

Universidad Nacional Autónoma De Nicaragua UNAN-León
Facultad De Ciencias Y Tecnología.



"Departamento De Biología "Edgar Munguía Álvarez"

Evaluación de la Comunidad Fitoplanctónica de los grupos *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas* y *Dinoflagelados* en las aguas del Río Estero Real, Chinandega, y su relación con la salinidad.

Requisito previo para optar al título de
Licenciado en Biología

Autor:

Br. Adolfo Xavier López Sánchez.

Tutor:

Ariel José Aguilar, Ph. D.

León, Nicaragua



CERTIFICACIÓN

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 *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophyta* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad, en las aguas del Río Estero Real, período Diciembre 2013 - Mayo 2014" presentada por el Br. Adolfo Xavier López Sánchez para optar al grado de Licenciatura 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.

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

Dr. Ariel José Aguilar

Br. Adolfo Xavier López Sánchez



DEDICATORIA.

Dedico este trabajo de investigación a:

- ✚ En primer lugar a DIOS por darme sabiduría para poder llevar a cabo esta investigación.
- ✚ **A mi madre:** Reyna del Carmen Sánchez Espinoza por ser mi guía a lo largo de mi vida y mi más grande apoyo y darme la oportunidad de poder llevar a cabo mis estudios universitarios.
- ✚ **A mi padre:** A la memoria de mi padre Adolfo Antonio López Mercado.
- ✚ **A mi hermana:** Dayanis Melissa López Sánchez Por apoyarme y animarme y estar conmigo.
- ✚ **A mi abuela: Consuelo Espinoza y Tías: Fátima Sánchez y Elizabeth Sánchez,** por ser apoyo fundamental en mi formación Universitaria.
- ✚ **A Erika Lisseth López Villanueva** por ser parte importante de mi vida y apoyarme incondicionalmente a lo largo de los cinco años de carrera.
- ✚ A todos mis amigos y compañeros de la carrera



FINANCIACIÓN

La presente Tesis de grado ha sido realizada en el Laboratorio de Fisiología Animal, Departamento de Biología, Facultad de Ciencias 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

- ✚ Primeramente a DIOS por prestarme vida, darme sabiduría y ayudarme a culminar este trabajo investigativo.

- ✚ A mi madre y mi hermana, mi tía y toda mi familia por su apoyo y consejos, a Erika López por su cariño, apoyo y por estar conmigo en los buenos y malos momentos.

- ✚ A mi tutor Ph.D Ariel José Aguilar, por guiarme y permitirme formar parte de su grupo de investigación y por ayudarme a realizar y culminar esta investigación.

- ✚ A Jeruselsky López y Antonia Méndez por brindarnos su tiempo y conocimiento para capacitarnos.

- ✚ A todos los maestros de la carrera que en el transcurso de estos 5 años me brindaron sus conocimientos.

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

- ✚ A mis compañeras y amigas Sofía Altamirano, Esmeralda Velázquez e Ismara Ruiz

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Abreviaturas.

A

ADN: Acido Desoxirribonucleico.
ANOVA: Análisis de varianza.

C

°C: Grados Celsius
Cel/ml: células sobre mililitros
CIDEA: Centro de Investigación de Ecosistemas Acuáticos
cm: Centímetros
cm³: Centímetros cúbicos
CO₂: dióxido de Carbono
COFEPRIS: Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios

F

FAN: Floración Algal Nociva
FAO: La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación

G

GPS: sistema de Posicionamiento Global.

H

HAB: Harmful Algal Bloom (Floración Algal Nociva)
HCO₃: bicarbonato

I

I: yodo

K

KI: yoduro de potasio.
Km: Kilómetros.

L

LPS: Lipopolisacáridos.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



M

M: Molaridad Mg/L: miligramos/ litros.
mg/mL: miligramo/ mililitro
min.: minutos MARENA:
ml: mililitro

N

N₂: Nitrógeno
nm: nanómetros

O

O₂: Oxígeno
OD: Oxígeno disuelto.

P

(P): Puntos de Muestreo
PESCANOVA:
pH: potencial de Hidrogeno
Ppm: partes por millón
P-PO₄₋₃ : orto Fosfato

S

SR: cámara de Sedgwick- Rafter

U

UCA: Universidad Centroamericana
UICN: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza
UNAN: Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua
µm: micro molar
UV: ultra violeta



ÍNDICE DE TABLAS

Nº	Título de tabla	Pág.
Tabla 1	Géneros de Cianobacterias que producen floraciones tóxicas.	20
Tabla 2	Efectos ecológicos de los florecimientos de cianobacterias y sus potenciales efectos adversos en un ecosistema acuático.	21
Tabla 3	Metabolitos tóxicos que se han identificado hasta la fecha sintetizados por diversos géneros de cianobacterias, junto con sus órganos blancos primarios en seres humanos.	22
Tabla 4	Coordenadas de los puntos de muestreo en el Río Estero Real, Nicaragua.	27
Tabla 5	Valores de temperatura registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real.	30
Tabla 6	Valores de oxígeno disuelto registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río estero real	31
Tabla 7	Valores de salinidad registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real	32
Tabla 8	Valores de pH registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real	33
Tabla 9	Valores de disco de Secchi registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real	34
Tabla 10	Concentración de <i>Chlorophyta</i> (cel/mL).	36
Tabla 11	Distribución de los géneros de <i>Chlorophyta</i> (cel/mL).	37
Tabla 12	Concentración de <i>Cyanophytas</i> (cel/mL).	38
Tabla 13	Distribución de los géneros de <i>Cyanophytas</i> (cel/mL).	39
Tabla 14	Concentración de <i>Diatomeas</i> (cel/mL).	40
Tabla 15	Distribución de los géneros de <i>Diatomeas</i> (cel/mL).	41
Tabla 16	Concentración de <i>Dinoflagelados</i> (cel/mL).	42
Tabla 17	Distribución de los géneros de <i>Dinoflagelados</i> (cel/mL).	43



ÍNDICE DE FIGURAS

N°	Nombre de figura	Pág.
Figura 1	Localización de los puntos de muestreos.	26
Figura 2	Valores de los parámetros fisicoquímicos (por punto de muestreo) en el periodo diciembre 2013- mayo 2014.	35
Figura 3	Concentraciones de <i>Chlorophyta</i> .	44
Figura 4	Concentraciones de <i>Cyanophyta</i> .	45
Figura 5	Concentraciones de <i>Diatomeas</i> .	46
Figura 6	Concentraciones de <i>Dinoflagelados</i> .	47
Figura 7	Promedio de las concentraciones de <i>Chlorophyta</i> por punto de muestreo en el tiempo.	48
Figura 8	Promedio de las concentraciones de <i>Cyanophyta</i> por punto de muestreo en el tiempo.	49
Figura 9	Promedio de las concentraciones de <i>Diatomeas</i> por punto de muestreo en el tiempo.	50
Figura 10	Promedio de las concentraciones de <i>Dinoflagelados</i> por punto de muestreo en el tiempo.	51
Figura 11	Relación entre los valores promedio de la salinidad y las concentraciones de fitoplancton.	52



ÍNDICE

1	Introducción	1
2	Objetivos	2
2.1	Objetivo General	2
2.1.1	Objetivos Específicos	2
3	Marco Teórico	3
3.1	sistema Estuarino	3
3.1.1	Generalidades del Estero Real	3
3.1.2	Sistema Hidrológico Estuarino	3
3.1.3	Sistema Hidrológico Continental del Río Estero Real	4
3.2	Generalidades del Fitoplancton	4
3.3	Factores que Regulan el Crecimiento del Fitoplancton	5
3.4	Principales Grupos de Fitoplancton	7
3.4.1	<i>Cyanophyta</i>	7
3.4.2	Caracterización General	7
3.4.3	Rasgos en la Morfología de <i>Cyanophyta</i>	8
3.4.4	Reproducción	9
3.4.5	Nutrición	9
3.4.6	Importancia Económica y Ecológica	9
3.5	<i>Dinoflagelados</i>	10
3.5.1	Rasgos en la Morfología de los <i>Dinoflagelados</i>	10
3.5.2	Características de los <i>Dinoflagelados</i>	11
3.5.2.1	<i>Dinoflagelados</i> Atecados	11
3.5.2.2	<i>Dinoflagelados</i> Tecados	11
3.5.3	Reproducción	12
3.5.4	Nutrición	12
3.5.5	Importancia Económica y Ecológica	12
3.6	<i>Chlorophyta</i>	13
3.6.1	Rasgos en la Morfología de <i>Chlorophyta</i>	14
3.6.2	Reproducción	14

**Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*,
Chlorophytas y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.**



3.6.3	Nutrición	15
3.6.4	Importancia Económica y Ecológica	15
3.7	<i>Diatomeas</i>	15
3.7.1	Rasgos en la Morfología de las <i>Diatomeas</i>	16
3.7.2	Reproducción	16
3.7.3	Nutrición	17
3.7.4	Importancia Económica y Ecológica	17
3.8	Eutrofización	17
3.9	Floración Algal y Floración Algal Nociva	18
3.9.1	Organismos que Desarrollan Floración Algal	19
3.9.2	Floraciones de <i>Cyanophyta</i>	20
3.9.3	Cianobacterias y Cianotoxinas	22
3.10	Utilidad de las Microalgas	23
3.11	Cámaras de Cuantificación	24
4	Materiales y Métodos	26
4.1	Área de Muestreo	26
4.2.1	Muestreo	26
4.3	Campo	26
4.4	Metodología Experimental para la Toma de Muestras	27
4.4.1	Identificación de Grupos de Algas y Conteo Celular	28
4.4.2	Cámara Neubauer o Hematocitómetro	28
4.5	Cámara Sedgwick-Rafter (S/R)	29
5	Análisis Estadísticos	29
5.1	Resultados	30
5.1.1	Parámetros Físicoquímicos	30
5.1.2	Temperatura	30
5.1.3	Oxígeno	31
5.1.4	Salinidad	32
5.1.5	Ph	33
5.1.6	Disco de Secchi	34
5.2	Fitoplancton	36
5.2.1	<i>Chlorophyta</i>	36

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.1.1	Distribución de los Géneros de <i>Chlorophyta</i>	37
5.2.2	<i>Cyanophyta</i>	38
5.2.2.1	Distribución de los Géneros de <i>Cyanophyta</i>	39
5.2.3	<i>Diatomeas</i>	40
5.2.3.1	Distribución de los Géneros de <i>Diatomeas</i>	41
5.2.4	<i>Dinoflagelados</i>	42
5.2.4.1	Distribución de los Géneros de <i>Dinoflagelados</i>	43
5.2.5	Promedio de las Concentraciones de <i>Chlorophyta</i>	44
5.2.6	Promedio de las Concentraciones de <i>Cyanophyta</i>	45
5.2.7	Promedio de las Concentraciones de <i>Diatomeas</i>	46
5.2.8	Promedio de las Concentraciones de <i>Dinoflagelados</i>	47
5.2.9	Promedio de las Concentraciones de Microalgas <i>Chlorophyta</i> , Cianofitas, <i>Diatomeas</i> y <i>Dinoflagelados</i> por Punto de Muestreo en el Tiempo	48
5.2.9.1	Promedio de las Concentraciones de <i>Chlorophyta</i>	48
5.2.9.2	Promedio de las Concentraciones de <i>Cyanophyta</i>	49
5.2.9.3	Promedio de las Concentraciones de <i>Diatomeas</i>	50
5.2.9.4	Promedio de las Concentraciones de <i>Dinoflagelados</i>	51
5.2.10	Relación de Concentraciones de Grupos Fitoplantónicos con la Salinidad	52
6	Discusión	53
6.1	Parámetros Físicoquímicos	53
6.1.1	Evaluación de la Temperatura	53
6.1.2	Evaluación de Oxígeno Disuelto	53
6.1.3	Comportamiento de la concentración salina	54
6.1.4	Evaluación de Ph	54
6.1.5	Evaluación de Turbidez	55
6.2	Análisis de las Fluctuaciones de Fitoplancton	55
6.2.1	Distribución de los Grupos de Microalgas a lo Largo del Área del Estudio	55
6.2.2	Distribución de las Concentraciones de los Géneros de Microalgas	56

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



6.3	Correlación entre las Fluctuaciones de la Concentración de los Grupos de Microalgas y la Concentración Salina	57
7	Conclusiones	58
8	Recomendaciones	59
9	Bibliografía	60
10	Anexos	67



RESUMEN.

Esta investigación tiene por objetivo determinar las fluctuaciones de la comunidad fitoplanctónica de los grupos *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y relacionarlos con la fluctuación de la concentración salina, en las aguas del río Estero Real, Chinandega, durante el periodo de diciembre 2013-mayo 2014. Se tomaron 10 puntos de muestreo a lo largo del río, abarcando 23 km desde la Cooperativa Herrera Membreño hasta AGRIMAR II. Los muestreos se realizaron una vez al mes, se tomaron lecturas de los parámetros físicos y químicos (temperatura, oxígeno, salinidad, pH y turbidez) y tomaron muestras de agua para evaluar las concentraciones de los géneros de microalgas presentes. Los valores de temperatura en el río Estero Real oscilaron entre los 28 y 32 °C. Los meses que presentaron los menores valores de oxígeno disuelto fueron diciembre y mayo, ambos con valores de 1mg/L y el mayor valor promedio se presentó en febrero (7,9 mg/L). La salinidad mostró tendencia a crecer en el tiempo y se evidencia la estratificación salina a lo largo del río. El mes de enero presentó el valor más alto de pH (8,4) y los sitios que presentaron los mayores niveles de turbidez fueron los puntos 1 y 2. De los cuatro grupos de microalgas estudiados, las *Chlorophyta* presentaron las mayores concentraciones de cel/mL, seguido de las *Cyanophyta*, *Diatomeas* y los *Dinoflagelados*. De las *Chlorophytas*, *Chlorella sp.* fue quien presentó el mayor porcentaje; del grupo de las *Cyanophytas*, *Microcystis sp.* ocupó el primer lugar en porcentaje, seguido por *Oscillatoria sp.*; del grupo de las *Diatomeas*, *Skeletonema sp.* ocupó el primer lugar y por los *Dinoflagelados* fue el género *Prorocentrum sp.* Las *Chlorophytas* y *Cyanophytas* presentaron relación negativa con respecto a la salinidad mientras que las *Diatomeas* y los *Dinoflagelados* presentaron relación positiva. Los resultados encontrados sobre los niveles de oxígeno disuelto permiten sugerir que el cuerpo de agua, que conforma el río Estero Real, en algunos meses presenta problemas de estrés que afectan las condiciones para el bienestar animal.

1. Introducción

El Estero Real está ubicado en el extremo Sureste del Golfo de Fonseca, correspondiente al Departamento de Chinandega, región Noroccidental 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; también drena el 85% de las lluvias del occidente de Nicaragua (UCA-UICN, 2000).

Este humedal se caracteriza por presentar ecosistemas de manglares, los cuales cubren más de 70 mil hectáreas. En el río Estero Real se desarrolla fundamentalmente el cultivo de camarón bajo el sistema de producción semiintensivo y extensivo y actividades de pesca artesanal (Lezama, 2000). A pesar de que el área es parte esencial de los humedales del Corredor Biológico Mesoamericano y de estar fuertemente representada por extensos manglares y sinuosos esteros, en la zona existe una acentuada y progresiva degradación ambiental que se evidencia en los altos niveles de contaminación del agua y suelo, debido a que en el área no existe un plan de manejo de los desechos sólidos y los vertidos domésticos (MARENA-DGAP, 2006), lo cual aumenta los niveles de eutrofización, propiciando un ambiente idóneo para que distintos grupos de microalgas puedan proliferar. Esta situación ha generado un impacto negativo sobre la biota marina y la salud pública debido al posible incremento de biotoxinas producidas principalmente por algunas Cianófitas y Dinoflagelados.

Asimismo, existe un problema constante de sedimentación procedente de las partes altas y medias de la cuenca que está provocando la pérdida de la biodiversidad marino-costera, especialmente de aquellas especies residentes del estuario. (MARENA-DGAP, 2006).

Ante tal problemática, el principal objetivo de este trabajo investigativo es evaluar la dinámica de crecimiento de los grupos Diatomeas, Cianófitas, Clorófitas y Dinoflagelados y relacionarlos con la dinámica de la concentración salina durante la temporada de verano, en las aguas del río Estero Real.



