	150	100	50	300	350
<i>Tetraselmis</i>	0	1350	1100	0	0	0
<i>Crusigenia</i>	0	0	0	8	0	0
Total	342300	422550	253000	605658	348450	210100
Porcentaje <i>Chlorellas</i>	96.7	99.3	98.5	99.7	99.5	99.5

La tabla 14 muestra el valor promedio de las concentraciones de los géneros de cianofitas a lo largo de seis meses de estudio. Los resultados indican que el género *Microcystis* presenta el valor máximo de cianofitas con una concentración de 26155 cel/mL encontrado en el mes de agosto. Así mismo el género *Oscillatoria* presenta el segundo valor máximo con concentración de 20700 cel/mL, en el mes de Junio. *Microcystis* obtiene el mayor porcentaje en el mes agosto con 74.7, seguido octubre con 64.6 y noviembre 61.6. *Oscillatoria* en el mes junio presenta un porcentaje de 62.2 y en el mes septiembre un porcentaje de 38.1.

Tabla 14. Valores promedios de los géneros de Cianofitas presentes en toda el área de estudio en el periodo junio-noviembre 2013 en el Rio Estero Real, Chinandega. (*) Diferencia significativa con respecto a los géneros, (A) Diferencia significativa con respecto al resto de meses.

CIANOFITAS(cel/mL)					
Géneros	Junio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
<i>Microcystis</i>	2650	26155*A	4663	10730*	7087*
<i>Chroococcus</i>	0	3558	9400*	2650	0
<i>Oscillatoria</i>	20700*A	4816	10882*	2023	1467
<i>Spirulina</i>	4600	101	2765	756	1304
<i>Anabaenopsis</i>	850	56	374	313	553
<i>Anabaena</i>	1900	1	343	107	1076
<i>Merismopedia</i>	2550	325	70	8	11
Total	33250	35012	28497	16587	11498
Porcentaje <i>Microcystis</i>	7.9	74.7	16.3	64.6	61.6
Porcentaje <i>Oscillatoria</i>	62.2	13.7	38.1	12.1	12.7

La tabla 15 muestra el valor promedio de las concentraciones de los géneros de diatomeas a lo largo de seis meses de estudio. Los resultados indican que el género *Eskeletonema* presentan la mayor concentración en los meses de estudio, teniendo el mayor valor en el mes de septiembre de 9733 cel/mL.

Tabla 15. Valores promedios de los géneros de Diatomeas presentes en toda el área de estudio en el período junio-noviembre 2013 en el Río Estero Real, Chinandega. (*) Diferencia significativa con respecto a los géneros, (A) Diferencia significativa con respecto al resto de meses.

DIATOMEAS (cel/mL)					
GENEROS	Junio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
<i>Skeletonema</i>	0	5330*A	9733*A	1902*	3695*
<i>Navícula</i>	4350	1348	1013	939	408
<i>Coccinodiscus</i>	300	765	724	774	29
<i>Chaetoceros</i>	0	7	11	68	610
<i>Cyclotella</i>	200	84	98	3	16
<i>Nitzschia</i>	12550	1210	711	73	544
<i>Diploneis</i>	150	225	17	11	51
<i>Pleurosigma</i>	0	0	1	0	0
<i>Amphora</i>	0	9	9	5	0
<i>Cymbella</i>	0	1	0	0	0
<i>Synedra</i>	0	5	11	0	0
<i>Cocconeis</i>	0	0	5	0	0
<i>Bidulphia</i>	0	0	8	0	0
<i>Fragilaria</i>	0	0	50	0	0
Total	17550	8984	12391	3775	5353
Porcentaje <i>Skeletonema</i>	0	59.3	78.5	50.3	69.0

La Tabla 16 muestra los valores promedios de Dinoflagelados encontrados en los puntos de muestreo. De manera general nuestros resultados indican que el género *Prorocentrum* presenta el valor máximo con una concentración de 2100 cel /mL, en el mes de Junio.

Tabla 16. Valores promedios de los géneros de Dinoflagelados presentes en toda el área de estudio en el período junio-noviembre 2013 en el Rio Estero Real, Chinandega. (*) Diferencia significativa con respecto a los géneros, (A) Diferencia significativa con respecto al resto de meses.

DINOFLAGELADOS (cel/mL)						
GENEROS	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
<i>Prorocentrum</i>	2100* A	112.64	38*	22	1	3
<i>Gonyaulax</i>	187	206*	5	23	0	1
<i>Gynudinium</i>	900	95	9	7	1	0
<i>Gyrodinium</i>	50	69	11	1	1	0
<i>Peridinium</i>	0	8	3	13	0	0
<i>Noctiluca</i>	0	1	0	0	0	0
Total	3237	491.64	66	66	3	4
Porcentaje <i>Prorocentrum</i>	64.8	22.9	57.5	33.3	33.3	75

5.4 Relación de los grupos fitoplanctónicos con la salinidad.

La Fig. 10 muestra la relación entre la concentración de los grupos fitoplanctónicos con respecto a la salinidad donde se presenta mayor relación en el grupo de dinoflagelados con un valor de $R=0,570$; $P<0.001$.

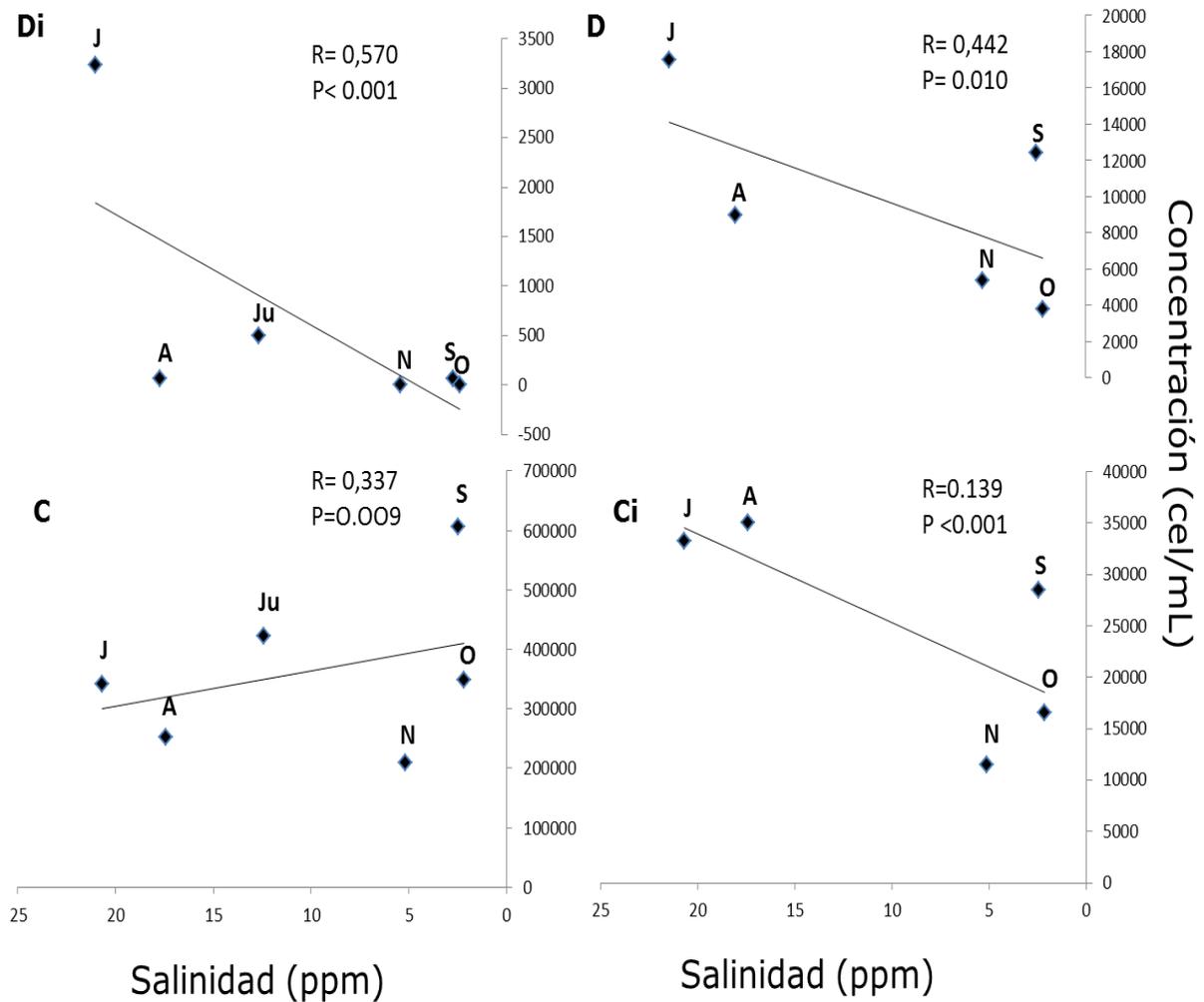


Figura 10. Relación de la concentración de los grupos fitoplanctónicos (cel/mL) con respecto a los promedios de salinidad (ppm). J: Junio, Ju: Julio, A: Agosto, S: Septiembre, O: Octubre, N: Noviembre; C: clorofitas, Ci: cianofitas, D: diatomeas, Di: dinoflagelados.