2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

Determinar las fluctuaciones de la comunidad Fitoplanctónica de los grupos *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y relacionarlos con la fluctuación de la concentración salina, en las aguas del Estero Real, Chinandega.

2.1.1. Objetivos Específicos

Medir los valores de Temperatura, Salinidad, Oxígeno disuelto, pH y Transparencia desde el sector de la Cooperativa Herrera Membreño hasta la camaronera AGRIMAR II.

Evaluar la dinámica Fitoplanctónica de los grupos *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas* y *Dinoflagelados* desde la Cooperativa Herrera Membreño hasta Agrimar II.

Relacionar las concentraciones de microalgas de los grupos *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas* y *Dinoflagelados* con las fluctuaciones de la concentración salina.



3. Marco teórico

3.1 Sistema Estuarino.

3.1.1. Generalidades del Estero Real

El ecosistema Estuarino Deltas del Estero Real, Nicaragua, pertenece al gran sistema Estuarino denominado Golfo de Fonseca, que es compartido por Nicaragua, Honduras y El Salvador. Dicho humedal es un ecosistema de manglar que cubre más de 70 mil hectáreas de esteros y bosques de mangle, en el que se desarrollan fundamentalmente el cultivo de camarón bajo el sistema de producción semiintensivo y extensivo, pesca y agricultura. Este cuerpo de agua presenta altos niveles de contaminación orgánica e inorgánica y de sedimentación producto de la deforestación y la actividad agrícola (UCA-UICN, 2000).

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 subcuentas 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 (MARENA-DGAP, 2006).

3.1.2. Sistema Hidrológico Estuarino

El complejo Estuarino del Estero Real, está compuesto por un 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 del Golfo de Fonseca y las que bajan por escorrentía superficial de la cuenca alta del Estero Real (CIDEA-UCA, 2006).

La principal dinámica hidrológica de los ecosistemas estuarinos son el flujo y reflujos de las mareas y el flujo de agua dulce continental, altamente influenciados por procesos de difusión turbulentos producido principalmente por el efecto mareal que se internan aguas arriba del estero principal hasta 70 km, partiendo de la boca del Golfo de Fonseca. De acuerdo a los estudios realizados por Curie (1994), los niveles de mareas presentados estuvieron 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 estimó un tiempo de recambio de 30 a 45 días desde Puerto Morazán hasta la boca del Golfo y más de 90 días desde diferentes puntos aguas arriba del mismo Puerto (CIDEA-UCA, 2006).

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



El comportamiento de los gradientes salinos en el Estero Real permite ubicar o clasificar al estero 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 desde la superficie hasta el fondo. La distribución del oxígeno disuelto muestra un comportamiento similar al gradiente salino disminuyendo gradualmente desde la boca del estero principal al interior. (UCA-UICN, 2000).

Según Curie (1994) las cargas de sedimento son altas en los cursos de agua 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.

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 del 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 (CIDEA-UCA, 2006).

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. La evaporación se ve reducida en la época lluviosa. Utilizando un promedio de 1,800 mm de lluvia en 6 meses en la cuenca de 3,767 km², el abastecimiento al Estero Real es de hasta 37.7 millones de m³/día, durante la estación lluviosa (Curie, 1994).

3.2. Generalidades del Fitoplancton

El término fitoplancton proviene del griego φυτόν (phyton - planta) and πλαγκτός (planktos- errante) (Oliva *et al*, 2014), y está representado básicamente por los organismos microscópicos vegetales que habitan en el medio ambiente marino, también conocidos como microalgas marinas; las cuales son capaces de sintetizar la materia nutritiva, representada por los azúcares, grasas y proteínas a partir de los nutrientes que obtienen del agua y del bióxido de carbono. Este grupo se encuentra integrado por diversas clases de algas microscópicas (COFEPRIS-SECRETARIA DE SALUD, 2005). El fitoplancton juega un papel muy importante como base de las redes tróficas y como indicadores de la calidad del agua. De acuerdo con Reynolds (1996).

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



El tamaño de los organismos que componen el fitoplancton es: picoplancton (0.2-2 μm), nanoplancton (2-20 μm), microplancton (20-200 μm) y mesoplancton (200-2 000 μm). También puede separarse de acuerdo a sus ciclos de vida: Holoplancton (cuando pasa todo su ciclo de vida como plancton) y meroplancton (cuando pasa parte de su ciclo de vida como plancton) (Dawes, 1974).

El efecto del tamaño sobre la tasa de sedimentación es una adaptación de las células para permanecer en la zona fótica. Células esféricas o elipsoidales se hunden más lentamente, mientras las formas grandes, elongadas o complejas, reducen esta capacidad. Los Dinoflagelados como *Ceratium* mantienen su posición en la columna de agua por su migración activa y por el cambio de la forma y tamaño de sus proyecciones (Oliva *et al*, 2014).

Las paredes silíceas de las diatomeas pueden resultar pesadas y ser susceptibles al hundimiento. Algunas cianobacterias producen mucílagos extracelulares, lo que les ayuda a su flotabilidad, además de la presencia de vesículas de gas que las mantienen en la columna de agua como en *Anabaena flosaquae* y *Microcystis aeruginosa* (Wehr, 2003).

La abundancia espacial del fitoplancton está entre otros factores condicionada por la intensidad luminosa y la transparencia del agua, las concentraciones de bióxido de carbono y nutrientes minerales como el nitrógeno y el fósforo (COFEPRIS-SECRETARIA DE SALUD, 2005). La presencia de fitoplancton sigue un ciclo dinámico que puede llevar a incrementos repentinos en la biomasa del fitoplancton, en donde, dependiendo de las condiciones ambientales prevalentes, cuando las especies algales son tóxicas se generan Floraciones de Algas Nocivas (FAN) (COFEPRIS-SECRETARIA DE SALUD, 2005).

3.3. Factores que Regulan el Crecimiento del Fitoplancton

Tanto la composición de las microalgas como su productividad están determinadas, principalmente, por diversos factores ambientales:

Luz: El crecimiento de los microorganismos fotosintéticos es proporcional a la intensidad de la luz recibida siempre que ésta se sitúe por debajo de un cierto valor máximo (fotolimitación). En la mayoría de las microalgas la fotosíntesis se ve saturada a niveles lumínicos que representan sobre el 30% de la radiación total que la Tierra recibe del Sol. Esto supone alrededor de 1700 – 2000 $\mu\text{E}/\text{m}^2 \text{ s}$.

Las algas adaptadas a bajos niveles de luminosidad tienen una respuesta más rápida a cambios en la intensidad luminosa en comparación con las adaptadas a altas intensidades de luz. Las algas se adaptan a los cambios de luz variando el contenido de clorofila "a" de sus células, de modo que las algas adaptadas a bajas intensidades lumínicas tienen más clorofila.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Salinidad: La salinidad tiene gran influencia tanto sobre el crecimiento de las algas como sobre la productividad de lípidos u otras sustancias.

pH: Con respecto al pH, el rango óptimo de la mayoría de microalgas se encuentra entre 7 y 9 (FAO, 2009).

Oxígeno: Muchas especies de microalgas no son capaces de sobrevivir en un medio sobresaturado de oxígeno más de 2 o 3 horas.

Temperatura: A pesar de que gran variedad de microalgas son capaces de desarrollarse en un amplio rango de temperaturas (*Chlorella*, destaca por ejemplo en este aspecto, ya que puede crecer entre 5 y 42°C), todas ellas presentan un rango fuera del cual se ven inhibidas o incluso mueren. De manera general, el rango óptimo de temperatura oscila entre los entre 18 y 22° C (FAO, 2009).

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, 2000).

Los principales nutrientes minerales que éstas toman del medio y necesitan para su desarrollo son:

Carbono: Las microalgas pueden emplear como fuente de carbono el CO² presente en la atmósfera, así como los iones bicarbonato (HCO₃) con la ayuda de una enzima llamada anhidrasa carbónica.

Nitrógeno: El contenido en nitrógeno de la biomasa puede suponer desde un 1% hasta más del 10%, y depende de la disponibilidad y el tipo de fuente de nitrógeno. En general, las microalgas pueden tomar nitrógeno del medio en forma de urea, amonio, nitrato, nitrito, nitrógeno gas y óxidos de nitrógeno, en algunos casos.

Fósforo: Es otro de los macronutrientes esenciales en el crecimiento de las microalgas. Es tomado en forma de ortofosfatos (P-PO₄₋₃), cuya concentración en equilibrio con las formas protonadas depende lógicamente del pH del medio. Existen factores que ralentizan la toma de fosfatos por parte de las algas, como un pH excesivamente alto o bajo, o la ausencia de iones como potasio, sodio o magnesio.



3.4. Principales Grupos de Fitoplancton

3.4.1. *Cyanophytas*

Las Cianobacterias, *Cyanophytas*, *Cyanoprokaryotas* o algas verde-azules, constituyen un grupo de organismos que poseen características propias de bacterias así como de las algas y plantas eucariotas (Aguilera *et al*, 2011). Aunque su organización celular es similar a la de las bacterias, las cianofíceas o cianobacterias contienen clorofila "a" presente en las algas eucariotas y plantas superiores, mientras que las bacterias capaces de realizar fotosíntesis poseen bacterioclorofila. Otra diferencia que mantienen con las bacterias es que mientras la fotosíntesis bacteriana se produce en ausencia de oxígeno (fotosíntesis anoxigénica), las cianofíceas, al igual que el resto de algas y las plantas, producen oxígeno en el proceso (Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, 2007).

Algunas especies de cianofíceas son consideradas beneficiosas para el hombre por sus diversas aplicaciones biotecnológicas, mientras que otras son conocidas por sus aspectos perjudiciales dada su capacidad para sintetizar y liberar cianotoxinas, o por alterar las características organolépticas del agua. En ciertas ocasiones, las poblaciones de cianobacterias crecen masivamente. Cuando este tipo de fenómenos son protagonizados por una o pocas especies, el suceso recibe el nombre de "floración algal" o "Bloom", el cual trae aparejado una serie de impactos ambientales y constituyen además un alto riesgo para el hombre (Aguilera *et al*, 2011).

3.4.2. *Caracterización General de Cyanophyta*

Las Cianobacterias constituyen uno de los grupos más fascinantes y exitosos que habitan el planeta tierra. Su origen se remonta al Precámbrico temprano, hace alrededor de 3000 a 3500 millones de años, y dada su actividad fotosintética con liberación de oxígeno, se las considera responsables de haber dado origen a la atmósfera oxidante que hoy conocemos (Papineau & Walker, 2005 y Graham & Wilcox, 2000).

Las *Cyanophytas* son bacterias procariotas que presentan el mismo aparato fotosintético de las algas eucariotas y de las plantas superiores, incluyendo los dos fotosistemas y la presencia de clorofila "a". Se asume que los cloroplastos de los grupos eucariotas derivan de las cianobacterias, como resultado del establecimiento de relaciones simbióticas en el pasado (Anagnostidis & Komárek, 1985). La mayoría de los representantes del grupo son de vida libre, encontrándose principalmente en ambientes acuáticos continentales y marinos; aunque también habitan los terrestres.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



El grupo se reconoce por su habilidad para establecerse en ambientes extremos, habitando sistemas hipersalinos, aguas termales (hasta 80°C) e incluso regiones polares, a varios grados bajo cero. Tienen la habilidad de sobrevivir a largos períodos de desecación y algunas especies producen una vaina pigmentaria externa que les permite sobrevivir en ambientes de alta radiación UV (Graham & Wilcox, 2000., Fogg & Stewart, 1973 y Komárek & Anagnostidis, 1998). Las cianobacterias participan en la formación de estromatolitos (fósiles y actuales) y son organismos foto autotróficos que presentan mecanismos y adaptaciones para la fijación de nitrógeno atmosférico (Komárek, 2006).

3.4.3. Rasgos en la Morfología de *Cyanophytas*

En la estructura intracelular de las cianofíceas destaca, al ser procariotas, la ausencia de estructuras membranosas que compartimenten el contenido interno tales como el núcleo, los plastos o las mitocondrias. Así, su apariencia interna en el microscopio es densa y homogénea, constituyendo un rasgo diagnóstico del grupo.

La pared celular en las cianofíceas es igual a la de las bacterias Gram-negativas, de ahí también su afinidad a estas. (Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, 2007).

El ADN se sitúa en el centroplasma, el resto de las estructuras se sitúan alrededor, dispersas por el protoplasma. Los pigmentos fotosintéticos aparecen en estructuras membranosas semejantes a tilacoides, en cuyo interior está la clorofila "a", alrededor se sitúan los ficobilisomas que son complejos proteico-pigmentarios en los que se encuentran las ficobilinas (ficoeritrina de color rojo y ficocianina de color azul). Las principales sustancias de reserva son gránulos de glucógeno, el cual difiere respecto al que elaboran los animales y gránulos de cianoficina (material nitrogenado), los cuales confieren a menudo un aspecto granuloso a las células.

A veces, alrededor de la pared celular se puede desarrollar un mucílago, denominado vaina en algas filamentosas. La vaina o mucílago que rodea las células tiene un cierto color dorado o marrón en muchas especies, en estos casos, las poblaciones se ven anaranjadas o marrones. La presencia o ausencia del mucílago, así como su espesor, coloración y demás características pueden tener carácter taxonómico, aunque en algunos casos su desarrollo varía a lo largo del ciclo de vida del alga o en función de las condiciones del medio (Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, 2007).

En las cianobacterias que forman filamentos pueden existir dos tipos de células diferentes a las vegetativas, denominadas heterocistes y acinetos.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Los heterocistes no poseen pigmentos fotosintéticos, sus paredes son gruesas y se unen a las dos células adyacentes mediante un nódulo. Su función es la de fijar nitrógeno atmosférico mediante un proceso en el que interviene una enzima llamada nitrogenasa. Además, en los filamentos pueden existir acinetos, que son células vegetativas transformadas en esporas de resistencia y que han adquirido una gruesa pared y una morfología diferente a las células vegetativas. La presencia, forma y posición de heterocistes y acinetos son también aspectos taxonómicos importantes en la distinción de las especies (Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, 2007).

3.4.4. Reproducción

El principal tipo de reproducción vegetativa en las cianofíceas es la fragmentación, pero también se producen diversos tipos de esporas no flageladas o de cuerpos parecidos. La división por escisión puede producirse por la ruptura del talo en dos o más unidades capaces de seguir creciendo y de formar colonias, la fragmentación se ve en la mayoría de las especies no filamentosas, este es el único proceso que permite aumentar el número de individuos.

En las especies filamentosas, los homogonios son comunes en algunos géneros, este es un simple fragmento de un filamento, en efecto esto se rompe en segmentos multicelulares cortos, los homogonios se liberan de su vaina cuando las condiciones de crecimiento son óptimas, así se desarrolla y se forma un nuevo organismo, durante la rotura de éste puede producirse la muerte de la célula intercalar. A este punto del filamento se le denomina disco de separación y su forma cóncava es debida a la disminución de la presión en las células adyacente (Scagel, 2002).

3.4.5. Nutrición

Las cianobacterias contienen pigmentos que les permiten usar la luz como fuente de energía mediante un proceso llamado fotosíntesis, otras dependen de compuestos orgánicos como fuente de energía, y algunas pueden usar incluso compuestos químicos inorgánicos como combustible para realizar los procesos celulares. Metabólicamente se caracterizan, y se distinguen de otros procariontes por ser fotoautótrofos oxigénicos, es decir, son organismos que producen O₂. Los pigmentos fotosintéticos son clorofila a, b, ficobilinas, ficocianina c y ficoeritrina a (Becerra, 2009).

3.4.6. Importancia Económica y Ecológica

La utilización directa de las algas verde-azules por el hombre es, hasta la fecha bastante limitada.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Ciertas especies planctónicas pueden encontrarse en cantidades tan grandes que llegan a colorear una determinada masa de agua de un brillante color verde azulado o incluso rojo, estas floraciones o blooms (crecimiento excesivo de algas) son originadas por ciertas especies como *Microcystis*, en estas condiciones el agua puede ser inadecuada para el consumo humano o de los animales domésticos y puede llegar a ser tóxica para los peces y para otros organismos acuáticos, si la concentración es relativamente baja, el resultado se limita a la aparición de un sabor u olor desagradables (Becerra, 2009).