6.DISCUSIÓN

Caracterización preliminar del estado de salud del cuerpo de agua del río Estero Real

La cuenca del Río Estero Real es usada como área exclusiva para el desarrollo acuícola debido a las condiciones favorables para la camaricultura (UCA-MARENA, 2001). Por tanto se considera uno de los humedales más importantes de Nicaragua en el área de seguridad alimentaria y nutricional (FAO, 2010). No obstante, el Estero Real es receptor de la sedimentación proveniente de áreas agrícolas en las partes alta y media de la cuenca, de descargas de materia orgánica e inorgánica provenientes de los afluentes al Estero y del vertido de desechos de las actividades acuícolas, (UCA-MARENA, 2001) que deterioran la calidad del agua para el cultivo de organismos marinos y salud pública. Sumado a esto podemos mencionar el efecto silencioso del cambio climático sobre la salud de los ecosistemas, que afecta de manera general a todos los cuerpos de agua (Moore et al., 2008).

Según Constanza (1992) cualquier cuerpo de agua donde confluyen afluentes con alto contenido de nutrientes se encuentra en situaciones desfavorables a su capacidad de carga, lo cual conlleva al mantenimiento de altos niveles de estrés a todos los organismos que habitan ese ecosistema acuático. Bajo ese contexto, la presencia de alto contenido de nutrientes presenta condiciones favorables en el cuerpo de agua que facilita el rápido crecimiento del fitoplancton, derivándose en la explosión de un bloom algal (Suthers y Rissik, 2009). Estudios recientes sobre el metabolismo intermedio del río Estero Real han encontrado presencia de concentraciones razonables de compuestos energéticos (proteínas, aminoácidos y glucosa) libres en el cuerpo de agua (Osorio y Prado, 2014) que tras el resultado del metabolismo microbiano podrían incrementar los procesos de productividad biológica dentro del ecosistema acuático y en particular el bloom algal (Suthers y Rissik, 2009). Igualmente, otro estudio relacionó algunas variables fisicoquímicas, en un periodo de tiempo, del río Estero Real con la actividad magnética planetaria para evaluar la eficiencia técnica ambiental de la calidad del agua del río Estero Real y sus resultados indican que las aguas del río presentan una tendencia permanente al estrés (Aguilar et al., 2014).

Parámetros fisicoquímicos

Niveles de oxígeno disuelto y su relación con la turbidez.

El promedio de la concentración de oxígeno disuelto (OD) en toda la zona de estudio, tras el análisis de regresión, refleja que del mes de junio hasta noviembre se observa una leve pendiente positiva sobre el comportamiento de los niveles de OD en el tiempo, siendo los meses de octubre y noviembre los que presentan incremento significativo con respecto a los meses anteriores. Sin embargo, los niveles de OD encontrados son menores a los definidos para considerarse dentro de los niveles óptimos para el bienestar animal, siendo normal para este tipo de estero donde al haber un alto nivel de sedimentación

la reducción del proceso de fotosíntesis y la respiración bacteriana probablemente sean las responsables del deterioro de la salud en este cuerpo de agua (Curie, 1994).

Estudios recientes muestran que los niveles de OD disminuyen en sectores donde los vertidos de aguas residuales llegan a los ríos sin tratamiento previo (Guzmán, 2012). Por tanto, las descargas con alto contenido de materia orgánica y la llegada de grandes cantidades de sedimento no promueven un ciclo saludable de los niveles de OD a lo largo del día. Se sabe que las descargas de sedimento son altas en los cursos de aguas arriba de Puerto Morazán donde se han reportado niveles de hasta 11 veces más en peso de sedimento con respecto a los niveles de la boca del Estero principal (Curie, 1994), lo cual concuerda con nuestros resultados ya que en el sector aguas arriba los niveles de turbidez son mayores que los observados en el sector aguas arriba de Puerto Morazán. Bajo ese contexto, sabiendo que en el sector de aguas abajo de Puerto Morazán es una zona en la que se desarrolla gran parte de la actividad acuícola (UCA-MARENA, 2001) y que el bosque de manglar y los suelos presentan altos índices de deterioro (MARENA, 2006), podemos hipotetizar que los bajos niveles de OD encontrados en nuestra área de estudio pudieran deberse fundamentalmente a dos factores: al vertido de aguas con alto contenido de nutrientes proveniente de actividades acuícolas y aguas usadas a nivel doméstico (aguas servidas y negras) (Saborío, 2002) y a la entrada de grandes cantidades de sedimento por medio de los efluentes (Curie, 1994). Así mismo, nuestros resultados indican que existe relación entre los niveles de OD con respecto a los valores de turbidez; revelado de manera general, con los valores de lecturas obtenidos con el disco de Secchi.

Comportamiento de la concentración salina

En cuanto a las dinámicas de las corrientes, estudios anteriores reportan que el río Estero Real presenta un tiempo de recambio de sus aguas muy lento, que va desde 30 a 45 días desde el sector de Puerto Morazán hasta el Golfo de Fonseca y más de 90 días desde aguas más arriba (UCA-MARENA, 2001; Curie, 1994), concordando con nuestros resultados debido a que estos indican que los valores promedio de la concentración salina presentan una tendencia decreciente a medida que avanzamos en el tiempo, situación debida a la entrada de agua dulce producto de la época de invierno. Por tanto, se observa una disminución de la salinidad en el cuerpo de agua, donde el mes de junio es el que presenta el mayor promedio de la concentración salina y los meses de septiembre y octubre los que reflejan los menores niveles de concentración salina, concordando con lo reportado por UCA-MARENA. (2001). No obstante, cabe señalar que en el mes de noviembre se inicia el proceso inverso donde la concentración de la salinidad en el cuerpo de agua muestra indicios de fase creciente de la salinidad, probablemente debido a la entrada de la época de verano.

De manera general, nuestros resultados coinciden con lo reportado en estudios anteriores, donde en el periodo lluvioso las aguas del río Estero Real presentan comportamiento decreciente de la concentración salina y los meses de septiembre y octubre son los que presentan los valores más bajos (UCAMARENA 2001; Curie, 1994). Lo cual demostramos al realizar el modelo de regresión lineal, donde la correlación entre los valores de la concentración salina con respecto al promedio de la concentración salina de los 23 Km de recorrido, en cada mes, presenta pendiente negativa.

Evaluación del comportamiento del pH

Se sabe que la mayoría de las aguas epicontinentales presentan valores de pH que fluctúan entre 6.5 y 9 y que dentro de este intervalo de valores se considera debe encontrarse un ecosistema saludable, siendo algunos factores ambientales los responsables de la modulación de los valores de pH de un cuerpo de agua a otro. Estudios anteriores han demostrado que el pH del agua es fundamental para la buena salud de las diversas formas de vida en los ecosistemas acuáticos debido a que en dependencia del valor del pH fluctúan las concentraciones de diversos metabolitos producidos por la biota bacteriana. La reducción del sulfato por bacterias anaeróbicas genera sulfuro como producto final, que se disocia y mantiene un equilibrio químico entre S_2^- , HS^- y H_2S , controlados principalmente por el pH. Las concentraciones de sulfuro son fitotóxicas y están determinadas por el pH del agua de mar, donde la mayoría se encuentra como H_2S ($pK_1 = 6.9$) y HS^- ($pK_2 = 11.9$). Esto indica que la relación de H_2S y HS^- es de aproximadamente 50% a pH 7; sin embargo, a pH 6 los niveles de sulfuro se incrementan a aproximadamente 90%, mientras que a pH 8 se reduce a aproximadamente 10% (Korhonen et al., 2012).

Nuestros resultados muestran un valor promedio de pH 7, similares a los encontrados por Córdova et al., (2009) en el Estero Limache, Chile; donde los afluentes descargan grandes volúmenes de aguas con alto contenido de nutrientes, factor que mantiene una mala calidad de agua, similar a la que presenta el río Estero Real. Durante el recorrido matutino, previo a la salida del sol, en la zona aguas arriba de Puerto Morazán percibimos un olor a huevo podrido el cual consideramos puede ser debido a la presencia de gases de H_2S producidos por bacterias anaeróbicas. Este argumento se fundamenta en los bajos valores de OD que encontramos en esa zona tras 5 horas de luz (hora de muestreo 11 am) y que antes de la salida del sol debieron estar muy cercanos al cero. Por tanto, este fenómeno podría estar generando severos daños a la biodiversidad de especies que habitan ese ecosistema acuático. Y aunque en este periodo de la investigación no evaluamos los valores de pH al final del tiempo de oscuridad, podemos hipotetizar que la alta concentración de CO_2 , producto de la respiración nocturna, disminuye el valor del pH en las aguas del Estero, facilitando la producción de sulfuro tóxico. Además, se sabe que concentraciones de sulfuro entre 1 y 10 μM en células eucariotas inhiben el citocromo c oxidasa (Fenchel y Finlay 1995) y que concentraciones en el

sedimento menores que 5000 μM limitan el crecimiento de las macrófitas en los humedales (Koch y Mendelssohn, 1989; Koch et al., 1990; Erskine y Koch 2000).

Bajo esas condiciones, los resultados observados sobre los niveles de oxígeno disuelto permiten hipotetizar que, en la zona de estudio, las aguas del Estero Real presentan metabolismo anaeróbico por la noche y aeróbico-aeróbico facultativo en el día, que no favorecen las condiciones de bienestar animal debido al nivel de estrés al que están sometidos. En ese sentido, no solamente el zooplancton presente en el cuerpo de agua puede ser afectado, sino que también la actividad fotosintética del fitoplancton, de manera similar a lo reportado por Korhonen (2012) donde muestra que el sulfuro afecta la capacidad fotosintética de *Zostera marina*. Por otro lado, se sabe que bajos valores de pH provocan efectos fisiológicos que repercuten sobre la regulación de la ingesta de alimento en los peces, provocando pobre tasa de crecimiento o en casos extremos la muerte (Domínguez et al., 2004)

Evaluación de la temperatura

Nuestros resultados muestran que en promedio la temperatura superficial del agua es de 31.2 $^{\circ}\text{C}$, lo cual coincide con lo reportado por UCA-MARENA. (2001) sobre estudio realizado en el año 2000, en el río Estero Real. Sin embargo, es imprescindible destacar que los resultados mostrados por UCA-MARENA. (2001) sobre estudios realizados en los años 2001, 2002, 2003 y 2004, sobre la temperatura promedio en las aguas del río Estero Real, presentan valores mayores de 1.5 $^{\circ}\text{C}$ en el año 2003 y de 2 $^{\circ}\text{C}$ en el año 2004 que los presentados en nuestra investigación. Esta situación pudiera deberse a la temporalidad en las tomas de muestras de cada grupo de investigación o a variaciones de la temperatura por efectos del cambio climático (Gutiérrez et al., 2012). Por tanto, bajo estas condiciones, con nuestros resultados sobre la temperatura no podemos realizar deducciones más profundas, solo podemos mencionar a que grado se encontró la temperatura superficial del cuerpo de agua entre las 11 am y 12 m.

Dinámica Fitoplanctónica

Nuestros resultados indican que de los cuatro grupos de microalgas estudiados en las aguas del río Estero Real, el grupo de las clorofitas es quien presenta la mayor concentración de cel/mL, seguido del grupo de las cianofitas, diatomeas y dinoflagelados. Se sabe que del grupo de las clorofitas el 90% es de hábitat de agua dulce y solo el 10% es de hábitat marino (Lee, 2008). Por tanto, resulta interesante observar que, de manera general, los cuatro grupos presentan una tendencia decreciente al relacionar la concentración de microalgas con respecto al tiempo, sabiendo que a medida que se avanza en el tiempo decrece la concentración de la salinidad del cuerpo de agua, situación que para el caso de las clorofitas y cianofitas resulta contradictorio debido a su

afinidad a los ambientes dulce acuícolas (Margalef, 1983). No obstante, si analizamos el comportamiento del crecimiento de estos grupos de microalgas con relación a la cantidad de nutrientes presentes, estudios realizados recientemente, en el mismo periodo, reportan una tendencia decreciente de las concentraciones de compuestos energéticos (proteínas y glucosa) libres en cuerpo de agua que podrían estar modulando el nivel de eutrofización (Osorio y Prado, 2014). Bajo ese contexto, nuestros resultados coinciden con estudios realizados en cuerpos de agua con similares características a las que presenta el río Estero Real, donde la variación de los niveles de nutrientes ejerce un efecto sobre la concentración del fitoplancton (Sun et al., 2011; Zhao y Quigg, 2014) y que los grupos de microalgas que prevalecen en ríos con esas condiciones son clorofitas y cianofitas, principalmente (Wang et al., 2013).

Distribución de los grupos de microalgas a lo largo del área del estudio

Nuestros resultados muestran que el sector aguas arriba de puerto Morazán es el que presenta los menores valores de lectura del disco de Secchi, por ende es la zona con mayores niveles de turbidez. Asimismo, de manera general, esa es la zona que concentra la mayor concentración de microalgas de toda el área de estudio. Los puntos 1 y 2 son los que presentan los mayores niveles de turbidez y las mayores concentraciones de clorofitas y cianofitas, pudiéndose deber a la presencia de altos contenidos de nutrientes provenientes de los afluentes y al mayor tiempo de permanencia del agua en ese sector, debido a que en esa zona el tiempo de recambio es mayor con respecto a los demás puntos de muestreo (Curie, 1994; UCA-MARENA, 2001), lo cual permite una mayor retención de los nutrientes que propicia el crecimiento algal (Wang et al., 2013; Sun et al., 2011). Se sabe que el sector aguas arriba de Puerto Morazán es el que presenta los más bajos niveles de calidad de agua (Curie, 1994; UCA-MARENA, 2001) lo cual favorece el crecimiento de cianofitas (Moreira, 2005). Por tanto, resulta interesante observar que las cianofitas presentan una tendencia creciente de las concentraciones (cel/mL) en los dos primeros meses de estudio, llegando a alcanzar una concentración de 154,159 cel/mL en el mes de agosto, situación que refleja la mala calidad de agua de la zona, lo cual puede resultar peligrosa para la salud animal y humana (Moreira, 2005; WHO, 1999; Ministerio de Salud de la Nación, 2011). Así mismo, en el mes de junio los dinoflagelados alcanzaron concentraciones de 5875 cel/mL en el sector de Puerto Morazán y de manera general se obtuvo un promedio en toda el área de estudio de 3237 cel/mL. Por tanto, en dependencia de las especies de dinoflagelados presentes, este tipo de floraciones puede llegar a ser mortal para los organismos que habitan el cuerpo de agua, la población que vive en los alrededores y las personas que consumen alimentos de origen marino (Leiva, 2008). En oposición a lo observado en los tres grupos de microalgas mencionados anteriormente, de manera general, las diatomeas presentaron las mayores concentraciones en el sector aguas abajo de Puerto Morazán, lo cual resulta razonable debido a la característica de este grupo de microalgas donde la mayoría de especies habitan en zonas con buena calidad de agua y con características marinas (Suthers y Rissik, 2009).

Distribución de los géneros de microalgas

Del grupo de las clorofitas, *Chlorellas* fue el género que prevaleció sobre los demás géneros de clorofitas encontrados, en cada uno de los meses de estudio, y el mes de septiembre fue el que presentó la máxima concentración con 604000 cel/mL. Se sabe que entre las estrategias fisiológicas de *Chlorellas* se encuentra la capacidad de producir exoenzimas degradadoras de compuestos orgánicos en las aguas residuales, a fin de generar sustratos más asimilables para su crecimiento y metabolismo. Por tanto *Chlorellas* como *Scenedesmus* tienen capacidad para degradar proteínas (Rodríguez, 2010). Bajo ese contexto, nuestros resultados presentan relación con el trabajo realizado por Osorio y Prado (2014) en el mismo periodo de nuestro estudio, donde reportan que los meses de septiembre y octubre presentan las concentraciones más bajas de proteínas libres en el cuerpo de agua del río Estero Real. Por otro lado, cabe señalar que aunque se observó una tendencia decreciente de las concentraciones de clorofitas, en el tiempo, la concentración de *Chlorellas* (cel/mL) muestra un porcentaje creciente con respecto al resto de clorofitas, en el tiempo. En ese sentido, nuestros resultados permiten hipotetizar que parte de la actividad metabólica intermedia del cuerpo de agua pudo haber sido mediada por la actividad degradativa de *Chlorellas* sobre las proteínas libres en el cuerpo de agua (Rodríguez, 2010).

De igual manera el comportamiento de crecimiento de las cianofitas presenta similitud con lo observado en las clorofitas, lo cual permite atribuirles parte del proceso degradativo de las proteínas en el cuerpo de agua (Rodríguez, 2010). Sin embargo, es preciso notar que de manera general los puntos 1 y 2 son los que presentan las mayores concentraciones de cianofitas con respecto a los demás puntos, en cada uno de los meses de estudio. Asimismo, nuestros resultados muestran que *Microcystis* es la cianofita que presenta el mayor porcentaje de aparición en los meses de agosto (74.7%), octubre (64.68%) y noviembre con (61.63%), seguido de *Oscillatoria* con un porcentaje de aparición en los meses de julio (62.25%) y septiembre con (38.18). En consecuencia, estos resultados muestran un riesgo para la salud de los organismos que habitan el ecosistema acuático del río Estero y la salud humana (Ministerio de Salud de la Nación, 2011).