3.5. *Dinoflagelados*

Los *Dinoflagelados* fueron los primeros individuos del plancton que se conocieron como productores de poderosas toxinas (Sommer *et al.*, 1937; en Balech, 2002). Estos organismos cuentan con aproximadamente 2000-4000 especies en 550 géneros. De éstos, el 50% son especies incoloras y heterótrofas, mientras que el otro 50% presentan cloroplastos y son fotosintéticos, con una coloración rojiza dada por la xantofila: peridina (Graham y Wilcox, 2000). Son típicamente unicelulares biflagelados, aunque pueden ser no flagelados ameboides o filamentosos (Barsanti y Gaultieri, 2006) y se caracterizan por presentar una placa de celulosa que le da apariencia de armadura. Aunque son eucariotas, poseen un núcleo de características primitivas (Margalef, 1983) lo cual concuerda con la antigüedad de las *dinofitas*, cuyo amplio registro fósil data de cientos de millones de años. El ADN de los *dinoflagelados*, a diferencia del de los demás eucariotas, no tiene histonas encargadas de su compactación en el núcleo. Los cromosomas se encuentran unidos a la membrana nuclear y aparecen expandidos, de modo que el tamaño del núcleo es grande en proporción a la célula. También, pueden presentar otras coloraciones por la presencia de clorofila a, b, c1 y c2 y otros carotenoides como fucoxantina y dinoxantina (Barsanti y Gaultieri, 2006). Este grupo abarca principalmente especies planctónicas en las que el tamaño suele ser inferior a 500 μm , aunque hay especies que llegan a alcanzar varios milímetros, como en el género *Noctiluca*. Los *Dinoflagelados* junto a las *Diatomeas* son los productores primarios más importantes de los ecosistemas costeros.

3.5.1. Rasgos en la Morfología de los *Dinoflagelados*

Las especies pertenecientes a esta clase portan dos flagelos de distinta forma en alguna fase de su vida. Por lo general, esta forma es la que aparece en todo el ciclo de vida, pero hay especies inmóviles de morfología muy diferente a la de las demás especies, aunque sus esporas si presentan el aspecto característico del grupo, como por ejemplo *Cystodinium cornifax*. Dentro de la clase *Dinophyceae*, la subclase *Adinophycideae* es un grupo poco representado en las aguas dulces. Se caracteriza porque en algún momento de su vida las células presentan dos flagelos apicales y heteromorfos.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Las células pueden ser solitarias y móviles, rodeadas de una membrana delgada o de un caparazón bivalvo. También abarca células inmóviles agrupadas por envueltas gelatinosas. Dentro de esta subclase solo han aparecido algunos representantes del orden Prorocentrales. En este orden las células solitarias y móviles, están rodeadas de un cascarón bivalvo biconvexo, de modo que aparecen comprimidas lateralmente. En el caso del género *Prorocentrum* una de las placas apicales puede presentar una espina, a veces grande, y puede aparecer alada. (Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, 2007).

3.5.2. Características de los Dinoflagelados:

3.5.2.1. Dinoflagelados Atecados

El estudio paleontológico de este grupo de *dinoflagelados* es complicado, ya que su condición de organismos desnudos hace difícil su preservación, con la formalina se destruyen o pierden su forma original. Por convención la estructura celular de los Atecados se divide en dos regiones una superior: epicono (o episoma) y una inferior: hipocono (o hiposoma), ambas separadas por el cingulum (o cíngulo), que corresponde a un surco transversal que rodea a toda la célula y que aloja al flagelo transversal (Porciel & Martínez, 2007). En el hipocono, y en posición ventral, se encuentra el sulcus, el cual corresponde a un surco longitudinal que aloja al flagelo longitudinal. La cara por la que se puede ver el sulco se dice ventral y la contraria, dorsal (Porciel & Martínez, 2007).

3.5.2.2. Dinoflagelados Tecados

La estructura celular de este grupo se basa también en dos regiones denominadas epitecala superior, e hipoteca la inferior. Al igual que en los Atecados, ambas se encuentran separadas por el cingulum, que aloja al flagelo transversal, y en la región ventral de la hipoteca se encuentra en sulcus que aloja al flagelo longitudinal. Los *dinoflagelados* tecados, además de diferenciarse de los Atecados por la presencia de placas, también lo hacen porque generalmente la epiteca e hipoteca presentan prolongaciones denominadas cuernos. La epiteca se prolonga en un cuerno apical, y la hipoteca en dos cuerpos antapicales, los cuales en algunas especies corresponden a espinas. La dirección en que se proyectan los cuernos antapicales puede variar en las diferentes especies, es decir, se pueden disponer hacia arriba, casi paralelos al cuerno apical, o bien hacia abajo. El grupo de los tecados también se caracteriza por la presencia de estructuras accesorias: aleta o expansiones aliformes, espinas, entre otras. Todas se utilizan como una característica taxonómica (Porciel & Martínez, 2007).



3.5.3. Reproducción

Se reproducen principalmente por división asexual, la división celular se realiza según el plano que pasa por el punto de la inserción de los flagelos, en algunos casos los flagelos se desprenden poco antes de la división, cada célula hereda uno de los flagelos y diferencia pronto el que le falta. A pesar de que en los dinoflagelados es común la reproducción asexual, estos también pueden presentar producción de quistes seguida por reproducción sexual. La producción de quistes es un evento importante ya que al mantenerse en un estado letárgico le permite sobrevivir bajo condiciones extremas o no favorables y cuando se dan cambios en nutrientes, irradiancia, fotoperiodos o temperatura pueden eclosionar. (Graham y Wilcox, 2000). Las células al enquistarse y formar membranas gruesas, acumulan abundantes reservas alimenticias, con lo cual se hacen resistentes a las condiciones extremas del medio.

Este tipo de enquistamiento es más frecuente en las especies dulceacuícolas y puede tener lugar en las especies marinas. Las formas no móviles producen zoosporas biflageladas, en este caso las células se redondean y liberan una o más células dinoflagelados típicas, desprovistas de prolongaciones. La reproducción sexual es rara (Scagel, 2002).

3.5.4. Nutrición

Estos organismos presentan diferentes tipos de nutrición, por lo que encontramos dinoflagelados:

- a) Autótrofos
- b) Auxótrofos
- c) Heterótrofos o mixótrofos (combinación de autotrofia y fagotrofia)

Los dinoflagelados heterotróficos son muy abundantes y llegan a causar florecimientos excepcionales como es el caso de *Protoberidinium depressum* y *Oxiris marina* (Becerra, 2009).

3.5.5. Importancia Económica y Ecológica

El hombre no emplea los *dinoflagelados* de forma directa, ya que su importancia es de forma indirecta, en algunas aguas marinas, son los más importantes después de las diatomeas como productores primarios en el mar; ya que representan una fuente de alimentos, directa o indirectamente para las poblaciones del zooplancton y otros animales.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Debido a su rápida reproducción llegan a producir floraciones de *dinoflagelados* en un espacio de tiempo muy breve, a lo que se le conoce como "mareas rojas", esto ocurre cuando interactúan en el medio ciertos factores biológicos, antropogénicos y ambientales. Entre los factores antropogénicos destaca de manera específica, la contaminación orgánica del mar, la cual incrementa anormalmente la cantidad de nutrientes como el nitrógeno y el fósforo (Aquino, 2002). Otro de los fenómenos relacionados con estas floraciones se conoce como "envenenamiento de los mejillones" o "envenenamiento de los mariscos". Ciertas especies producen neurotoxinas en cantidades que matan a los peces y se acumulan en los animales filtradores, tales como los crustáceos, de esta manera las sustancias tóxicas pueden afectar al humano que los consume, pudiendo llegar a ser fatales (Scagel, 2002).

3.6. *Chlorophyta*

Las microalgas de la División *Chlorophyta* también llamadas algas verdes son consideradas como uno de los grupos más diversos y más especializados que comprenden una variedad de organismos con un alto potencial de estudio. Dentro de este grupo se encuentran microalgas con diversas morfologías y aunque muchas provienen de agua dulce un gran número de estas también crecen en ambientes marinos y terrestres (Richmond, 2004). Muchas de estas algas son adaptables a condiciones extremas de temperatura salinidad y humedad. Esta habilidad para adaptarse a condiciones cambiantes y de estrés severo se refleja en el patrón de diversos y a veces inusuales perfiles lipídicos presentes en sus membranas (Thompson, 1996).

Las clorofíceas presentan clorofilas "a" y "b", y diversos carotenos y xantofilas. El color de los plastos es verde. La membrana celular tiene una alta proporción de celulosa y la reserva energética se produce en forma de almidón. Los gránulos de almidón se distribuyen dentro de los plastos, alrededor de los pirenoides y se tiñen fácilmente con Lugol. La presencia de clorofilas "a" y "b" y las reservas de almidón las emparentan con las plantas, y actualmente se admite que las plantas han evolucionado a partir de las algas verdes dulceacuícolas de la clase *Charophyceae*.

En el agua dulce, mientras que las cianofíceas suelen ser el grupo algal dominante en cuerpos de agua profundos eutróficos, las clorofíceas suelen dominar el plancton eutrófico de cuerpos de agua más someros (Becares *et al.*, 2004), como lagunas y humedales etc.



3.6.1. Rasgos en la Morfología de las Chlorophyta

Basándose en el nivel de organización que presentan las *Chlorophyta* se distinguen doce órdenes, repartidos en tres clases, en la clase *Euchlorophyceae* se incluyen aquellas especies de clorofíceas que aparecen solitarias, y si forman colonias no son filamentosas ni taloides. En ella los órdenes Chlorococcales, Volvocales y Tetrasporales han estado ampliamente representados, principalmente los dos primeros.

El orden Volvocales se caracteriza por abarcar especies unicelulares o coloniales, pero con flagelos, en número variable de 2 a 8, aunque lo más frecuente es que haya 2 o 4. Los caracteres diagnósticos son la formación o no de colonias, el número y disposición de las células en la colonia. También el número y disposición de los flagelos, la forma de las células, y en aquellas que presenten pared celular es importante la presencia o no de cubiertas gruesas (lorigas) también la forma y ornamentación de las mismas.

En el orden Chlorococcales se caracteriza por albergar especies unicelulares o coloniales, pero inmóviles, con ausencia de flagelos. Para la clasificación en familias se utilizan caracteres relativos a la forma de reproducción de las especies y caracteres morfológicos. Las familias cualitativamente más representadas por la cantidad de especies que han aparecido son *Chlorococcaceae*, *Oocystaceae* y *Scenedesmaceae*.

Algunos de los aspectos morfológicos en las clorofíceas que presentan valor taxonómico son la forma de las células (globosas, ovoides, poligonales, poliédricas, reniformes, etc.), el número y forma de los cloroplastos así como la presencia de pirenoides visibles al teñir con Lugol. Las células pueden presentar en la membrana sedas, espinas como en el género *Micractinium*, verrugas u otras ornamentaciones, de modo que estas y la disposición de las mismas constituirán caracteres de valor diagnóstico. (Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, 2007).

3.6.2. Reproducción

En las algas verdes la reproducción es tanto asexual como sexual. La reproducción asexual oogamia, anisogamia (no móviles), siendo estas últimas más comunes en las formas del suelo y de agua dulce. La reproducción sexual, se da frecuentemente por medio de gametos móviles. Los ciclos de vida son muy diversos, la mayoría de las algas verdes tienen ciclos de vida haploides, pero también de los tipos diploide (Dawes, 1974). En las especies pluricelulares la reproducción se realiza por fragmentación y en las unicelulares por división celular (Scagel, 2002).

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



3.6.3. Nutrición

La mayoría de las algas verdes son autotróficas aunque, existen pocas especies incoloras heterotróficas. Algunas de las especies fotosintéticas son nutricionalmente auxotróficas o mixotróficas (Becerra, 2009).

3.6.4. Importancia Económica y Ecológica

Las clorofíceas han sido empleadas para el alimento artificial de peces, además forman asociaciones simbióticas con hongos. Las especies de algas verdes planctónicas se utilizan con frecuencia en los tanques de oxidación de las instalaciones de las aguas residuales. Como resultado de su actividad fotosintetizadora, pueden producir una gran abundancia de oxígeno, indispensable para llevar a cabo una rápida descomposición de las aguas residuales brutas. Las sales nutritivas liberadas por esta actividad son empleadas para el crecimiento de las algas. (Scagel, 2002).

3.7. Diatomeas

Las *diatomeas* son un grupo de microalgas unicelulares y eucarióticas pertenecientes a la Clase *Bacillariophyceae*. Estos microorganismos presentan un rango de tamaño que fluctúa entre 50 y 500 μm (Microplancton). Son estrictamente autótrofas, presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila a y c, betacarotenos, fucoxantina, diatoxantina y diadinoxantina. Una característica especial de este tipo de algas es que se encuentran rodeadas por una pared celular única hecha de sílice (dióxido de silicio hidratado) llamada frústula. Se las encuentra solitarias o conformando cadenas. En este último caso las diferentes especies presentan distintas estrategias o formas de unión entre las células.

Casi todas las especies marinas son formas bénticas que se presentan accidentalmente en el plancton, ya que muchas de estas especies de *diatomeas* viven sobre sustratos o fondos, se desprenden y van a la superficie en medio de las corrientes. Muchas *diatomeas* son móviles y también se desplazan con el movimiento de las corrientes marinas, vertical y horizontalmente (Tomas, 1997).

Las *diatomeas* en general tienen un citoplasma provisto de núcleo, vacuolas, cloroplastos y a menudo pirenoideos. Los cromatóforos varían en número y en forma, se presentan de color amarillo pardo y, a veces, en tono verdoso, características de que están supeditadas a factores del medio externo como la intensidad de luz solar, clase y cantidad de nutrientes y minerales. Se han desarrollado diversos índices de calidad del agua a partir de la aparición y frecuencia de las distintas especies, dado que constituyen excelentes indicadores biológicos de salinidad, grado de polución y pH.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



(Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, s/f). En sus cloroplastos contienen clorofila a y c, beta-caroteno y xantofilas, los cuales le confieren una coloración pardo-dorada. Todas almacenan sus reservas como crisolaminaria o leucocina (un carbohidrato) y aceites (Porciel et al, 2007).

Las *diatomeas* tienen gran importancia por la naturaleza silíceas, pero está condicionada ya que es necesaria una cierta turbulencia en el agua para que se mantengan en suspensión. Por ello en lagunas profundas o lagos, su desarrollo estival está limitado por la poca renovación en la masa de agua. Las especies marinas planctónicas difieren de las dulceacuícolas en que la frústula está generalmente más débilmente impregnada de sílice, para hacer las células más ligeras y facilitar su flotabilidad. (Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, 2007).

3.7.1. Rasgos en la morfología de las *Diatomeas*

Uno de los principales rasgos morfológicos a tomar en cuenta para la diferenciación de las especies, es la frústula. Las *diatomeas* tienen dos valvas compuestas por un material impregnado con sílice. Las valvas encajan una dentro de otra por sus bordes y presentan importantes ornamentos, poros, costillas, los cuales son muy importantes para la determinación de las especies. Según las formas de sus valvas, se diferencian dos clases de *diatomeas*: las céntricas, con simetría radial, y las pennadas con simetría bilateral (Porciel et al 2007).

Las *diatomeas* pennadas o pennales responden a un modelo de simetría bilateral al observarlas en vista valvar, de modo que la ornamentación se organiza en torno a un eje. Por lo general, pueden diferenciarse dos ejes de simetría en la valva, longitudinal y transversal, excepto algunos géneros que presentan valvas asimétricas respecto a uno de los ejes. Las *diatomeas* pennadas pueden en ocasiones carecer de rafe, y entonces se denominan arrafideas o arrafidales (ej.: género *Fragilaria*). Si tienen rafe solo en una valva se llaman monorafideas o monorafidales (ej.: género *Cocconeis*), y si este está presente en las dos valvas son birrafideas o birrafidales (ej.: género *Navicula*). Este es un carácter imprescindible en el diagnóstico de la especie. La aparición de costillas, poros, número de estrías, presencia de espinas tiene un gran valor taxonómico en la clasificación de las especies. (Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, 2007).