Es sabido que tanto *Microcystis* como *Oscillatoria* son capaces de producir enzimas tóxicas para la salud animal y humana (WHO, 1999) y hasta hace muy poco tiempo a esas toxinas denominadas microcystinas se les consideraba como potenciales generadoras de enfermedades gástricas (vómitos, dolores abdominales y gastroenteritis), daño al hígado y cáncer primario del hígado y colorectal (Blaha et al., 2009). Se sabe que estas toxinas son probablemente las que más prevalecen en el medio ambiente debido a que están presentes en alta proporción de la biomasa cianobacterial (cerca del 1% del peso seco) (Welker y von Dohren, 2006). Estudios recientes realizados en teleosteos y mamíferos han encontrado evidencias que microcystinas tiene la capacidad de inducir estrés en el retículo endoplasmático de células del hígado y riñones de ratones (Qin et al., 2012) y que la aplicación de dosis mayores de 25 mg/L de

extracto de cianobacterias produce daño genotóxico en células renales de peces. Además, existen evidencias que estas toxinas, tras ser ingeridas por tilapias, tienen la capacidad de atravesar el lumen intestinal y llegar a depositarse en grandes cantidades en el hepatopáncreas, seguido en una menor proporción en el tejido muscular (Paliskova et al., 2011). Bajo ese contexto, es sabido que microcystinas (MC-LR) puede bioacumularse en tejido de organismos acuáticos lo que propicia la transferencia de la toxina a lo largo de la cadena trófica, aun incluyendo a los humanos. En ese sentido, resulta necesario un correcto monitoreo de las floraciones algales en nuestros cuerpos de agua debido a que la ingesta de alimentos de origen acuático con contenido de microcystinas representa un potencial riesgo para la salud humana. Más aún con lo reportado por Wannemacher (1989) que reportó que MC-LR puede permanecer estable aun a temperaturas de 300 °C bajo condiciones de laboratorio. Esos resultados sugieren que la temperatura de cocina no puede remover el acumulado de microcystinas en los animales acuáticos.

Nuestros resultados muestran que los dinoflagelados también presentan un comportamiento decreciente en el tiempo y la máxima concentración (cel/mL) se encontró en el mes de junio con un promedio de células de 3237 cel/mL, mostrando las máximas concentraciones el sector de Puerto Morazán (5875 cel/mL), seguido de El Semillal (4500 cel/mL) y el Desagüe de la Treinta (4000 cel/mL) y de todos los géneros observados *Prorocentrum* es quien presenta la máxima concentración. Se sabe que existen aproximadamente 60 especies de *Prorocentrum*, la mayoría presenta un carácter cosmopolita (Delmail et al., 2011) y algunas especies están ligadas principalmente a la producción del ácido okadaico (Murakami et al., 1982; Koike et al., 1998; Holmes et al., 2001; Foden et al., 2005; Nascimento et al., 2005; Paz et al., 2007). Por tanto, nuestros resultados indican que en ese periodo de tiempo prevaleció el riesgo de intoxicación por efectos de marea roja (Leiva, 2008). De igual manera se observó un comportamiento decreciente de las concentraciones de diatomeas en el tiempo y el género que prevaleció en la mayoría de los meses de estudio fue *Skeletonema*.

Relación entre la concentración salina y la cantidad de microalgas presentes en el cuerpo de agua

Los resultados sobre el comportamiento del crecimiento de los cuatro grupos de microalgas muestran una tendencia decreciente de la concentración de cel/mL, similar a lo observado con la concentración de la salinidad a lo largo de todo el período de estudio, en el cuerpo de agua del río Estero Real. Tras el análisis de regresión lineal se observa que los grupos de clorofitas, diatomeas y dinoflagelados presentan relación entre la concentración de cel/mL y la concentración de la salinidad. No observándose relación entre este parámetro y la concentración de cel/mL de cianofitas. Sin embargo, nuestros resultados sugieren que aunque se nota que la salinidad ejerce algún efecto sobre el incremento/disminución del número de cel/mL de clorofitas, diatomeas y dinoflagelados no podemos descartar que otros factores también puedan estar incidiendo en la fluctuación de la dinámica fitoplanctónica. El contenido de

compuestos energéticos presentes en este cuerpo de agua, reportado por Osorio y Prado (2014) podría ser también un factor clave en el decrecimiento de las concentraciones de estos grupos de microalgas, debido a la probable disminución de los nutrientes esenciales para su crecimiento que modifican los niveles de eutrofización (Ministerio de Salud de la Nación, 2011). Asimismo, se sabe que los blooms de cianofitas pueden aparecer en aguas dulces, estuarinas y marinas y que pueden florecer en respuesta a múltiples factores tales como el enriquecimiento de nutrientes, sitios con escasas de luz, variaciones de temperatura etc. (Mastín, 2002). Bajo ese contexto, es importante analizar que los puntos de muestreo que presentaron los niveles más altos de turbidez (P1 y P2) y menos concentración de OD son los sitios donde se cuantificaron las concentraciones más altas de cel/mL de cianofitas a lo largo de los seis meses de estudio. Además, en los meses de septiembre, octubre y noviembre es el periodo donde se observan las menores concentraciones de cianofitas en los dos últimos puntos de muestreo (P9 y P10). Por tanto, sabiendo que en ese periodo de tiempo hubo un leve incremento de las concentraciones de OD y menores valores de turbidez en los en los sitios de muestreo P9 y P10 nuestros resultados son consistentes con otros estudios (Suthers y Rissik, 2009; Mastín, 2002; Rodríguez, 2011) donde reportan que las cianofitas se desarrollan mejor en ambientes con mala calidad de agua. En ese sentido, al no observar relación entre las concentraciones de cianofitas y las fluctuaciones de la salinidad nuestros resultados indican que el crecimiento de las cianofitas, en el río Estero Real, está relacionado con otros factores que modifican su dinámica de crecimiento.

7.CONCLUSIÓN

- Los factores temperatura no muestran variaciones relevantes entre puntos de muestreo ni entre meses de estudio, indicando que la temperatura fluctúa en dependencia de las variaciones del cambio climático. La concentraciones baja de oxígeno disuelto en nuestro resultado nos indican el alto grado de eutrofización al que se encuentra sometido el río, lo cual es producto de las constantes descargas de diversa actividades de la zona y de la época de invierno la cual arrastran grandes cantidad de sedimento. Sin embargo al final del periodo de estudio se nota una débil tendencia creciente de la concentración de oxígeno disuelto. La concentración de la salinidad, a lo largo de nuestra área de estudio, presenta gradientes de concentración que incrementan a medida que nos acercamos a la boca del estero. Además, los datos señalan que en el período de junio a octubre las aguas del río experimentan cambios de la concentración salina, hasta llegar a valores de cero en los sectores de la Cooperativa Herrera Membreño y San Martín, e inicia a incrementar en el mes de noviembre. El pH es producto de la concentración de CO₂, debido a la característica anaeróbica que presentan las aguas del río Estero Real en el periodo de mayo a octubre. El río estero real presenta un alto nivel de turbidez. Además, se pone de manifiesto que el sector aguas arriba de Puerto Morazán presenta mayor nivel de turbidez que el sector aguas abajo.

- Se observó una disminución de la concentración de diatomeas a lo largo de todo el periodo de estudio y de manera general, *Skeletonema* fue quien presentó el mayor porcentaje de la concentración de cel/mL con respecto al resto de géneros de diatomeas observados y en orden decreciente, en septiembre presentó un porcentaje de 78%, seguido de noviembre (69%), agosto (59%) y octubre (50%). El grupo de las clorofitas, *Chlorellas* presenta la mayor concentración de cel/mL con respecto a los demás géneros observados en todos los meses de estudio y a medida que la concentración salina disminuye en el cuerpo de agua incrementa el porcentaje de *Chlorella* con respecto al resto de clorofitas. Del grupo de las cianofitas, *Microcystis* presenta la mayor concentración (cel/mL), seguido de *Oscillaria* y *Chroococcus* en orden decreciente, el porcentaje de las concentraciones de *Microcystis* con respecto a los demás géneros estudiados, se observó en los meses de agosto, noviembre, octubre, septiembre y julio; mientras que *Oscillatoria* presenta un comportamiento decreciente del porcentaje de las concentraciones con respecto a los demás géneros, en el tiempo. Resultados que sugieren mayor atención debido a la alta toxicidad de este género de microalgas. En el mes de junio se observaron altas concentraciones de dinoflagelados, en los diez puntos de muestreo, y la concentración promedio fue de 3237 cel/mL *Prorocentrum* fue el género que presentó el mayor porcentaje de aparición (64.8 %) con respecto al resto de dinoflagelados observados.

- La mayor relación entre la salinidad y la concentración de cel/mL la presentan los dinoflagelados, seguido de diatomeas, clorofitas y cianofitas, respectivamente.
- Los puntos de muestreo 1 y 2 presentan los mayores niveles de turbidez y en ellos se agrupan los valores más altos de concentración (cel/mL) de clorofitas y cianofitas, respectivamente. Asimismo, los dinoflagelados presentaron las mayores concentraciones (cel/mL) entre los puntos 1-5 y alcanzaron el máximo valor 5875 (cel/mL) en el sector de Puerto Morazán, en el mes de junio. Por el contrario, de manera general, las diatomeas presentan los mayores valores de concentración entre los puntos 5-10 y los menores valores entre los puntos 1-3, lo que permite sugerir que al menos parte de la acción del crecimiento de clorofitas y cianofitas es debido al incremento de nutrientes lo cual favorece al crecimiento de fitoplancton.

8.RECOMENDACIONES

1. Realizar monitoreo permanente en las aguas del río Estero Real para detectar cualquier brote de floración algal nociva ya sea debido a poblaciones de dinoflagelados o cianofitas, para generar alertas tempranas a los pobladores y acuicultores del sector.
2. El gobierno, a través del MINSA, MARENA, MAGFOR y las Universidades deben preparar proyectos estratégicos que conlleven a la realización de una evaluación general de la salud de los cuerpos de agua, para mitigar enfermedades de origen renal, hepático, gástrico, muscular o del sistema nervioso central.
3. Brindar conferencias a los productores de camarón y pueblo en general sobre el riesgo de intoxicación producto del contacto o ingesta de agua e ingesta de animales que fueron capturados en aguas contaminadas con toxinas de dinoflagelados o cianofitas.

9.REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Achá, D. y Fontúrbel, F. (2003). La diversidad de una Comunidad, ¿Está controlada por Top-Down, Bottom-Up o una combinación de estos?. Revista de Biología. Org, 13, 1-16.

Aguilar, A., Osorio, K., Prado, M., Dios, R., Sierra, P. y Zúniga, C. (2014). Efectos de la ineficiencia técnica ambiental en la salud del cuerpo de agua del Estero Real: Caso Nicaragua. En Palomares, R. y Roldán J. (Eds). VI congreso de Eficiencia y Productividad. Córdoba, España. ISBN: 978-84-697-0110-2

Albarracín, I., Prospero, C. y Malerba, M (2004). Bioensayos con *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus quadricauda* como indicadoras de eutrofización: Respuesta de ambas especies en condiciones controladas de cultivo. Revista cubana de Investigaciones Pesqueras. ISSN Cuba 0138-8452. Número Especial.

Albarracín, I., Cravero, M. y Romero, T. (2005). Observaciones preliminares sobre crecimiento de *Chlorella vulgaris* en efluentes cloacales de la ciudad de Trelew, Chubut. Argentina. Revista AGUA- Tecnología y Tratamiento-Saneamiento Ambiental. ISSN 0325-623530 (155):63-70.

Barsanti, L. y Gualtieri, P. (2006). Algae, Anatomy, Biochemistry, and Biotechnology. Boca Raton, Florida: Taylor y Francis Group.

Bayard, H. y McConnaughey. (1975): Introducción a la biología marina. Ed. Acribia: 455 págs.

Behrens, P. (1999). Commercial developments in microalgal biotechnology. J. Phycol. 35:215-226.

Benemann, J., Dunahay, T., Roessler, P. y Sheehan, J. (1998). A look back at the U.S Department of Energy's Aquatic Species Program-Biodiesel from Algae. National Renewable Energy Laboratory, Golden, Colorado, U.S.

Bitog, J., Lee, I., Yoo, J., Hwang, S., Hong, S. y Seo, I. (2009). Development of a large-sized photobioreactor for microalgae production. In Proceedings of the 2009 CIGR International Symposium of the Australian Society for Engineering in Agriculture, Brisbane, Queensland, Australia, September 13-16.

Bláha, L., Babica, P., y Marsálek, B. (2009). Toxins produced in cyanobacterial water blooms-toxicity and risks. *Toxicology*, 2.

Borowitzka, M. (1988). Fats, Oils and Hydrocarbons. Micro-Algal Biotechnology. Cambridge University Press, Cambridge, UK.p.257-287

Boyd, C., Davis, J. y Johnston, E. (1978): «Die-offs of the blue-green algae, *Anabaena variabilis*, in fish ponds». Hidrobiología, 61: 129-133.

Carmichael, W. (1981). The water environment. Algal toxins and health. Plenum Press, New York.

Castro, R. (1997). Actividad antibacteriana de *Sargassum sinkolae* (Sargassaceae, Phaeophytia) v *Laurencia johnstonii* (Rhodomelaceae, Rhodophyta) de la Bahía de La Paz, B.C.S., Tesis de Maestría, CICIMAR, I.P.N. La Paz, B.C.S., México. 64

Carpenter, S. y Cottingham, K. (1997). Resilience and Restoration of Lakes. *Conservation Ecology*, 1, art 2.

Chapman, V. y Chapman, D. (1980). Seaweeds and their uses. Chapman and Hall. London. 3a. 334 p

Ching, C. Alicorp. Plancton típico en camarónicas.

Chiu, Y. (2009). Lipid accumulation and CO₂ utilization of *Nannochloropsis oculata* in response to CO₂ aeration. Taiwan. [Version electrónica]

Ciccarone, P. (1997). Uso de microalgas para depuración de efluentes de plantas pesqueras en Rawson, Chubut. Argentina. Seminario de Licenciatura.

CIDEA-UCA. (2006). LINEA DE BASE Y REFERENCIA DE GOVERNANCE PUERTO MORAZAN. Managua, Nicaragua. 54 pág

Ciferri, O. y Tiboni, O. (1985). The biochemistry and industrial potential of *Spirulina*, *Ann. Rev. Microbiol.*, 39, 503-526.

Codd, G., Bell, S. y Brooks, W. (1989). Cyanobacterial toxins in water. *Water Science and Technology* 21:1-13.

Cohen, Z. (1993). Production and partial purification of gamma-linolenic acid and some pigments from *Spirulina platensis* *J.appl.Phycol.* 5: 109-115.

Constanza, R. (1992). Toward an operational definition of ecosystem health. En Constanza, R., Norton, B.G. y Haskell, B. D. (eds), *Ecosystem Health: New Goals for Environmental Management*. Island Press, Washington, D.C.: 239-256.

Córdova, S., Gaete, H., Aránguiz, F., y Figueroa, R. (2009). Evaluación de la calidad de las aguas del estero Limache (Chile central), mediante bioindicadores y bioensayos. Concepción, Chile.

Curie, D. (1994). Ordenamiento de la Camaronicultura Estero Real, Nicaragua. Programa Regional de Apoyo al Desarrollo de la Pesca en el Istmo Centroamericano (PRADEPESCA).

Delmail, D., Labrousse, P., Crassous, P., Hourdin, P., Guri, M., y Botineau, M. (2011). *Prorocentrum rivalis* sp. nov. (Dinophyceae) and its phylogenetic affinities inferred from analysis of a mixed morphological and LSU rRNA data set. 66.

Derner, B., Ohse, S., Villela, M., Matos de Carvalho, S. y Fett, R. (2006). Microalgas, produtos e aplicações. *Ciencia Rural*, Santa María. vol36, Nº6:1959-1967

Domínguez, M., Takemura, A., Tsuchiya, M. y Nakamura, S. (2004). Impact of different environmental factors on the circulating immunoglobulin levels in the Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*. 241: 491-500.

Dolbeth, M., Pardal, M., Lilleblo, A., Azeiteiro, U. y Marques, J. (2003) Short- and long-term effects of eutrophication on the secondary production of an intertidal macrobenthic community. *Marine Biology*, 10.1007, 1133-1135.

Erskine, J. y Koch, M. (2000). Sulfide effects on *Thalassia testudinum* carbon balance and adenylate energy charge. *Aquat. Bot.* 67:275-285

Falconer, I. (1993). Algal toxins in seafood and drinking water. Academic Press. 209 pp.

Falconer, I. (1996). Potential impact on human health of toxic cyanobacteria. *Phycologia* 35 (6 Suppl.): 6-11.

Falconer, I. y Humpage, A. (1996). Tumour promotion by cyanobacterial toxins. *Phycologia* 35(6-Suppl.): 74-79.

Falconer, I. (1999). An overview of problems caused by toxic blue-green algae (Cyanobacteria) in drinking and recreational water. *Environ.Toxicol.* 14:5-12

FAO (2008). Cultivo de bivalvos en criadero. Un manual práctico. Tercera parte.

FAO (2009). Departamento de Pesca. La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura. Cultivo de Microalgas. [Versión electrónica].

FAO. (2010). Implementando un enfoque ecosistémico a la pesca y la acuicultura (EEP/EEA) en el Estero Real Nicaragua.

Frazier, K., Colvin, B., Styer, E., Hullinger, G. y García, R. (1998). Microcystin toxicosis in cattle due to overgrowth of blue-green algae. *Vet. Hum. Toxicol.* 40(1): 23-24.

Fenchel, T. y Finlay, B. (1995). *Ecology and Evolution in Anoxic Worlds*. Oxford University Press, Oxford, UK, 288pp.

Freitas, V., Moraes, R., Acevedo, S. y Fretwell, S. (2001). Microcystin contamination in fish from the Jacarepaguá Lagoon (Río de Janeiro, Brazil): Ecological implication and human risk. *Toxicon* 39:1077-1085.

Fretwell, S. (1977). The regulation of plant communities by food chains exploiting them. *Perspectives in biology and medicine*, 20, 169-185.

Fretwell, S. (1987). Food chain dynamics: the central theory of ecology? *Oikos*, 50, 291-301.

Fontúrbel, F. (2004). Modelo operacional ambiental y aspectos sociales relevantes del proceso de eutrofización localizada en cuatro estaciones experimentales del lago Titikaka. Publicaciones Integrales, La Paz. 241 p.

Foden, J., Purdie, D., Morris, S. y Nascimento, S. (2005). Epiphytic abundance and toxicity of *Prorocentrum lima* populations in the Fleet Lagoon, UK. *Harmful Algae* 4, 1063-1074.

Gigena, M. (2004). Detección de la capacidad bioestimulante de extractos de *Chlorella vulgaris* en la germinación de semillas de Avena sativa. Seminario de Tecnicatura. Directora: Isabel Albarracín; Codirector: Ing. Jorge Salomone.