3.7.2. Reproducción

En las *diatomeas* la reproducción es generalmente por división celular, como una de las tapas es más grande que la otra. Normalmente se reproducen por mitosis, es decir, se dividen en dos células hijas. Al dividirse una de ellas se queda con la tapa más grande y debe sintetizar la más chica.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Por el otro, la que queda con la más pequeña debe fabricar una más diminuta, aún para terminar de conformar un cuerpo. Cuando llegan a reducirse tanto que corren peligro de muerte, en ese momento suena una alarma interna y se reproducen sexualmente y el descendiente tendrá el máximo tamaño de la especie (Dawes, 1974). Mediante la bipartición se da lugar a dos series de células hijas en cada generación; una mantiene el tamaño original y la otra de talla progresivamente decreciente, puesto que la nueva valva será menor que la originaria. La relación de tamaños queda resuelto con éste tipo de reproducción que, por otro lado, contribuye a mantener la variabilidad genética; sino, todos los individuos resultantes acabarían siendo iguales entre ellos y cualquier cambio ambiental que hubiese acabaría con la especie (Becerra, 2009).

3.7.3. Nutrición

Las *Diatomeas* son autótrofas por excelencia. Estos organismos fotosintetizadores poseen un color dorado oliváceo debido a su juego de pigmentos fotosintéticos, incluye clorofila c1 y c2, así como carotenoides y pigmentos xantofilos auxiliares. Suelen contener gotas de lípidos que, además de servir de reserva, contribuyen a su flotabilidad (Becerra, 2009).

3.7.4. Importancia Económica y Ecológica

Constituyen el grupo más importante del fitoplancton debido a que contribuyen con cerca del 90% de la productividad de los sistemas (Tomas, 1997). Estas microalgas han sido utilizadas con éxito como insecticida: con un 99,86% de Tierra de *Diatomeas*, este compuesto se utiliza para combatir todo tipo de plagas conocidas, sin dañar las plantas; los animales o personas, no siendo tóxico ni dejando ningún tipo de residuos en los frutos. Es de amplio espectro, fácil aplicación y su manipulación requiere mínimas precauciones. Además, es muy útil en el control de hormigas, cucarachas, hongos etc. (Becerra, 2009).

3.8. Eutrofización

La eutrofización puede ser definida como el aumento excesivo de la producción primaria, derivada de la alta tasa de fotosíntesis, que a su vez permite la existencia de zooplancton y peces. Se trata de un proceso natural de envejecimiento de un cuerpo de agua como resultado de la descarga natural de nitrógeno y fósforo, procedente de lluvias (escorrentías) y aguas superficiales, que lavan y erosionan la superficie terrestre (Rosso & Giannuzzi, 2011).

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



La eutrofización cultural, artificial o antropogénica es causada por el vertido de efluentes domésticos y/o industriales y de la descarga de fertilizantes utilizados en la agricultura, que acelera el proceso de enriquecimiento tanto de las aguas superficiales como subterráneas. Concentraciones de fósforo superior a 0.1 mg.L⁻¹ son suficientes para inducir una floración de cianobacterias (Rosso & Giannuzzi, 2011).

Si bien los aportes derivados de la actividad antropogénica son de fundamental relevancia para disparar el proceso de eutrofización, otros factores pueden modificar la dinámica del fenómeno (Ryding, 1992). Entre ellos cuentan: el clima que puede controlar la productividad al modificar la entrada de energía solar al sistema, la geología, los tipos de suelos de la cuenca y la hidrología que determina los aportes de nutrientes a través de la precipitación, la escorrentía o los afluentes.

Otros factores propios del sistema pueden ser relevantes en la evolución del proceso. Una baja transparencia del agua debida a material inorgánico en suspensión (por ejemplo: arcillas) puede reducir la producción primaria por limitación lumínica.

Los ambientes acuáticos reciben diferentes denominaciones según la concentración de nutrientes y la producción primaria (densidad y biomasa de algas) que presentan (Rosso & Giannuzzi, 2011):

- Oligotrófico: aguas claras, baja concentración de nutrientes, poco desarrollo planctónico, baja productividad, pocas plantas acuáticas, elevada concentración de oxígeno disuelto.
- Mesotrófico: moderado enriquecimiento con nutrientes, moderado crecimiento planctónico, escasa acumulación de sedimentos en la mayor parte del fondo.
- Eutrófico: elevado enriquecimiento con nutrientes y crecimiento planctónico, alta productividad en relación a las condiciones naturales, baja transparencia, extensas áreas cubierta con plantas acuáticas, gran acumulación de sedimentos en el fondo, bajos niveles de oxígeno disuelto en el fondo, interferencias en los usos múltiples del agua.
- Hipereutrófico: cuerpo de agua significativamente afectado por las elevadas concentraciones de materia orgánica y nutrientes, floraciones de algas, mortandad de peces, con limitaciones en sus usos.

3.9. Floración Algal y Floración Algal Nociva

Las floraciones algales, también conocidas como "blooms", son eventos de multiplicación y acumulación de las microalgas que viven libres en los sistemas acuáticos, presentan un incremento significativo de la biomasa de una o pocas especies, en períodos de horas a días. Estos eventos ocurren naturalmente en los sistemas acuáticos.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Sin embargo, se ha registrado un incremento mundial en su frecuencia y duración asociado a las condiciones de eutrofización de los cuerpos de agua (Hallegraeff, 1992; Paerl, 1996).

En algunos casos, estos fenómenos son beneficiosos para la acuicultura y la producción de los recursos marinos que se alimentan de estos organismos. En los últimos años son numerosos los ejemplos del cultivo a escala industrial de algunas de estas microalgas, precisamente como alimento de peces, moluscos y crustáceos o como materia prima para el aislamiento y la purificación de compuestos químicos naturales de uso farmacéutico (Súarez *et al*, 1992). Las mareas rojas o Floraciones Algales Nocivas (FANs ó HABs, por sus siglas en inglés), son fenómenos biológicos que ocurren de manera natural como resultado de la combinación de mecanismos físicos, químicos y biológicos, por ejemplo, a consecuencia de procesos hidrográficos como las surgencias, los frentes de contacto entre dos masas de agua de diferente densidad, salinidad o temperatura, o por alteraciones de origen antropogénico (Alonso & Ochoa, 2004).

Este tipo de eventos es causado por diversos microorganismos y algunas especies pueden ser nocivas incluso a bajas densidades, es decir, sin llegar a formar "blooms" o cambios de coloración aparente en las masas de agua (Anderson, 2003; Van Egmond *et al.*, 2005) que pueden presentarse como rojo, verde, ocre o amarillo, haciendo evidente su presencia (Van Egmond *et al.*, 2005). En general, las FANs son percibidas como dañinas por el hombre debido a sus efectos adversos en el ambiente; repercutiendo directamente en la salud humana, en las actividades de acuicultura, recreación, turismo y en las poblaciones naturales de organismos marinos de zonas costeras; por lo que el estudio de la problemática vinculada a estos fenómenos ha adquirido gran relevancia.

3.9.1. Organismos que Desarrollan Floración Algal

Las floraciones pueden ser desarrolladas por diversas especies de fitoplancton 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).

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



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.

3.9.2. Floraciones de Cyanophyta

El fitoplancton o algas microscópicas en suspensión son de importancia fundamental para mantener la productividad de los ecosistemas acuáticos. El fitoplancton utiliza luz, dióxido de carbono y una serie de nutrientes orgánicos e inorgánicos para producir, a través de la fotosíntesis, la biomasa que provee la energía y el material base de las cadenas tróficas acuáticas (Paerl *et al.* 2001). En la mayoría de los cuerpos de agua existe un balance estrecho entre la adecuada irradiación y el nivel de nutrientes que determina la velocidad de producción de la biomasa fitoplanctónica o producción primaria. La biomasa de fitoplancton generada es consumida por los herbívoros planctónicos que controlan así la producción de fitoplancton.

La producción primaria se refiere a la biomasa vegetal generada a través del proceso de fotosíntesis. La energía del sol es utilizada por los organismos vegetales para sintetizar glucosa a partir de dióxido de carbono y nutrientes, como nitrógeno y fósforo. Si el consumo no se equipara a la generación, ocurrirá la acumulación del exceso de fitoplancton que se conoce como florecimiento o "Bloom" (Paerl *et al.* 2001).

Las cianobacterias (algas verdeazuladas) son el grupo algal más distribuido y nocivo que puede encontrarse en cuerpos de agua dulce. Poseen una extraordinaria capacidad de adaptación que les permite dominar en una amplia variedad de ecosistemas, desde océanos oligotróficos a lagos eutróficos y desde los trópicos a regiones polares. Las cianobacterias son también capaces de estar presentes como endosimbiontes (asociación de un organismo que habita en el interior del otro) en diatomeas, esponjas, corales, líquenes, helechos y una gran variedad de otros organismos (Paerl & Huisman, 2009). Esta capacidad las hace ser potencialmente organismos formadores de floraciones.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Las floraciones de cianobacterias pueden afectar la alimentación del zooplancton por interferencia mecánica con el sistema de filtración del organismo. La disminución del oxígeno que se observa en el agua durante la senescencia de un florecimiento de cianobacterias también puede tener un impacto biológico negativo, siendo el más visible la muerte de peces. Existen evidencias de efectos adversos de altos niveles de amonio durante la senescencia del florecimiento cuya toxicidad no sólo ha sido demostrada en peces, sino también en caracoles y otros macroinvertebrados (Camargo & Alonso, 2006).

El aspecto más problemático y visible del oportunismo de las algas verdeazuladas es el desarrollo superficial y sub-superficial de floraciones en ecosistemas ricos en nutrientes tanto en aguas dulces como salobres. Cuando una floración cuenta con densidades celulares altas puede disminuir rápidamente los nutrientes, aumentar la turbidez, agotar las reservas de carbono inorgánico (CO₂) en el agua y otros recursos esenciales causando una disminución abrupta en la biomasa. La consecuencia es en general la formación de espumas con material en descomposición, mal olor y desagradable a la vista (Havens, 2008).

Tabla 2. Efectos ecológicos de los florecimientos de cianobacterias y sus potenciales efectos adversos en un ecosistema acuático.

Evento	Respuesta	Efecto
Desarrollo de florecimientos	disminución de la Transparencia	Limitación de la luz para las plantas acuáticas, los organismos epifitos, algas bénticas, y fitoplancton
	Aumento del Ph	Efectos letales y sub-letales en poblaciones de peces
	Disminución del CO ₂	Interacciones competitivas alteradas entre el fitoplancton
	Aumento del tamaño de las algas	Efectos sobre el pastoreo del zooplancton y la eficiencia de la cadena trófica
	Producción de toxinas	Alelopatía, efectos letales y sub-letales sobre peces, zooplancton, macroinvertebrados, aves y otros vertebrados acuáticos
Colapso de florecimientos	Hipoxia/Anoxia	Impacto letal o sub-letal en la biota (ej. Muerte de peces)
	Amonio	

Fuente: Amé y Wunderlin, 2011.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



3.9.3. Cianobacterias y Cianotoxinas

Las cianotoxinas son un grupo químico y toxicológicamente diverso de toxinas naturales. A pesar de su origen acuático, la mayor parte de las cianotoxinas que se han identificado hasta la fecha parecen ser más peligrosas para los mamíferos terrestres que para la biota acuática. Las Cianobacterias sintetizan una gran variedad de metabolitos inusuales cuya función natural es variada y muchas veces no determinada. Tradicionalmente se ha dividido a las Cianotoxinas según su estructura química: en péptidos, alcaloides y lipopolisacáridos cíclicos (LPS). O bien según sus efectos tóxicos: en hepatotoxinas, neurotoxinas y dermatotoxinas. Para determinar los peligros específicos de toxinas cianobacteriales es necesario entender sus características químicas y físicas, su ocurrencia en las aguas utilizadas por la población, la regulación de su producción y su desarrollo en el ambiente (Carmichael, 1992).

Tabla 3. Metabolitos tóxicos que se han identificado hasta la fecha sintetizados por diversos géneros de cianobacterias, junto con sus órganos blancos primarios en seres humanos.

Grupo de toxinas y toxinas	Principal órgano blanco en mamíferos	Géneros de cianobacterias productoras de toxinas
Péptidos cíclicos		
Microcystinas	Hígado	<i>Microcystis, Anabaena, Planktothrix(Oscillatoria), Nostoc, Hapalosiphon, Anabaenopsis</i>
Nodularina	Hígado	<i>Nodularia</i>
Alcaloides		
Anatoxina-a	Sinapsis colinérgicas	<i>Anabaena, Planktothrix (Oscillatoria), Aphanizomenon</i>
Anatoxina-a(S)	Sinapsis colinérgicas	<i>Anabaena</i>
Aplysiatoxins	Piel	<i>Lyngbya, Schizothrix, Planktothrix(Oscillatoria)</i>
Cylindrospermopsinas	Hígado	<i>Cylindrospermopsis, Aphanizomenon, (Umezakia)</i>
Lyngbyatoxin-a	Piel, tracto gastrointestinal	<i>Lyngbya</i>
Saxitoxinas	Axones neuronales, inhibe la conducción del impulso nervioso	<i>Anabaena, Aphanizomenon, Lyngbya, Cylindrospermopsis</i>
Lipopolisacáridos (LPS)	Potencial irritante, afecta cualquier tejido expuesto	Todas

Fuente: Modificado de Chorus and Bartram, 1999.



3.10. Utilidad de las Microalgas

Las microalgas marinas son productores primarios y como tales cumplen una función esencial en esos ecosistemas. Su importancia en el consumo humano se basa en su contenido de ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga. Son invaluable los aportes de las microalgas a la industria de los colorantes por la gran diversidad de pigmentos que producen. *Chlorophytas* del género *Dunaliella* acumulan elevados contenidos de carotenoides, varias veces más que la zanahoria en base seca, por un proceso denominado carotenogénesis, que las hacen fuente primaria de provitamina A para humanos (Guevara *et al* 2005).

A pesar del empleo milenario de las microalgas como alimento humano, la biotecnología de estos microorganismos en realidad sólo comenzó a desarrollarse a mediados del siglo pasado. Hoy en día, existen numerosas aplicaciones comerciales de las microalgas, entre ellas: a) Las microalgas pueden ser utilizadas para mejorar el valor nutritivo de los alimentos y la alimentación animal debido a su composición química, b) Desempeñan un papel crucial en la acuicultura, c) Pueden ser incorporadas a los cosméticos.

Además, se cultivan como fuentes muy valiosas de diversas moléculas. Respecto a esto último, por ejemplo, los ácidos grasos poliinsaturados de los aceites se añaden a las fórmulas infantiles y complementos nutricionales debido a que los pigmentos son importantes como tintes naturales. Isótopos bioquímicos estables ayudan en la determinación estructural y los estudios metabólicos. Las microalgas constituyen de esta manera una alternativa económica cada vez más diversificada y competitiva (Spolaore *et al*, 2006).

Entre los beneficios que la humanidad obtiene de las cianobacterias se encuentra la utilización de estas como biofertilizantes en agricultura, gracias a su capacidad de fijar nitrógeno atmosférico (N₂) y producir compuestos orgánicos ricos en nitrógeno que contribuyen a incrementar los rendimientos de las cosechas de arroz (Prosperi, 2000). El empleo de algunas especies de los géneros *Spirulina* y *Arthrospira* para la alimentación humana está ampliamente comprobado por un sin fin de investigaciones científicas, las que coinciden en su inocuidad (no son tóxicas), gran palatabilidad (más de 90% comestible) y sus importantes cantidades de proteínas (65-70% en base seca), vitaminas y otros nutrientes (Ciferri 1983, Henrikson 1994, Mani *et al*. 2000, Pervushkin *et al*. 2001, Sachdeva *et al*. 2004).

Las microalgas han sido también utilizadas ampliamente en procesos de biorremediación con el fin de remover metales pesados y materia orgánica. Los componentes de su pared celular contribuyen a su capacidad para retener variados contaminantes ambientales presentes en cuerpos de agua.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Es deseable obtener suficiente biomasa algal para poder aplicarla al desarrollo de materiales bioabsorbentes. *Chlorella sp.*, es un alga verde de forma elipsoidal, la cual crece en forma de células simples. Pertenece a la división Chlorophyta y a la clase de las Chlorophyceae. Se ha cultivado de forma intensiva con fines de alimentación y obtención de metabolitos. Este género ha sido usado para el tratamiento biológico de aguas residuales, probando su efectividad en la remoción de nitrógeno, fósforo, demanda química de oxígeno y metales (Garza *et al.*, 2010).

Su uso en aplicaciones de biorremediación ha sido bastante amplio, en forma suspendida o inmovilizada, como cepa pura o en asociación con otros microorganismos no fotosintéticos (Garza *et al.*, 2010). Existen diversas especies de microalgas que metabolizan hidrocarburos, los bioacumulan en sus vacuolas y producen aceites, a partir de los cuales se pueden producir biocombustibles (biodiesel), (Garibay-Hernandez 2009). Algunas especies de microalgas con gran potencial en biotecnología petrolera, debido a su gran contenido de lípidos, son *Schizochytrium sp.*, *Nannochloropsis sp.*, *Nitzschia sp.*, *Isochrysis sp.* y *Tetraselmis suecica*, entre otras. Por su parte, la diatomea marina *Chaetoceros muelleri* puede tener potencial para su explotación como un precursor renovable de los combustibles líquidos o como fuente de lípidos, esto sobre la base de su alta tasa de crecimiento, la tolerancia a una amplia gama de temperaturas y conductancias específicas, y una gran cantidad de lípidos intracelulares (McGinnis *et al.* 1997).

3.11. Cámaras de Cuantificación

El objetivo de los análisis cuantitativos de microalgas es obtener una estimación, lo más precisa posible, del número de organismos presentes de cada especie por unidad de volumen. Con frecuencia las especies microalgales se encuentran en las muestras de campo en concentraciones que hacen difícil su observación directa mediante métodos tradicionales de microscopía óptica. Es necesario, pues, proceder a concentrar las muestras antes del análisis (Reguera *et al.*, 2011).

Existen numerosos modelos de cámaras de conteo celular adaptadas al uso en microscopía:

Cámara 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 0.4 mm de profundidad, y con una capacidad para 0.1 mL de muestra. Es buena tanto para realizar conteos de microplancton (<20µm). La cámara se llena por una de las dos ranuras que posee en su parte media y luego se la cubre con un cubreobjetos.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



Cámara Sedgwick- Rafter:

El uso de esta cámara se describe en Serfling (1949) Tiene 50mm por 20mm de lado y 1mm de profundidad, con una capacidad de 1 mL de muestra. Es apta para conteos de células relativamente grandes, ya que 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 portaobjetos. De esta manera se evita la formación de burbujas de aire, que podrían introducir una fuente de error al medir el volumen de muestra.

Hematocitómetro o Cámara Neubauer:

Existen diferentes tipos. Uno de ellos tiene 0.1 mm de profundidad y posee una grilla de Neubauer, dividida en nueve cuadrados de 1 mm 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 0.0018 mL. Otro tipo de hematocitómetro tiene 0.2 mm de profundidad y posee una grilla Fuchs- Rosenthal. Esta grilla consiste en dieciséis cuadrados, cada uno de 1mm de lado que están a su vez subdivididos en otros dieciséis cuadrados, cada uno. Una variación de este tipo de cámaras posee una gradilla Neubauer en vez de una Euchs- Rosenthal.



4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Área de Muestreo

La presente investigación se realizó en el Ecosistema Estuarino Delta del Río Estero Real, el cual se encuentra situado en el extremo Sureste del Golfo de Fonseca, Departamento de Chinandega. La zona de estudio comprendió una longitud de 23 Km lineales; dividido en 10 puntos de muestreo, desde la Cooperativa Herrera Membreño hasta AGRIMAR II.

4.2. Muestreo

4.2.1. Campo

Los muestreos se realizaron una vez al mes en época seca de diciembre del 2013 a mayo del año 2014, las horas en que se realizaron estos recorridos oscilaron entre las 10 a 11 de la mañana, tomando como factor de día de muestreo la marea más alta del mes. El recorrido inició desde la Cooperativa Herrera Membreño (P1) hasta AGRIMAR II (P10). (Ver figura 1 y Tabla 4).

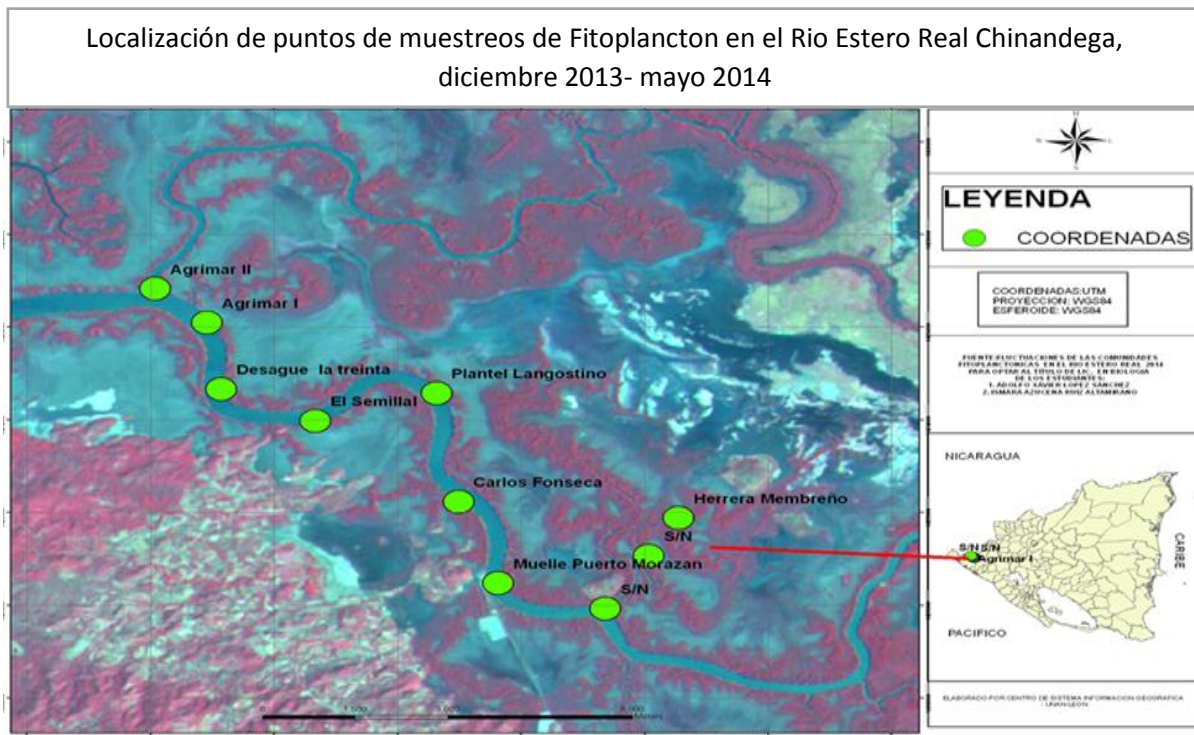


Figura.1. Localización de puntos de muestreo. Fuente: SIG-UNAN Leon, imagen raster satelital



Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.

Tabla 4. Coordenadas de los puntos de muestreo en el Río Estero Real, Nicaragua.

Punto	Localidad	Coordenadas geográficas
P1	Cooperativa Herrera Membreño	N 12°51.730', W -87°08.539'
P2	San Martín	N 12°51.205', W -87°08.844'
P3	Empalme	N 12°50.632', W -87°09.235'
P4	Muelle Puerto Morazán	N 12°50.984', W -87°10.193'
P5	Cooperativa Carlos Fonseca	N 12°51.909', W -87°10.505'
P6	Plantel de Langostino	N 12°56.147', W -87°10.695'
P7	El Semillal	N 12°52.868', W -87°11.740'
P8	Desagüe de la 30	N 12°53.229', W -87°12.637'
P9	AGRIMAR I	N 12°53.993', W -87°12.774'
P10	AGRIMAR II	N 12°54.419', W -87°13.252'

4.3. Metodología Experimental para la Toma de Muestras

Los muestreos se realizaron en un área de 23 km, una vez al mes, en el período diciembre 2013-mayo 2014.. 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), pH, temperatura y turbidez) se midieron en la superficie y centro del río. Para determinar el nivel de OD y los grados de temperatura en el sitio, se utilizó un oxigenometro marca Fisher scientific. La salinidad se obtuvo usando un refractómetro marca Grand Índice que previo a la utilización se calibro y tras cada toma de medida se lavaba con agua destilada. 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 consiste de un disco circular graduado con franjas blanca y negra y el soporte de medida graduado cada 5 cm. La metodología consistió en hacer descender el disco hasta que no se observara y las lecturas siempre fueron realizadas por la misma persona.

La toma de muestra de agua 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 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 (siempre se realizó por triplicado) de donde se tomaban las muestras.

Evaluación de los grupos Fitoplanctonicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



La toma de muestra para fitoplancton se realizó llenando tres botellas debidamente rotuladas por punto, a las cuales se les agrego 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 iodo (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. Posteriormente las muestras se trasladaron al Laboratorio de Fisiología Animal para su evaluación.

4.4. Identificación de Grupos de Algas y Conteo Celular

Se identificaron los grupos de fitoplancton mayormente encontrados en el Estero Real, de forma comparativa usando diapositivas del plancton típico en camaronerías recopilado por Ching, C. y manual presentado por López *et al*, (2011). Previa 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:

4.4.1 Cámara Neubauer o Hematocitómetro

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.



4.4.2. Cámara Sedgwick-Rafter (S/R)

Con un gotero se colocó 1 mL de muestra en la cámara de Sedgwick- Rafter (SR) 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 SR. 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.

4.5. 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 la salinidad y las concentraciones de los grupos de microalgas se determinó usando el coeficiente de correlación de Pearson, pensado para variables cuantitativas, por medio de la siguiente fórmula:

$$r_{xy} = \frac{\sum Z_x Z_y}{N}$$

rx_y= Coeficiente de correlación de Pearson entre las variables X y Y.

Z_x= Variancia de X

Z_y= Variancia Y

N= Numero de ítem

Los datos se muestran como media y error estándar de la 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 Físicoquímicos

5.1.1. Temperatura

Los resultados no reflejan diferencias significativas de los valores de temperatura entre los diferentes puntos de muestreo, en el tiempo. No obstante, se observa un rango de 4.13 °C entre el promedio de temperatura registrado en el mes de enero y el registrado en el mes de mayo. De manera general, los meses que presentaron valores de temperatura menores a 30 °C son diciembre enero y febrero y los que presentaron arriba de 30 °C fueron los meses de marzo abril y Mayo. (Tabla 5).

Tabla 5. Valores de temperatura registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real Chinandega. Periodo diciembre 2013-mayo 2014.

Sitios de muestreo	Temperatura °C					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	28,8	27,6	29,4	30,8	31,4	32,9
San Martín	29,4	28,5	29,8	31	31,6	32,6
Empalme	29,5	28,3	29,6	31,2	31,9	32,6
Muelle Puerto Morazán	29,6	28,5	29,8	31,2	31,4	32,2
Carlos Fonseca	29,1	28,6	29,7	30,4	31,5	32,2
Plantel Langostino	30	28,3	30,4	30,9	31,86	32,3
El Semillal	29,9	28,4	30	31,1	31,9	32,7
Desagüé de la Treinta	30,1	28,6	30	31,2	31,4	32,1
AGRIMAR I	29,3	28,1	30,6	31,6	31,9	32,5
AGRIMAR II	29,7	28,2	30,4	31,6	31,2	32
Promedio	29,5	28,3	29,9	31,1	31,6	32,4



5.1.2 Oxígeno

De manera general, los resultados no muestran diferencias entre los valores promedios de Oxígeno disuelto, por punto de muestreo. Pero sí se observa una tendencia creciente de las concentraciones de Oxígeno disuelto desde el mes de diciembre hasta el mes febrero, la cual inicia a decrecer de marzo a mayo. Los meses que presentan las mayores concentraciones de oxígeno disuelto son enero y febrero con 5.15 mg/L y 7.9 mg/L, respectivamente. Y los meses que presentan los más bajos valores promedio de Oxígeno disuelto son diciembre y mayo con 1.94 mg/L y 1.55 mg/L respectivamente. (Tabla 6).

Tabla 6. Valores de Oxígeno disuelto registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real, en el periodo de diciembre de 2013- mayo de 2014.

Sitios de muestreo	Oxígeno(mg/L)					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	2	6,2	7,1	3,5	3,9	2,1
San Martín	1,7	6,8	7,4	3,5	2,9	1,9
Empalme	1,8	7	8,0	3,4	2,9	1,6
Muelle Puerto Morazán	1,6	4,3	8,0	3,4	2,5	1,5
Carlos Fonseca	2,1	4,6	7,9	3,4	2,3	1,5
Plantel Langostino	2,4	4,4	8	3,2	2,7	1,5
El Semillal	1,9	4,3	8,4	3,5	2,9	1,6
Desagüe de la Treinta	2,4	4,6	7,7	3,5	2,3	1,0
AGRIMAR I	1,5	4,5	8,1	3,5	2,7	1,4
AGRIMAR II	2	4,8	8,4	3,9	2,2	1,3
Promedio	1,9	5,1	7,9	3,5	2,7	1,5

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.1.3 Salinidad

Nuestros resultados muestran que existe una variación de las concentraciones de salinidad a lo largo de todo el área de estudio, en cada uno de los meses muestreados. La concentración más baja se ubica el primer punto de muestreo (Herrera Membreño) y la más alta en el último punto de muestreo (AGRIMAR II), indicando un fenómeno de estratificación salina en el cuerpo de agua del río Estero Real. Asimismo se observa una tendencia creciente de las concentraciones salinas del cuerpo de agua desde diciembre hasta abril 2014 (Tabla 7).

Tabla N° 7. Valores de salinidad (ppm) registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real, en el periodo de diciembre de 2013- mayo de 2014.

Sitios de muestreo	Salinidad (ppm)					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	5	15	16,9	22,6	35,6	32,1
San Martín	8,3	17	17	23,8	36	32,1
Empalme	10	18,6	20,5	24,8	37,8	31,8
Muelle Puerto Morazán	9,8	19,6	21,1	25,1	39,1	31,9
Carlos Fonseca	10,1	21	23,6	28,8	39,2	32,6
Plantel Langostino	11,8	20,5	24,3	30	39,5	32,9
El Semillal	13,1	24,5	24,9	30,1	39,9	33,2
Desagüe de la Treinta	15,2	23,3	25,8	29,8	39,9	33,6
AGRIMAR I	16	25,8	25	30,1	39,8	33,3
AGRIMAR II	17	26,6	25	30,3	39,6	34,9
Promedio	11,6	21,1	22,4	27,5	38,6	32,8

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.1.4 pH

Con respecto a los valores de pH, nuestros resultados no muestran diferencia de los valores promedios entre los diferentes puntos de muestreo, en el tiempo. Sin embargo, se observan diferencias entre los valores de pH a lo largo de todo el periodo de estudio, donde los meses de diciembre (8,0) y enero (8.4) son los que presentan los mayores valores y febrero (6.8) y marzo (6.8) son los que presentan los menores valores de pH en el cuerpo de agua (tabla 8).

Tabla N° 8. Valores de pH registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real, en el periodo de diciembre de 2013- mayo de 2014.

Sitios de muestreo	pH					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	8,2	8,4	6,8	6,8	7,6	7,5
San Martín	8,1	8,4	6,8	6,8	7,6	7,5
Empalme	8,1	8,4	6,8	6,7	7,6	7,5
Muelle Puerto Morazán	8,0	8,4	6,7	6,7	7,6	7,5
Carlos Fonseca	8,0	8,4	6,7	6,8	7,6	7,5
Plantel Langostino	8,0	8,3	6,7	6,8	7,6	7,5
El Semillal	8,0	8,3	6,7	6,7	7,6	7,5
Desagüe de la Treinta	8,0	8,4	6,7	6,8	7,6	7,5
AGRIMAR I	8,0	8,4	6,8	6,8	7,6	7,5
AGRIMAR II	8,0	8,4	6,8	6,8	7,6	7,5
Promedio	8,0	8,4	6,8	6,8	7,6	7,5

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.1.5 Disco de Secchi

La tabla 9 muestra que existen diferencias entre los niveles de turbidez a lo largo de toda el área de estudio, donde los sectores aguas arriba de Puerto Morazán son los que presentan los menores valores de lectura de Disco de Secchi, correspondiéndose estos valores con altos niveles de turbidez y los sectores aguas Abajo de Puerto Morazán presentan los mayores valores de disco de Secchi lo cual se corresponde con bajos niveles de turbidez. Asimismo, de manera general se observa una ligera tendencia creciente de los valores de disco de Secchi a lo largo de tiempo (diciembre 2013-mayo 2014).