Goldman, J. (1979). Outdoor algal mass cultures II. Photosynthetic yield limitations, *Water Res.*, L3, 119-136

González, C., Carrillo, S., Pérez-Gil, F., Manzano, R. y Rosales, E. (1991). Sargazo Gigante (*Macrocystis pyrifera*): recurso potencial para la alimentación animal. *Ciencia agrícola. Rev. Cubana*. 25-79.

González, M. (2000). Alternativas en el Cultivo de Microalgas. Tesis de Grado. Universidad Politécnica del Litoral. Guayaquil, Ecuador.

Guschina, I. y Hardwood, L. (2006). Lipids and lipid metabolism in eukaryotic algae. *Progress in Lipid Research*, 45:160-186.

Gutiérrez, C. (2012). Impact of chronic and pulse dilution disturbances on metabolism and trophic structure in a saline Mediterranean stream. *Hydrobiologia*.

Gutiérrez, G. R. y Sánchez, B. R. (2007). Diagnóstico de la actividad pesquera artesanal en el Estero real. Instituto Nicaragüense de la Pesca y Acuicultura (INPESCA). Centro de Investigaciones Pesqueras y Acuícolas (CIPA) Managua-Nicaragua.

Guzmán Del Proo, S. (1993). Desarrollo y perspectivas de la explotación de algas marinas en México. *Ciencia Pesquera* 9: 129-136.

Guzmán, G. (2012). Evaluación espacio temporal de la calidad del agua del Río San Pedro en el estado de aguas calientes, México. *Rev. Int. Contam. Ambie.* 27

Hall, D.O. (1986). The production of biomass: a challenge to our society In *Handbook of Microbial mass culture*, Richmond (Ed). CRC Press Inc., Boca Raton, Florida.p 1-24

Hallegraeff, G. (1992). A review of harmful algal blooms and their apparent global increase. *Phycologia* 32(2): 79-99.

Hasle, G, R. y Syvertsen, E.E. (1996). Marine diatoms. In C Tomas. (Ed.), *Identifying Marine Diatoms and Dinoflagellates* (pp. 5-385).San Diego: Academic Press

Höfle, M., Haas, H. y Dominik, K. (1999). Seasonal dynamics of bacterioplankton community structure in a eutrophic lake as determined by 5S rRNA analysis. *Appl. Environ. Microbiol.* 65, 3164-3174.

Holmes, M., Lee, F., Khoo, H. y Teo, S. (2001). Production of 7-deoxy-okadaic acid by a New Caledonian strain of *Prorocentrum lima* (Dinophyceae). *J. Phycol.* 37, 280-288.

Hoppe, H., Leving, T. y Tanaka, Y. (1979). *Marine algae in pharmaceutical science*. Walter de Gruyter and Co., Berlin. 196p.

Howarth, R., Swaney, D., Butler, T. y Marino, R. (2000). Climatic control on eutrophication of the Hudson River Estuary. *Ecosystems*, 3, 210-215.

Koch, M. y Mendelsohn, I. (1989). Sulfide as a soil phytotoxin: Differential responses in two marsh species. *J. Ecol.* 77: 565-578

Koch, M.S., Mendelsohn, I. y McKee, K. (1990). Mechanism for the hydrogen sulfide-induced growth limitation in wetland macrophytes. *Limnol. Oceanogr.* 35: 399-408.

Koike, K., Sato, S., Yamaji, M., Nagahama, Y., Kotaki, Y., Ogata, T. y Kodama, M. (1998). Occurrence of okadaic acid-producing *Prorocentrum lima* on the Sanriku coast, Northern Japan. *Toxicon* 36, 2039-2042.

Kojima, H. y Lee, Y. K. (2001). *Photosynthetic microorganisms in Environmental Biotechnology*. Springer-Verlag. Hong-Kong. 310p

Korhonen, L. K., Macías, V., Abdala, R., Figueroa, F. y Cabello, A. (2012). Effect of sulfide concentration, pH and anoxia on photosynthesis and respiration of *Zostera marina*. *Ciencias Marinas*. 38(4): 625-633.

Lara-Villa, M., Moreno-Ruiz, J. y Amaro-Mauricio, E. (1996). Fitoplancton: conceptos básicos y técnicas de laboratorio (pp. 227). México: Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa.

Laurén-Määttä, C., Hietala, J., Reinikainen, M. y Walls, M. (1995). Do *Microcystis aeruginosa* toxins accumulate in the food web: a laboratory study. *Hydrobiol.* 304: 23-27.

Lee, Y. (1997). Commercial production of microalgae en the Asia-Pacific rim. *Journal of Applied Phycology* 9:403-411

Lee, Robert E. (2008). *Phycology*. Cambridge University Press. 547 páginas. 4 edición. 2008

Leiva, A. (2008). Eventos de marea roja ocurridos en el océano pacífico de Guatemala. Tesis de maestría. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.

López, S. y Catzim, L. (2010), Capítulo 4: Microalgas Dulceacuícolas, Encontrado en "Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán", Centro de Investigación Científica de Yucatán, PPD-FMAM, Conabio, Seduma. México, pp. 165-166.

Martínez, E., Herrera, C. y Ortega, S. (2009). Manual de fitoplancton en aguas marinas y estuarinas. UNAN-León.

McAlice, B. J. (1971). Phytoplankton sampling with Sedgwick-Rafter cell. *Limnol. Oceanog.* 16: 19-28.

MARENA (2006). Plan de manejo del área protegida reserva natural delta del estero real. Dirección General de Áreas Protegidas.

Margalef, R. (1981). *Limnología*. Ed. Omega.

Margalef, R. (1983). *Limnología*. Omega. Barcelona. 1010 pp.

Martínez, L.S. (1991). Algas marinas de aplicación farmacéutica 1. *Publicaciones Biológicas CICIMAR. FCB/ UANL*, 5 (2): 81-88.

Mastin, B. (2002). Risk evaluation of cyanobacteria-dominated algal blooms in a North Louisiana reservoir. *Journal of Aquatic Ecosystem Stress and Recovery* 9: 103-114.

Mengue, B.A. (1992). Community regulation: under what conditions are bottom-up factors important on rocky shores? *Ecology*, 73, 755-765.

Mengue, B.A. (2000). Top-down and bottom-up community regulation in marine habitats. *Journal of marine biology and ecology*, 250, 257-289.

Miao, X. y Wu, Q. (2006). Biodiesel production from heterotrophic microalgal oil. *Bioresource Technology*, Volume 97, Issue 6. pp 841-846

Ministerio de Salud de la Nación, (2011). Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. 1a ed. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina.

Moore, S., Trainer, V., Mantua, N., Parker, M., Laws, E., Backer, L. y Fleming, L. (2008). Impacts of climate variability and future climate change on harmful algal blooms and human health. *Environ. Health*. 7(Suppl 2):S4 doi: 10.1186/1476-069X-7-S2-S4.

Moreno, J. L., Licea, S. y Santoyo, H. (1996). Diatomeas del Golfo de California Sur (pp. 272). México: Universidad Autónoma de Baja California Sur.

MOREIRA, J. (2005). Caracterización Ambiental de Humedales en Andalucía. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía. 511 pp.

Murakami, Y., Oshima, Y. y Yasumoto, T. (1982). Identification of okadaic acid as a toxic component of a marine dinoflagellate *Prorocentrum lima*. *Bull. Jpn. Soc. Sci. Fish.* 48, 69-72.

Muylaert, K., Gucht, K., Vloemans, N., Meester, L.D., Gillis, M. y Vyverman, W. (2002). Relationship between bacterial community composition and bottom-up versus top-down variables in four eutrophic shallow lakes. *Appl. Environ. Microbiol.* 68, 4740-4750.

Nascimento, S.M., Purdie, D.A. y Morris, S. (2005). Morphology, toxin composition and pigment content of *Prorocentrum lima* strains isolated from a coastal lagoon in southern UK. *Toxicon* 45, 633-649.

Neehring. (1993). Mortality of dogs associated with a mass development of *N. spumigena* in a brackish lake at the German North Sea Coast. *J. Plankton Res.* 15(7): 867-872.

Olguin, E. (1984). Microalgae biomass as source of chemicals, fuels and proteins. In sixth Australian Biotechnology Conference. University of Queensland, St. Lucia Brisbane.

Osorio, K. y Prado, M. (2014). Evaluación de la concentración de proteína y metabolitos libres (glucosa y aminoácidos) en el Río Estero Real y su relación con los parámetros físicos y químicos. Período Mayo-Octubre 2013. Nicaragua. 99 pág.

Paerl, H. (1988). Growth and reproductive strategies of freshwater blue-green algae (cyanobacteria).

Paerl, H. (1996). A comparison of cyanobacterial bloom dynamics in freshwater, estuarine and marine environments. *Phycologia* 35(6): 25-35.

Paliskova, M., Mares, J., Kopp, R., Hlavkova, J., Navratil, S. y Adamovsky, O. (2011). Accumulation of Microcystins in Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus* L., and Effects of a Complex Cyanobacterial Bloom on the Dietetic Quality of Muscles. Czech Republic.