Tabla Nº 9. Valores de Disco de Secchi registrados en cada punto y mes de muestreo, en las aguas del Río Estero Real, en el periodo de diciembre de 2013- mayo de 2014.

Sitios de muestreo	Disco de Secchi (cm)					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	25	10	20	20	35	45
San Martín	25	15	30	20	40	45
Empalme	30	20	30	35	55	45
Muelle Puerto Morazán	35	25	40	40	55	30
Carlos Fonseca	35	35	50	40	55	30
Plantel Langostino	40	30	50	45	65	50
El Semillal	40	30	60	45	70	50
Desagüe de la Treinta	25	30	45	55	70	15
AGRIMAR I	45	30	65	60	75	40
AGRIMAR II	50	50	65	70	25	25
Promedio	35	27,5	45,5	43	54,5	37,5



Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.

De manera general, se observa el incremento constante de los valores de salinidad (C) a lo largo de todo el periodo de estudio. Asimismo, se observa que la turbidez (E) y temperatura (A) muestran patrones de comportamiento un poco similares a lo observado con la salinidad, para el caso de los niveles de oxígeno disuelto (B) el comportamiento solamente se observa en los 4 primeros meses de estudio y con lo que respecta al pH (D) se observa un comportamiento opuesto a lo observado con la concentración salina.

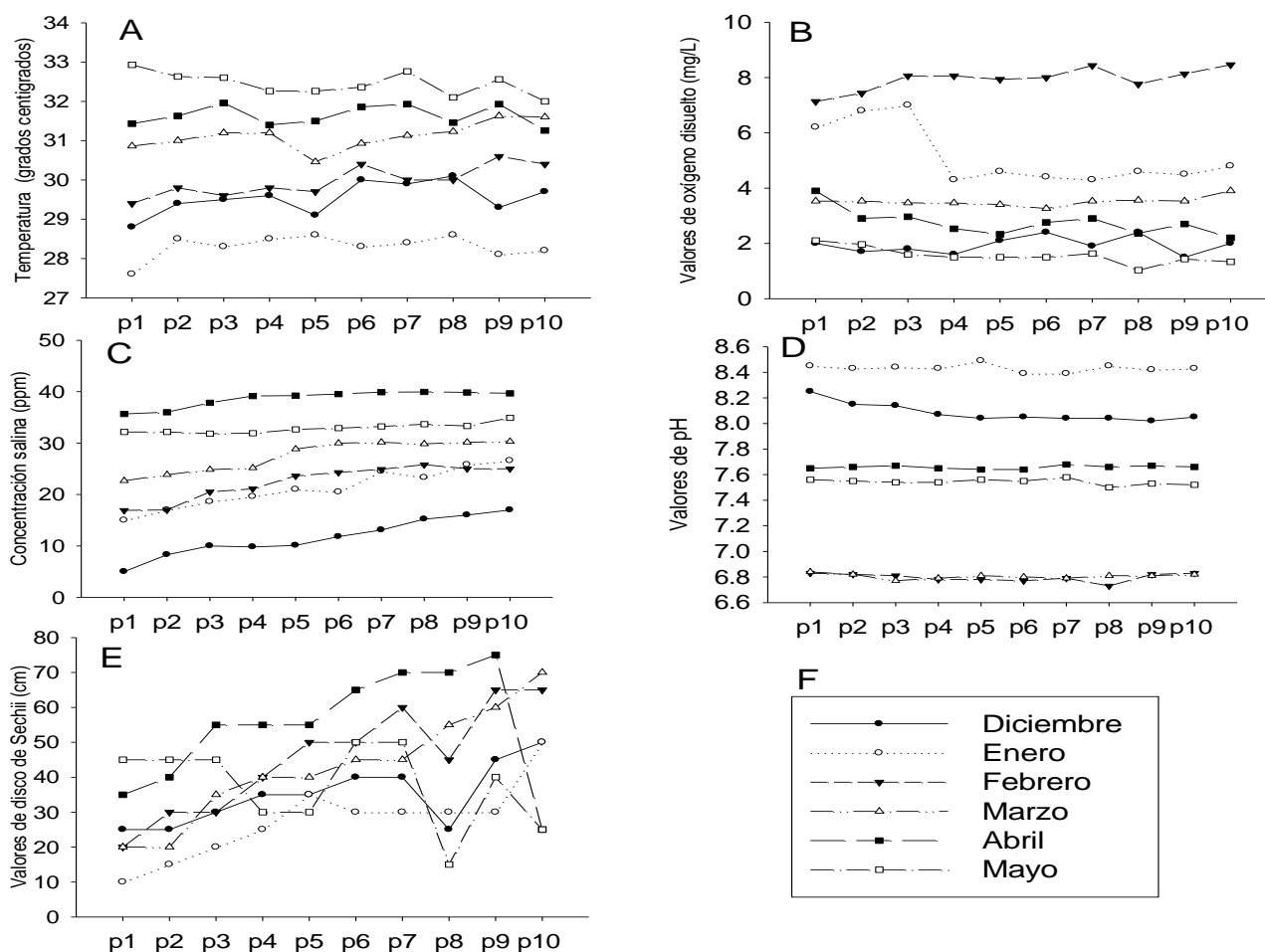


Figura 2. Valores de los parámetros fisicoquímicos (por punto de muestreo) en el periodo diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del Río Estero Real, Chinandega. (A) Temperatura, (B) Oxígeno disuelto, (C) Salinidad, (D) pH, (E) Turbidez.



5.2. Fitoplancton

5.2.1. *Chlorophyta*

De manera general, los resultados indican que el sitio de la Cooperativa Herrera Membreño es el que presenta las mayores concentraciones de cel /mL de *Chlorophytas* en todo el período de estudio, a excepción de los meses de febrero y mayo donde las mayores concentraciones de *Chlorophytas* se presentaron en el Empalme y San Martín, respectivamente. Por otro lado, las menores concentraciones de *Chlorophytas* se encontraron en los últimos puntos de muestreo. Asimismo, se observa un incremento de las concentraciones de cel/mL de diciembre a enero que luego inicia una ligera tendencia a decrecer hasta llegar al mes de mayo. Tabla 10.

Tabla 10. Concentración de *Chlorophytas* (cel/mL) en cada punto de muestreo, en el período diciembre 2013-mayo 2014 en el Río Estero Real, Chinandega. (+) Punto con mayor concentración de cel/mL, (-) punto con menor concentración de cel/mL

Sitios de muestreo	<i>Chlorophytas</i> (cel/mL)					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	197500+	481500+	173000	318500+	255000+	188500
San Martín	114000	285000	206500	233000	240000	199000+
Empalme	106000	437100	427000+	215500	213500	173500
Muelle Puerto Morazán	104000	303900	236500	172000	174000	135000
Carlos Fonseca	96500-	330500	223000	201500	226500	173000
Plantel Langostino	117500	215000	200000	178000	213500	137000
El Semillal	115500	210500	198000	269500	197500	156500
Desagüe de la Treinta	116000	157400	264000	208500	189500	145000
AGRIMAR I	111500	107500-	219500	177000	180500	134500-
AGRIMAR II	113000	142500	165500-	157000-	163500-	138500
Promedio	119150	267090	231300	213050	205350	158050

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.1.1 Distribución de los Géneros de Chlorophyta

Con respecto a los géneros de *Chlorophyta*, *Chlorella* es el género que presenta las mayores concentraciones de cel/mL a lo largo de los seis meses de estudio, el mes de enero es el que presentó la concentración más alta de cel/mL con respecto a los demás meses. También se logra observar que a partir del mes de enero hay una tendencia a decrecer por parte de las concentraciones de cel /mL de *Chlorella*. Con respecto al porcentaje de aparición, *Chlorella* es el género que obtuvo los valores más altos con respecto a los demás géneros de *Chlorophytas*. (Tabla 11).

Tabla 11. Valores promedios de los géneros de *Chlorophytas* presentes en toda el área de estudio y porcentaje de aparición de los géneros más representativos, en las aguas del Río Estero Real, Chinandega. Período diciembre 2013- mayo 2014

Géneros	<i>Chlorophytas</i> (cel/mL)					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
<i>Chlorella</i>	118750	266940	231300	213050	205350	158050
<i>Chlamydomonas</i>	400		400			
<i>Oocystis</i>		150	500		150	
Total	119150	267090	231300	213050	205350	158050
porcentaje chlorella	99.6	99.9	100	100	100	100

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.2. *Cyanophyta*

Similar a lo observado con las concentraciones de *Chlorophytas*, en todo el periodo de estudio las *Cyanophytas* presentaron las máximas concentraciones de cel/mL en el sector de la cooperativa Herrera Membreño (primer punto de muestreo), a excepción de los meses de enero y febrero donde las máximas concentraciones de cel/mL se encontraron en el sector de Puerto Morazán. En oposición a estos resultados las menores concentraciones de *Cyanophytas* se encontraron en los últimos puntos de muestreos. De manera general, se observa un leve incremento de los valores promedios de cel/mL a lo largo de toda el área de estudio de diciembre a enero; a partir de esa fecha se observa una ligera tendencia de disminución de las concentraciones de cel/mL (Tabla 12).

Tabla 12. Concentración de *Cyanophytas* (cel/mL), por punto de muestreo, encontradas en las aguas del Río Estero Real, Chinandega. Periodo diciembre 2013-mayo 2014. (+) Punto con mayor concentración de cel/mL, (-) punto con menor concentración de cel/mL

Sitios de muestreo	<i>Cyanophytas</i> (cel/mL)					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	14495+	9226	12629	27495+	16699+	9565+
San Martín	12228	17914	9427	27306	11118	8592
Empalme	11309	6535-	11659	14132	13078	9212
Muelle Puerto Morazán	7876	26484+	13387+	12484	12159	8199
Carlos Fonseca	8296	24484	10686	3471-	12726	5172
Plantel Langostino	14229	11538	11118	4890	9565	6931
El Semillal	8215	11470	9944	10863	6430	6199
Desagüe de la Treinta	10675	8849	9890	10890	7890	9266
AGRIMAR I	9769	15702	10890	7336	2876-	3930
AGRIMAR II	7782-	8742	5416-	4836	3511	3645-
Promedio	10487	14094	10505	12370	9605	7071

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.2.1. Distribución de los Géneros de Cyanophyta

En la Tabla 13, se observa que de todos los géneros de *Cyanophytas* encontrados, *Microcystis* es quien presenta las mayores concentraciones de cel/mL, seguido del genero *Oscillatoria*, a lo largo de los seis meses de estudio. *Microcistys* presentó el porcentaje de aparición más alto en el mes de diciembre y febrero, mientras que *Oscillatoria* presentó el valor porcentual más alto en el mes de mayo.

Tabla 13. Valores promedios de los géneros de *Cyanophytas* presentes en toda el área de estudio y porcentaje de aparición de los géneros más representativos, en las aguas del Río Estero Real, Chinandega. Período diciembre 2013- mayo 2014.

Géneros	Cyanophytas					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
<i>Oscillatoria</i>	1089	2913	2131	3844	4107	3323
<i>Spirulina</i>	553	151	50	150	150	50
<i>Anabaena</i>	559	357	50	553	204	
<i>Anabaenopsis</i>	304	50	50			
<i>Microcystis</i>	7983	6223	6523	4124	1494	1598
<i>Chroococcus</i>		4400	1550	3400	3450	2100
<i>Merismopedia</i>			150	300	200	
total	10487	14094	10505	12370	9605	7071
porcentaje <i>Microcistys</i>	76	44	62	33	16	23
porcentaje <i>Oscillatoria</i>	10.3	20.6	20	31	42	46

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.3. Diatomeas

De manera general, las mayores concentraciones de *diatomeas* se encontraron en el sector aguas abajo de Puerto Morazán, con excepción de los meses de febrero y marzo donde las mayores concentraciones de cel/mL se encontraron en el sector de aguas arriba de Puerto Morazán, específicamente en el primer punto de muestreo (Cooperativa Herrera Membreño). Con respecto a las fluctuaciones de los promedios de cel/mL no se observó ninguna tendencia a lo largo de todo el período de estudio (Tabla 12).

Tabla 14. Concentración de *Diatomeas* (cel/mL), por punto de muestreo, encontradas en las aguas del Río Estero Real, Chinandega. Periodo diciembre 2013 mayo 2014. (+) Punto con mayor concentración de cel/mL, (-) punto con menor concentración de cel/ml.

Sitios de muestreo	<i>Diatomeas</i> cel/mL					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	2835.7	1768.7	5362.7+	4930.0+	1242.0-	2701.0
San Martín	970.3	1822.7	3402.3	1795.0	2862.3	1134.0
Empalme	1943.3	2916.3	3322.7	1674.3	1714.3	3214.7
Muelle Puerto Morazán	808.7-	2322.3	2255.7	2620.7	3863.0	4228.7
Carlos Fonseca	4389.7	2796.0	1214.7	4174.3	3714.3	3214.3
Plantel Langostino	1537.7	1295.3	3215.0	1647.7-	8134.0	2620.3
El Semillal	4429.7	3768.7+	2715.3	2174.0	10714.7+	188.3-
Desagüe de la Treinta	2457.3+	201.3-	5322.7	3620.7	6661.0	6091.7+
AGRIMAR I	4254.7	350.0	674.7-	2160.7	9107.0	268.7
AGRIMAR II	2768.3	742.0	1728.3	2188.3	5215.0	335.3
Promedio	2639.5	1798.3	2921.4	2698.6	5322.8	2399.7

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.3.1. Distribución de los Géneros de Diatomeas

En la Tabla 16 se observa que los géneros más representativos son *Skeletonema* y *Nitzschia* con respecto a todos los géneros de diatomeas presentes en el cuerpo de agua, *Skeletonema* presenta una tendencia decreciente de porcentaje de aparición, mientras que *Nitzschia* presentó un comportamiento creciente de porcentaje de aparición, a lo largo de todo el periodo de estudio.

Tabla 15. Valores promedios de los géneros de *Diatomeas* presentes en toda el área de estudio y porcentaje de aparición de los géneros más representativos, en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Período diciembre 2013- mayo 2014.

Géneros	Diatomeas					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
<i>Navicula</i>	113	1498	442	77	115	11
<i>Skeletonema</i>	2259	706	2085	1119	62	212
<i>Nitzschia</i>	7	163	27	1155	4640	2062
<i>Coscinodiscus</i>	0	364	726	244	409	370
<i>Chaetoceros</i>	170	1	12	3		3
<i>Amphora</i>			2			
<i>Cyclotella</i>	74	82	196	32	13	81
<i>Diploneis</i>	17	16	103	54	5	51
<i>Biddulphia</i>					4	
<i>Gyrosigma</i>		50	93		57	4
<i>Amphipora</i>						1
<i>Melosira</i>			10	9	17	1
<i>Actinocyclus</i>				4		
<i>Synedra</i>				1		
<i>Asterionella</i>		1				
Total	2640	2883	3697	2699	5323	2796
porcentaje <i>Skeletonema</i>	86	25	56	41	1	8
porcentaje <i>Nitzschia</i>	0.3	5.7	0.7	42.8	87.2	73.8



5.2.4. Dinoflagelados

La concentración de *dinoflagelados* cel/mL en el cuerpo de agua de río Estero Real no mostro índices significativos entre puntos de muestreo. Igualmente al evaluar el promedio de las concentraciones de *dinoflagelados* en cada uno de los meses los resultados no muestran concentraciones significativas que pudieran causar daño a la salud animal y humana. Las concentraciones relativamente más altas fueron encontradas en los meses de diciembre abril y mayo respectivamente. (Tabla 13)

Tabla 16. Concentración de *Dinoflagelados* (cel/mL), por punto de muestreo, encontradas en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Período diciembre 2013-mayo 2014. (+) Punto con mayor concentración de cel/ml, (-) punto con menor concentración de cel/mL.

<i>Dinoflagelados</i>						
Sitios de muestreo	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Herrera Membreño	13.3	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
San Martín	0.0	0.0	0.0	0.0	26.7	40.3+
Empalme	0.0	0.0	13.3	13.3	0.0	26.7
Muelle Puerto Morazán	13.3	0.0	0.0	0.0	13.3	0.0
Carlos Fonseca	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	26.7
Plantel Langostino	0.0	0.0	0.0	13.3	13.3	13.3
El Semillal	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Desagüe de la Treinta	13.3	0.0	13.3	0.0	0.0	40.3
AGRIMAR I	27.0+	13.3	0.0	0.0	0.0	0.0
AGRIMAR II	13.3	0.0	13.3	0.0	27.0+	0.0
Promedio	8.0	1.3	4.0	2.7	8.0	14.7

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.4.1. Distribución de los Géneros de Dinoflagelados.

En la tabla 17 se logra observar que el género *Prorocentrum* es el que obtuvo las mayores concentraciones de cel/mL obteniendo su máximo valor en el mes de mayo y de igual manera este género es el que obtiene los valores más altos de porcentajes de aparición con respecto a los demás géneros.

Tabla 17. Valores promedios de géneros de *dinoflagelados* presentes en toda el área de estudio y porcentaje de aparición de los géneros más representativos, en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Período diciembre 2013- mayo 2014

Géneros	Dinoflagelados					
	Diciembre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
<i>Gyrodinium</i>	3		1			
<i>Prorocentrum</i>	1	1	3	3	8	17
<i>Gynodinium</i>						
<i>Ceratium</i>						
<i>Gonyaulax</i>	4					
Total	8	1	4	3	8	17
porcentaje <i>Prorocentrum</i>	17	100	67	100	100	100



5.2.5. Promedio de las Concentraciones de Chlorophyta

La figura 3 muestra, de manera general, que las *Chlorophyta* presentaron una ligera tendencia decreciente a medida que se llega al último punto de muestreo (AGRIMAR II), es decir que estas decrecen a medida que nos acercamos a la boca de estero.

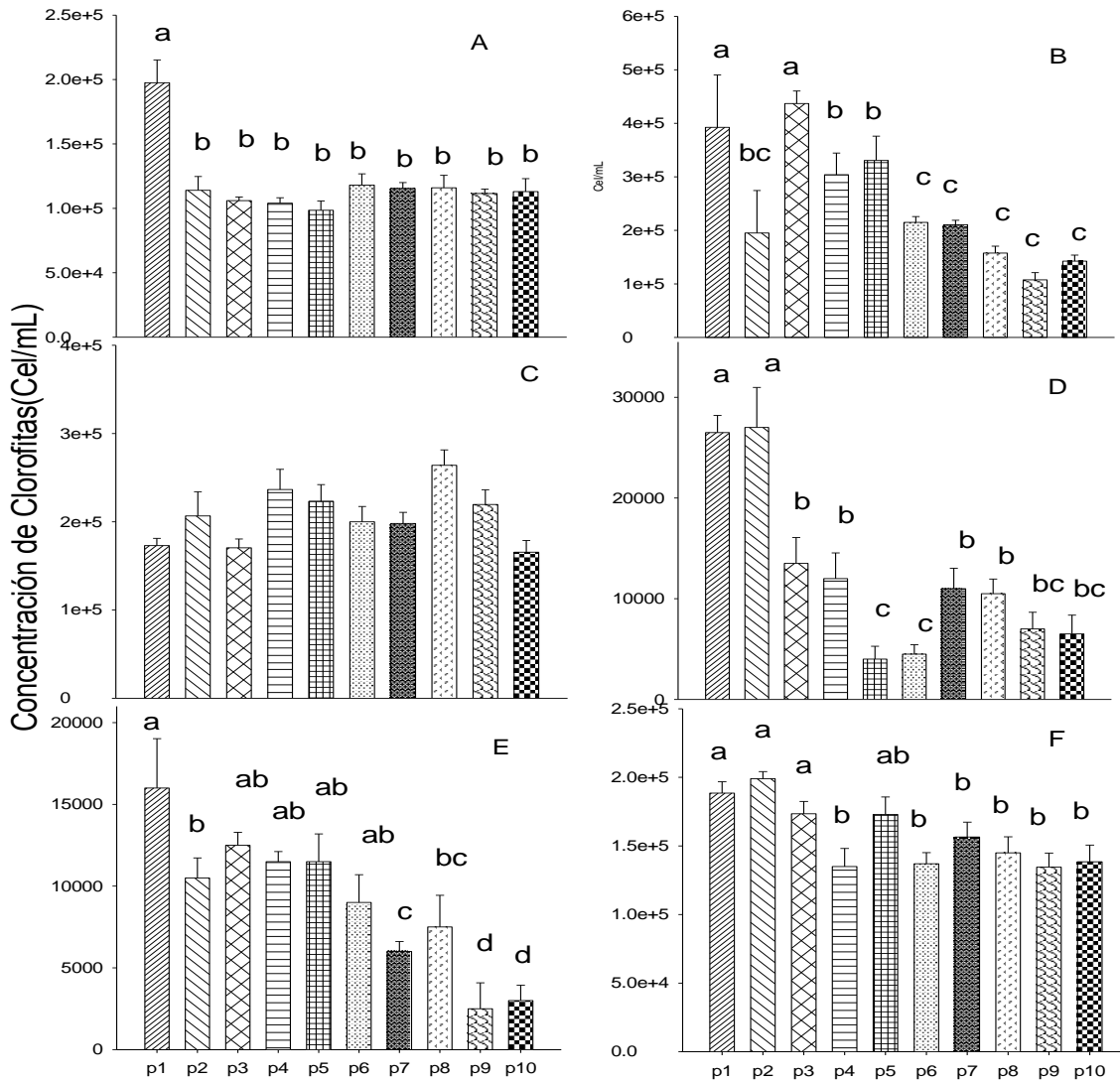


Figura 3. Concentraciones de *Chlorophyta* cel/mL en el periodo diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05). A=diciembre, B=enero, C= febrero, D=marzo, E=abril, F= mayo.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.6. Promedio de las Concentraciones de Cyanophyta

De manera similar a las *Chlorophytas* en la figura 4 se observa que las *Cyanophytas*, presentan una tendencia a decrecer mientras más cercano se está al océano, en todos los meses de estudio.

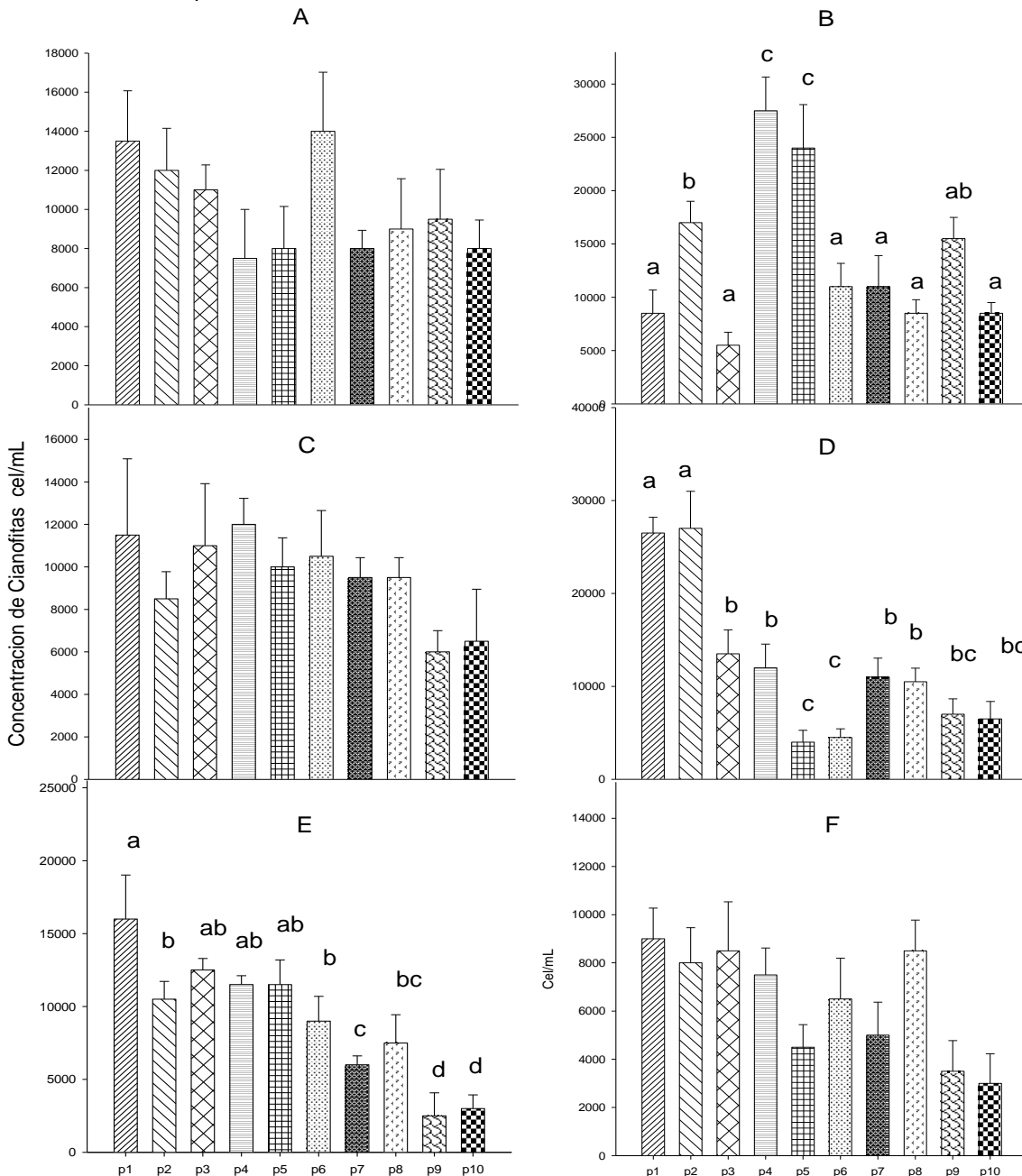


Figura 4. Concentraciones de *Cyanophyta* cel/mL en el periodo diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del río estero real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$). A=diciembre, B=enero, C= febrero, D=marzo, E=abril, F= mayo.



5.2.7. Promedio de las Concentraciones de Diatomeas

En la figura 5 se observa como las mayores concentraciones de *diatomeas* se encontraron en los puntos que están ubicados aguas abajo de puerto Morazán y también se observa una leve tendencia a crecer en los meses de enero, abril y mayo.

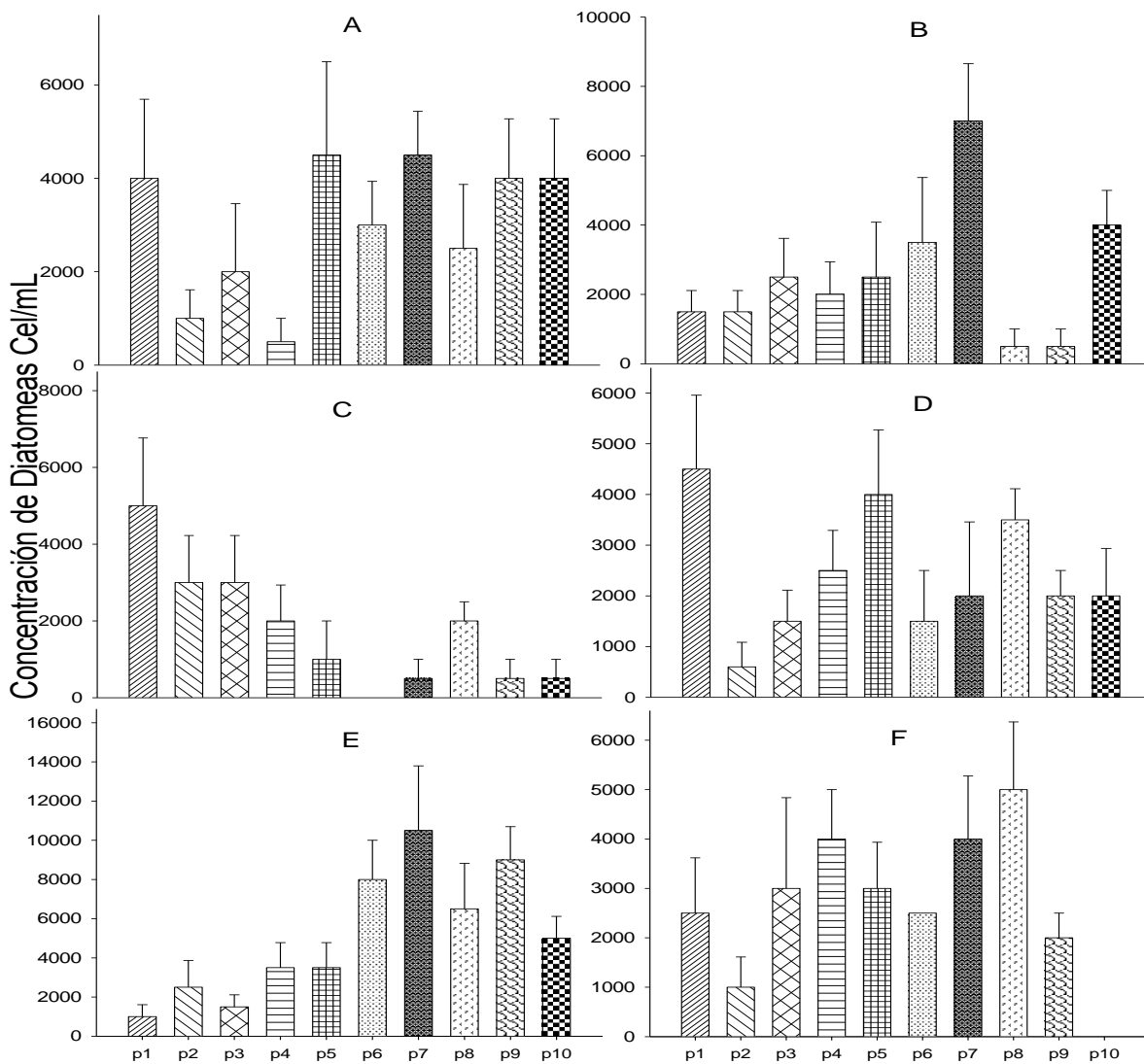


Figura 5. Concentraciones de *Diatomeas* cel/mL en el periodo diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del río estero real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$). A=diciembre, B=enero, C= febrero, D=marzo, E=abril, F= mayo.



5.2.8. Promedio de las Concentraciones de Dinoflagelados

En la figura 6 se observa como las concentraciones cel/mL de *dinoflagelados* es mínima a lo largo de los diez puntos de muestreo y en cada uno de los seis meses de estudio.