Palmer, C.M. y Maloney, T. E. (1954). A new counting slide for nanoplankton. *Am. Assoc. Limnol. Oceanog. Spec. Public.* 21: 1-7

Parra, O., Avilés, D., Becerra, J., Dellarossa, V. y Montoya, R. (1986). First toxic blue-green algal bloom recorder for Chile: A preliminary report. *Gayana Bot.* 43(1-4): 15-17.

Paz, B., Daranas, A.H., Cruz, P.G., Franco, J.M., Napolitano, J.G., Norte, M. y Fernández, J.J. (2007). Identification and characterization of DTX-5c and 7-hydroxymethyl-2-methylene-octa-4, 7 -dienyl okadaate from *Prorocentrum belizeanum* cultures by LC-MS. *Toxicon* 50, 470-478.

Peters, R.H. (1983). *The Ecological Implications of Body Size*. Cambridge University Press, Cambridge.

Pizzolón, L. (1996). Importancia de las cianobacterias como factor de toxicidad en las aguas continentales. *Interciencia* 21(6): 239-245.

Prieto, M., Mogollón, M., Castro, A. y Sierra, L. (2005). Efecto del medio y condiciones de cultivos en la reproducción de tres diatomeas marinas con potencial acuícola, *Revista "MVZ. Córdoba"*, Vol.10, n, 1, pp. 544-554.

Pritchard, D.W. (1967). *What is an Estuary: Physical View point*. Chesapeake Bay Institute. The Johns Hopkins University, Baltimore Maryland. *American Assoc. Advant. Science.* 83: 3-5.

Qin, W., Yang, L., Zhang, X., Zhang, Z., Xu, L. y Wu, J. (2012). Cyanobacteria-blooming water samples from Lake Taihu induce endoplasmic reticulum stress in liver and kidney of mice. *Ecotoxicology*, 21: 1495-1503.

Reynolds, C. y Walsby. (1975). Water blooms. *Biol. Rev. Cambridge Philos. Soc.* 50: 437-481.

Reynolds, C., Tundisi, J.G. y Hino, K. (1983). Observations on a metalimnetic Lyngbya population in a stably stratified tropical lake (Lagoa Carioca, Eastern Brazil). *Arch. Hydrobiol.* 97 (1): 7-17.

- Reynolds, C. (1987). Cyanobacterial water blooms. *Adv. Bot. Research* V.13.
- Richmond, A. (1986). Microalgae of economic potential. In *CRC Handbook of Microalgal Mass Culture*, Richmond (Ed), CRC Press Inc., Boca Raton, Florida, 199-243
- Richmond, A. (2004). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. Primera edición. USA: Blackwell Publishing
- Robledo, R.D. (1990). Las Macroalgas marinas un recurso desconocido. *ICYT*. 12(169): 3-8.
- Rodríguez, B. M. (1995). Las algas marinas *Sargassum sinicola* y Uva lacha como fuentes alternas de minerales y pigmentos en gallinas de postura. Tesis de Maestría en Producción Animal. U.N.A.M. México. 96 p.p.
- Rodríguez, S. (2010). Evaluación de microalgas y de bacterias asociadas productoras de exoenzimas para tratamiento de aguas residuales de una extractora de aceite de palma. Tesis doctoral. Universidad del Zulia. Maracaibo. Venezuela.
- Romero, T. y Suarez, G. (2001). Resultados orientados al uso de *Chlorella sp.* Cultivada en aguas residuales de la Industria Pesquera Cubana. Compacto ISSN de II Taller Internacional CONyMA'2001.
- Romero, T. y Otero, C. (2004). *Chlorella spp.* desarrollada en los efluentes de la industria pesquera para alimentar *Brachionus plicatilis*. *Revista Electrónica de Veterinaria (REDVET)*. Especial Monográfico Acuicultura. Vol. V (2).
- Romo, A. (2002). Manual para el cultivo de microalgas, Memoria Técnicas para un Trabajo Profesional. Universidad Autónoma de Baja California sur Área Interdisciplinaria de Ciencias del Mar. Departamento de Biología Marina. 50pp.
- Ruiz, A, (2011). Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente. Trabajo para optar al "Máster Universitario en Ingeniería Hidráulica y Medio Ambiente", Universidad Politécnica de Valencia. España, 96pp.
- Saborío, A. (2001). La Camaronicultura en Nicaragua. Centro de Investigación del Camarón. Universidad Centroamericana.
- Saborío, A. (2002). Calidad de agua en efluentes y afluentes de catorce granjas camaroneras. *Encuentro*. N0 6: 7-20.
- Salazar González, M. (2006). Aplicación e importancia de las microalgas en el tratamiento de aguas residuales. *Contactos* 59: 64-70

Serfling, R. E. (1949). Quantitative estimation of plankton from small samples Sedgwick Rafter cell mounts of concentrate samples. *Trans. Amer. Micr.* 68: 185-199.

Shelef, G., Moraine, R. y Oron, G. (1978). Photosynthetic biomass production from sewage. *Arch. Hydrobiol. Beih. Ergeb. Limnol.* 11: 3-14.

Sivonen, K. (1996). Cyanobacterial toxins and toxin production. *Phycologia* 35 (& Suppl.): 12-24

Smith, D. W. (1988): «Phytoplakton and catfish culture: a review». *Aquaculture*, 74:167-189.

Smith, R.L. y Smith, T.M. (2001) *Ecology*. Addison Wesley, Madrid. 639 p.

Sohrin, Y., Matsui, M., Kawashima, M., Hojo, M. y Hasegawa, H. (1997). Arsenic Biogeochemistry Affected by Eutrophication in Lake Biwa, Japan. *ICR Annual Report*, 4, 14-15.

Soeder, C.J. (1986). An historical outline of applied algology. In *Handbook of Microalgal Mass Culture*. Richmond (Ed.), CRC Press Inc., Boca Raton, Florida, 25-41.

Soong, P. (1980). Production and development of *Chlorella* and *Spirulina* in Taiwan, in *Algae Biomass*, Shelef and Soeder (Eds), Elsevier/North- Holland

Spolaore, P., Joannis-Cassan, C., Duran, E. y Isambert, A. (2006). Commercial applications of microalgae. *J. of Bioscience and Bioengineering*. Vol 101 : 87-96

Stevenson J., Bothwell, M. y Lowe, R. (1996). *Algal Ecology: Fresh water Benthic Ecosystems*. USA: Elsevier.

Sun, C.-c., Wang, Y.-S., Wu, M.-L., Dong, J.-D., Wang, Y.-T. y Sun, F.-L. (2011). Seasonal Variation of Water Quality and Phytoplankton Response Patterns in Daya Bay, China. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 8. 2951-2966

Suthers, I. y Rissik, D. (2009). *Plankton: a guide to their ecology and monitoring for water quality*. CSIRO. Collingwood, Australia.

Terrel, C. y Bytnar, P. (1996). *Water quality indicators guide*. Kendall/Hunt publishing company, Dubuque. 131 p.

Thomas, W.H. (1983). Microalgae from desert saline waters as potential biomass producers, *Prog. in Solar Energy*, 6, 143-145.

Tomas, C. (1997). Identifying marine phytoplankton. Academic Press. New York. 858 p.

Travieso, L. y Benítez, F. (1998). Cultivo de Arthrospiras: del Laboratorio a Planta Piloto. Curso: Tecnología y aprovechamiento del cultivo heterotrófico de microalgas. Centro de Investigaciones Pesqueras. La Habana Cuba

UCA-MARENA. (2001). Ficha RAMSAR del Estero Real. Grupos de Humedales de Nicaragua – MARENA. Managua, Nicaragua. 55 pp.

Vieira Costa. (2004). Produção de biodiesel a partir de microalgas. 1er Congreso Latinoamericano sobre Biotecnología Algal. Argentina. ISBN Nº 987-1130-32-5

Vasconcelos, V. (1999). Cyanobacterial toxins in Portugal: effects on aquatic animals and risk for human health. Braz. J. Med. Biol. Res. 32(3): 249-254.

Venkataraman, L.V., y Becker, E.W. (1985). Biotechnology and utilization of algae. The Indian experience. Ed. Sharada Press. New Delhi, India 257 pp.

Wang, X., Wang, Y., Liu, L., Shu, J., Zhu, Y. y Zhou, J. (2013). Phytoplankton and Eutrophication Degree Assessment of Baiyangdian Lake Wetland, China. *The Scientific World Journal*, 8 págs.

Wannemacher, R. (1989). Foodweb transfer, Accumulation, and depuration of microcystins, a cyanobacterial toxin, in pumpkinseed sunfish (*Lepomis gibbosus*). *Toxicon*. 8: 580-589.

Weithoff, G., Lorke, A. y Walz, N. (2000) Effects of water-column mixing on bacteria, phytoplankton, and rotifers under different levels of herbivory in a shallow eutrophic lake. *Ecologia*, 125, 91-100.

Weisner, S., Strand, J. y Sandsten, H. (1997). Mechanisms regulating abundance of submerged vegetation in shallow eutrophic lakes. *Oecologia*, 109, 592-599.

Welker, M. y Von Dohren, H. (2006). Cyanobacterial peptides–Nature’s own combinatorial biosynthesis. *FEMS Microbiol Rev* 30: 530–563.

Western, D. (2001). Human-modified ecosystems and future evolution. *PNAS*, 98, 5458-5465

Werner, D. (Ed.) (1977). The biology of diatoms. Botanical Monographs, 13 (pp.498). Berkeley, Ca: University of California Press.

WHO, (1999). A guide to their public health consequences, monitoring and management. London.

Williams, D., Dawe, S., Kent, M., Andersen, R., Craig, M. y Holmes, C. (1997). Bioaccumulation and clearance of microcystins from salt water mussels, *Mytilus edulis*, and in vivo evidence for covalently bound microcystins in mussel tissues. *Toxicol* 35(11): 1617-1625.

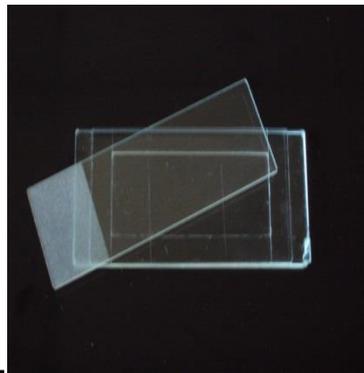
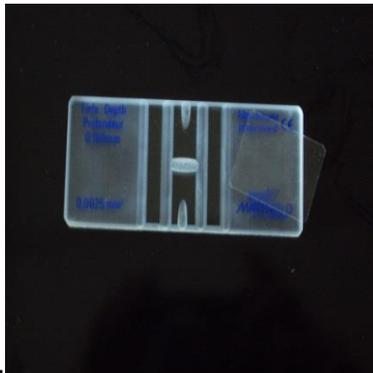
Zhao, Y. y Quigg, A. (2014). Nutrient Limitation in Northern Gulf of Mexico (NGOM): Phytoplankton Communities and Photosynthesis Respond to Nutrient Pulse. *PLoS ONE* 9(2): e88732. doi:10.1371/journal.pone.0088732.

10. ANEXOS

CAMPO

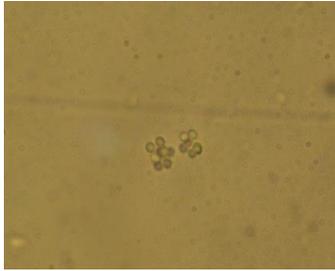


LABORATORIO

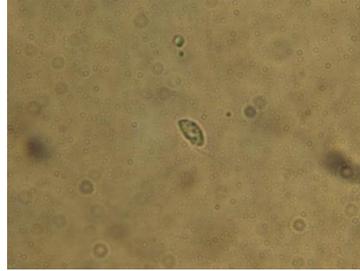


FITOPLANCTON

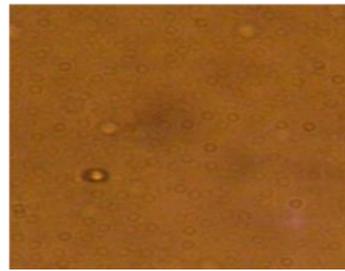
CLOROPHYTA



Oociste



Chlamidomonas

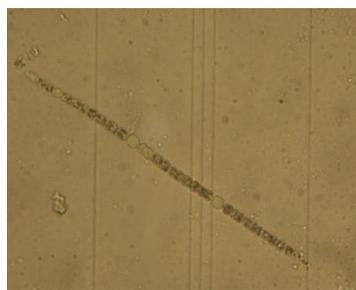


Chlorellas

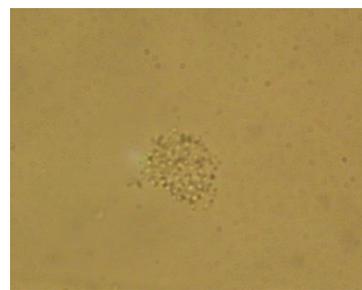
CYANOPHYTA



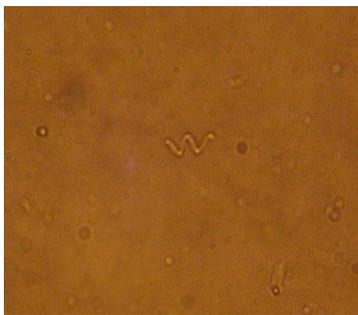
Oscillatoria



Anabaena



Microcystis



Spirulina

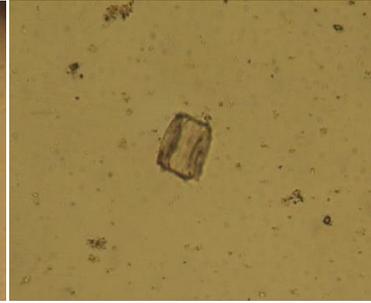
DIATOMEAS



Nitzschia



Amphora



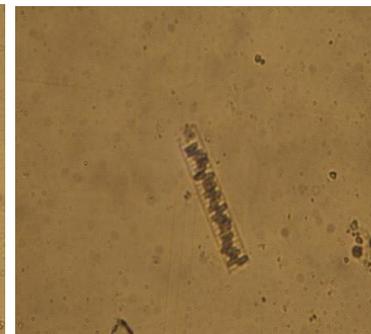
Cyclotella



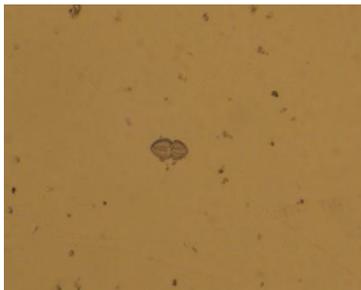
Coscinodiscus



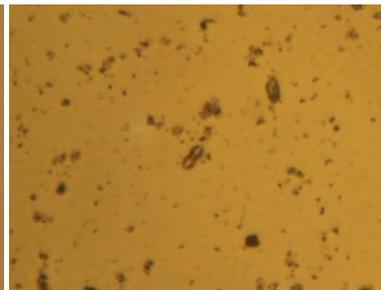
Chaetocero



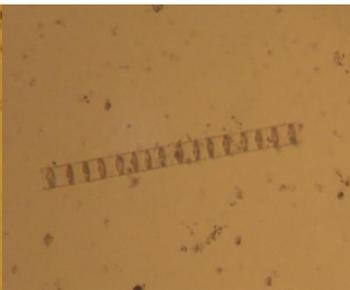
Fragilaria



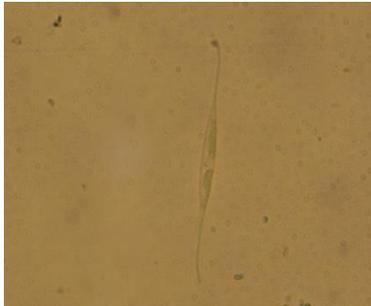
Diploneis



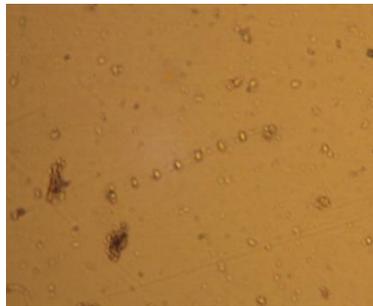
Nitzschia



Esqueletonema



Navícula

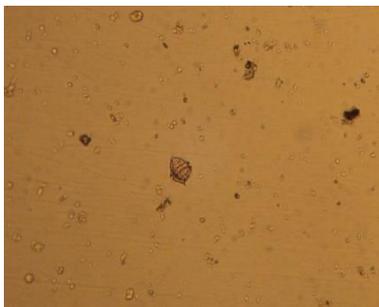


Esqueletonema



Achantes

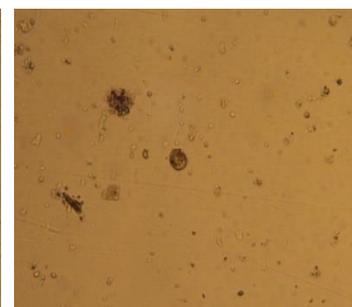
DINOFLAGELADOS



Gonyaulax



Gymnodinium



Prorocentrum

FORMATOS DE FITOPLANCTON PARA LA CÁMARA NEUBAUER

CLOROPHYTA				
<i>Chlorellas</i>				
<i>Tetraselmis</i>				
<i>Chlamidomonas</i>				
<i>Oocystis</i>				
<i>Scenedesmus</i>				

DIATOMEA				
<i>Navícula</i>				
<i>Esqueletonema</i>				
<i>Nitzschia</i>				
<i>Fragilaria</i>				

CIANOPHYTA				
<i>Microcystis</i>				
<i>Chroococcus</i>				
<i>Oscillatoria</i>				
<i>Anabaenopsis</i>				
<i>Anabaena</i>				

DINOFLAGELADO				

FORMATOS DE FITOPLANCTON PARA LA CÁMARA CÁMARA SEDGWICK-RAFTER (S/R)

LUGAR DE MUESTREO												
PUNTO NUMERO:												
FECHA:												
# CAMPOS	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Cianophytas												
Oscillatorias												
Espirulina												
Anabaena												
Anabaenopsis												
Microcystis												
Diatomeas												
Amphora												
Navículas												
Nitzschia												
Chaetocero												
Cyclotella												
Diploneis												
Coscinodiscus												
Bidulfias												
Pleurosigma												
Girosigma												
Amphipora												
Clorophytas												
Chlorellas												
Tetraselmis												
Chlamidomonas												
Dinoflagelados												
Total:												