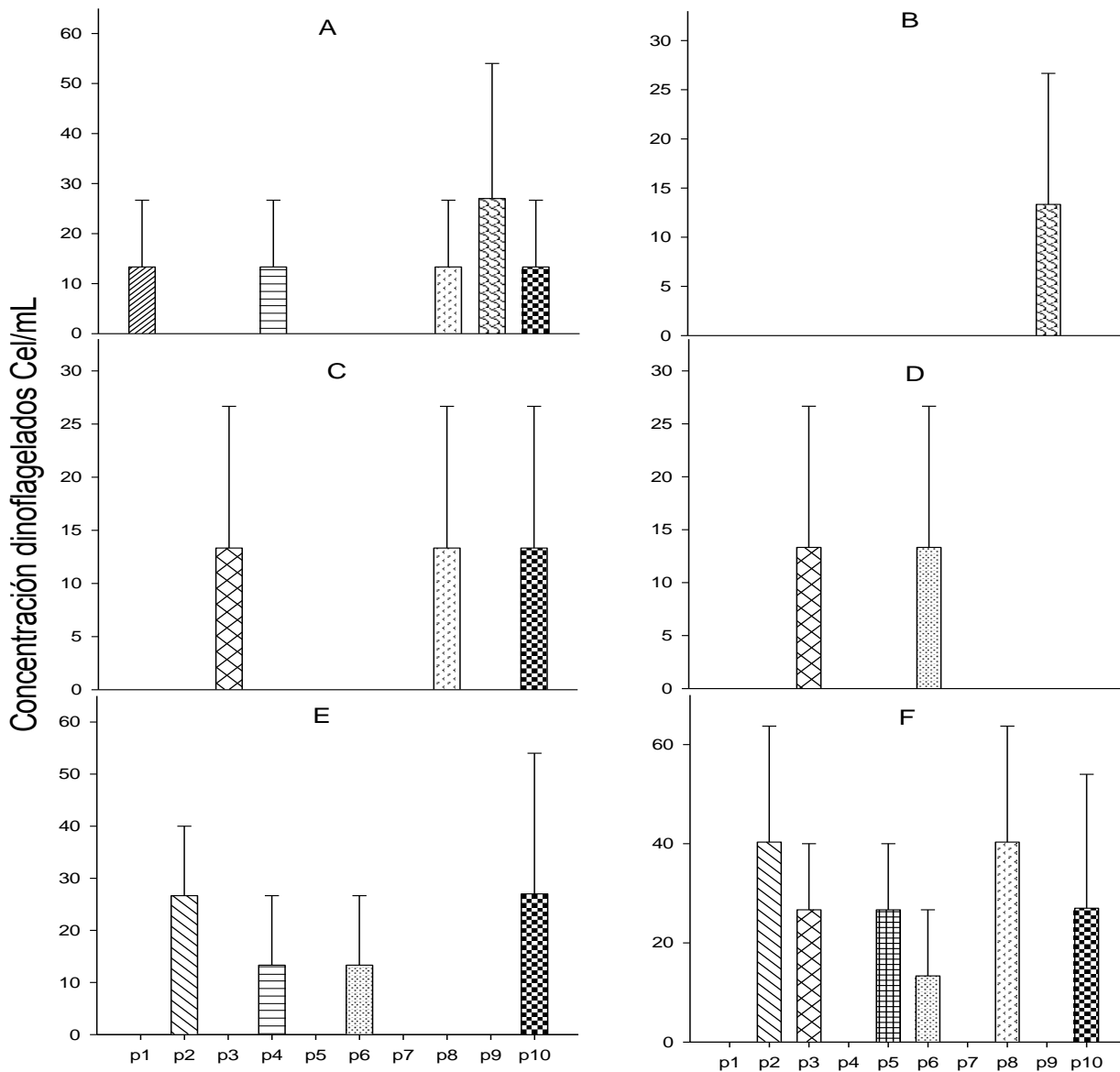


Figura 6. Concentraciones de *Dinoflagelados* cel/mL en el periodo diciembre 2013-mayo 2014, en las aguas del río estero real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$). A=diciembre, B=enero, C= febrero, D=marzo, E=abril, F= mayo.



5.2.9. Promedio de las Concentraciones de Microalgas en el Tiempo.

5.2.9.1. Promedio de las Concentraciones de Chlorophytas

En la figura 7 se observa como las concentraciones de *Chlorophytas* en los diez puntos muestran una tendencia a aumentar en los primeros meses de muestreo, específicamente de diciembre a enero y luego tiende a decrecer hasta llegar a obtener las menores concentraciones en el mes de mayo.

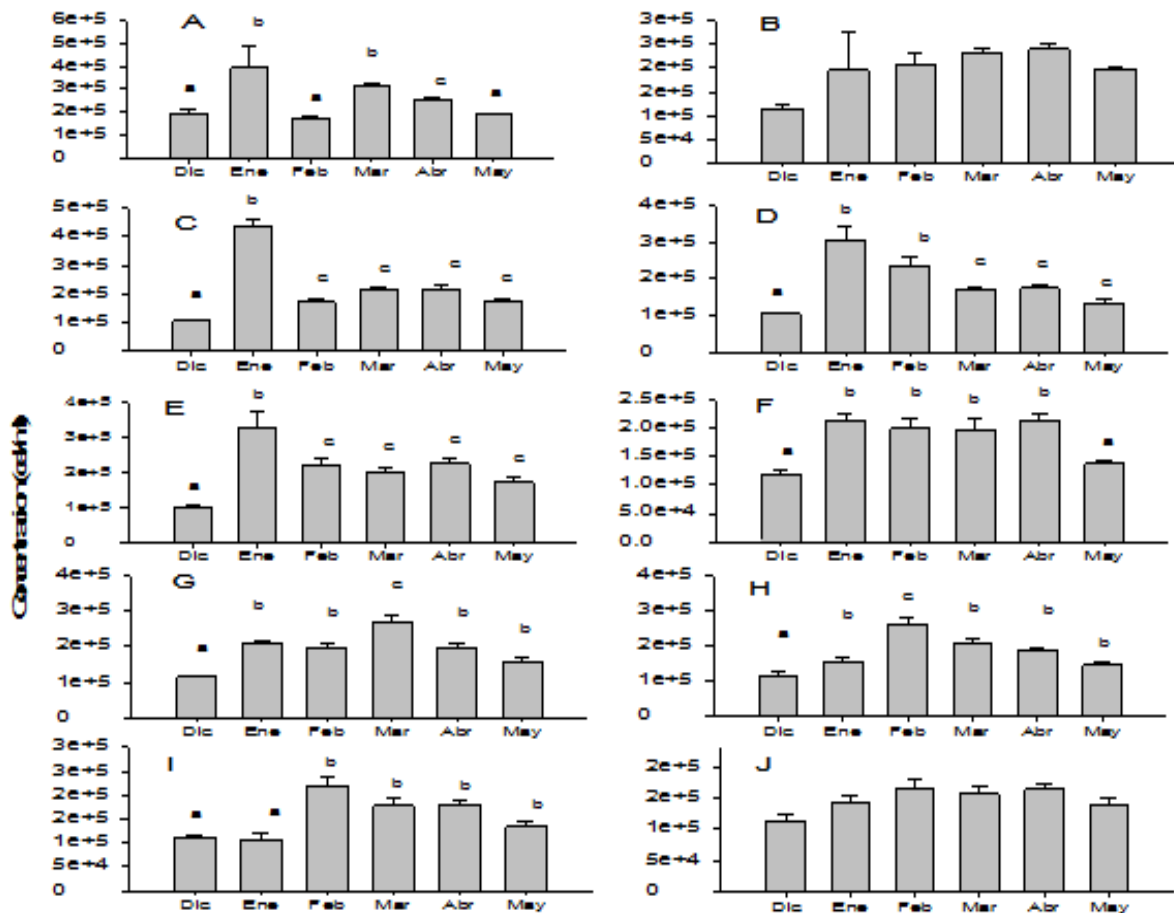


Figura 7. Concentraciones de *Chlorophytas* cel/mL, en cada uno de los puntos de muestreo en el período diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05). A= Cooperativa Herrera Membreño, B= San Martín, C= Empalme, D= Muelle Puerto Morazán, E= Cooperativa Carlos Fonseca, F= Plantel de Langostino, G= El Semillal, H= Desagüe de la Treinta, I= AGRIMAR I, J= AGRIMAR II.

Evaluación de los grupos Fitoplanctonicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.9.2. Promedio de las Concentraciones de Cyanophyta

Los resultados muestran que, de manera general, existen diferencias significativas de las concentraciones de *Cyanophytas* en el periodo de estudio a excepción de los puntos 3, 8 y 10 donde no se observaron diferencias en el tiempo. Por otro lado, se observa una ligera tendencia decreciente de la concentración de Cianófitas, en el tiempo, a partir del mes de enero en los puntos de muestreo 4, 5, 6, 7, 9 y 10

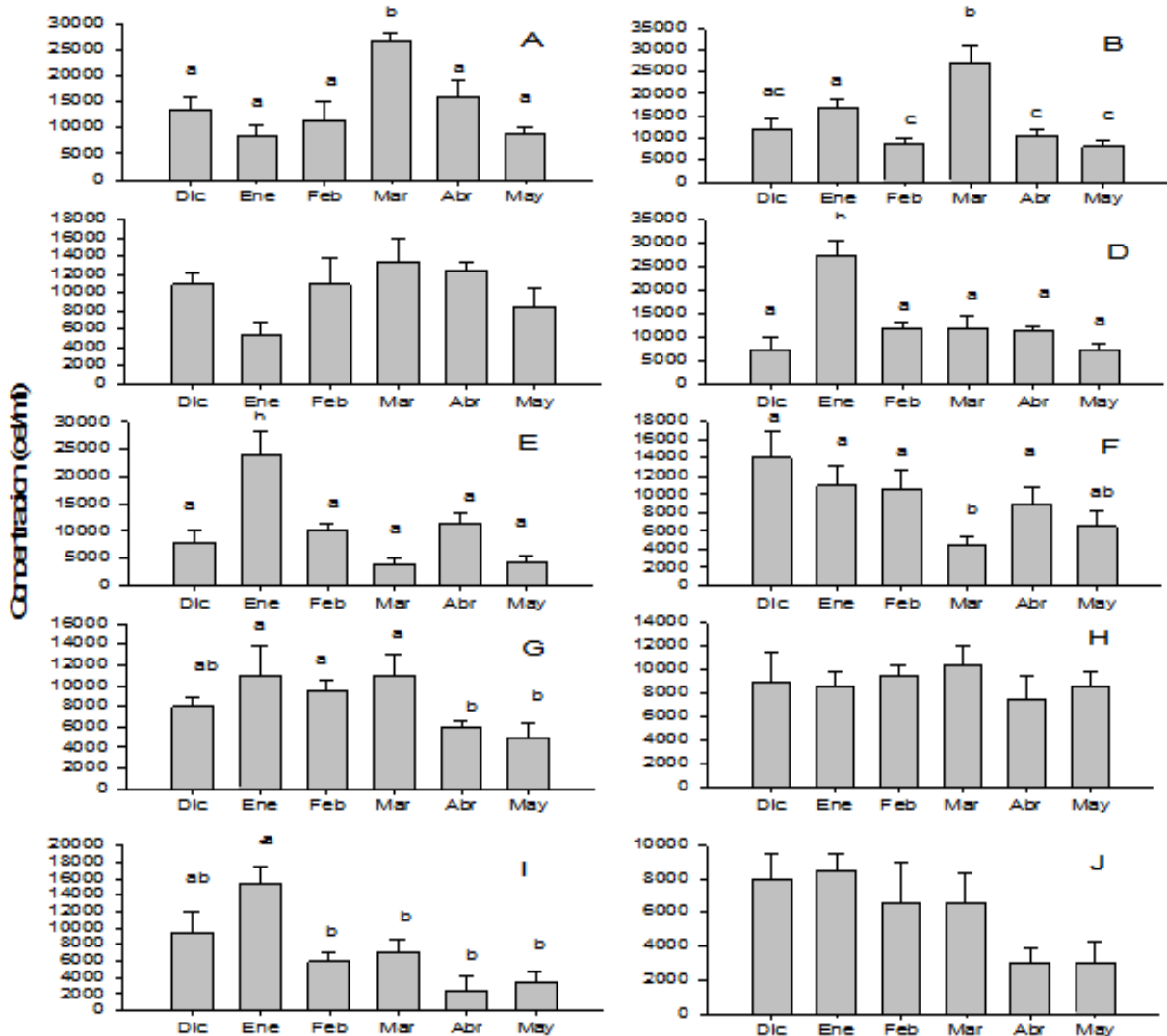


Figura 8. Concentraciones de *Cyanophytas* cel/mL, en cada uno de los puntos de muestreo en el periodo diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05). A= Cooperativa Herrera Membreño, B= San Martín, C= Empalme, D= Muelle Puerto Morazán, E= Cooperativa Carlos Fonseca, F= Plantel de Langostino, G= El Semillal, H= Desagüe de la Treinta, I= AGRIMAR I, J= AGRIMAR II.

Evaluación de los grupos Fitoplanctonicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.9.1. Promedio de las Concentraciones de Diatomeas

En la figura 9 se observa como las *diatomeas* presentan una tendencia a crecer en el tiempo en la mayoría de los diez puntos muestreados, notándose más claramente en el punto de muestreo 4(Puerto Morazán).

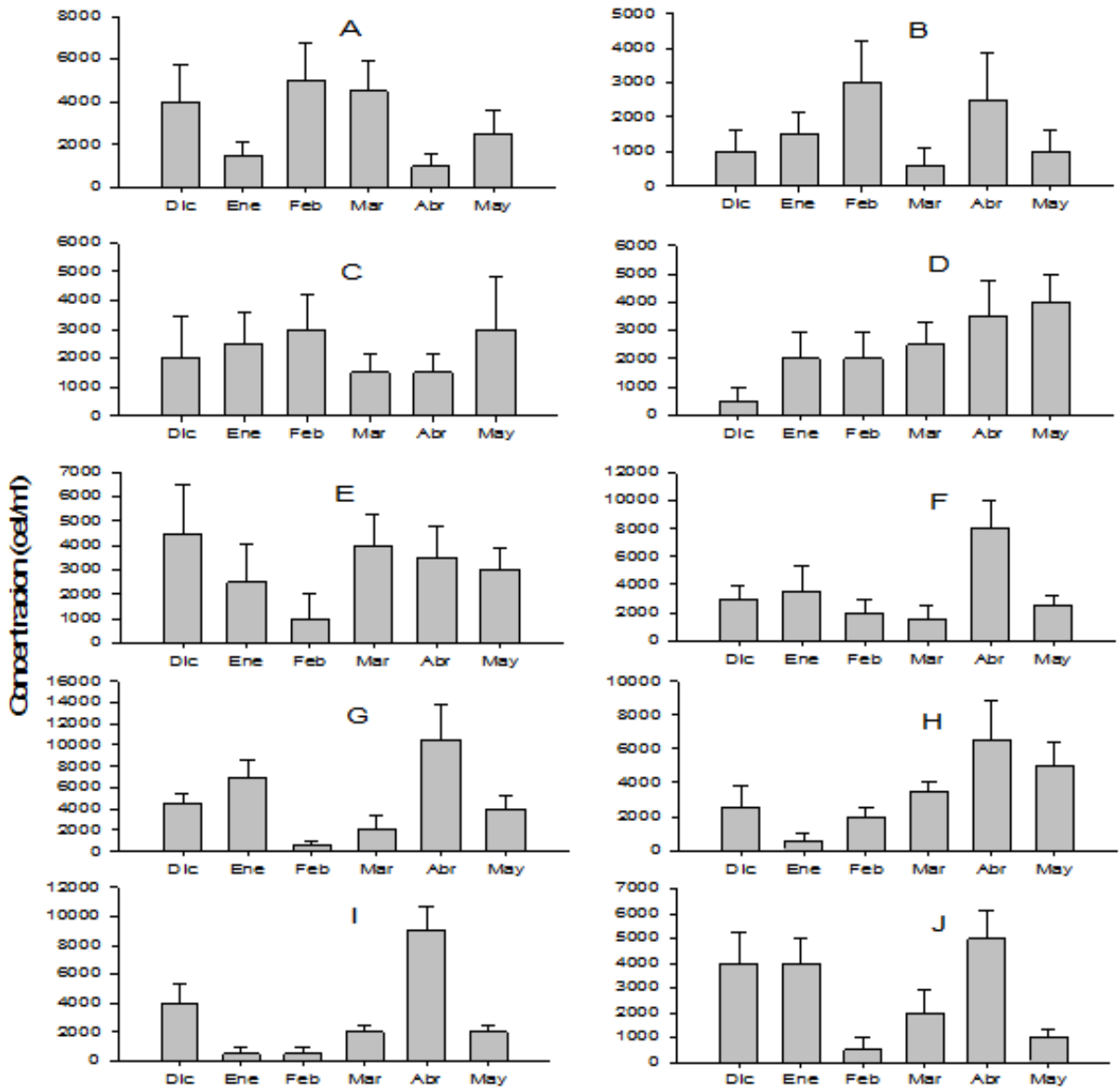


Figura 9. Concentraciones de *Diatomeas* cel/mL, en cada uno de los puntos de muestreo en el periodo diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media ± EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas (P<0.05). A= Cooperativa Herrera Membreño, B= San Martín, C= Empalme, D= Muelle Puerto Morazán, E= Cooperativa Carlos Fonseca, F= Plantel de Langostino, G= El Semillal, H= Desagüe de la Treinta, I= AGRIMAR I, J= AGRIMAR II.

Evaluación de los grupos Fitoplanctonicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.9.1. Promedio de las Concentraciones de Dinoflagelados

En la figura 10 se muestran como las concentraciones de *dinoflagelados* fueron sumamente bajas en todos los meses y en los diez puntos muestreados a lo largo de río Estero Real, principalmente en los puntos 1, 5 y 7

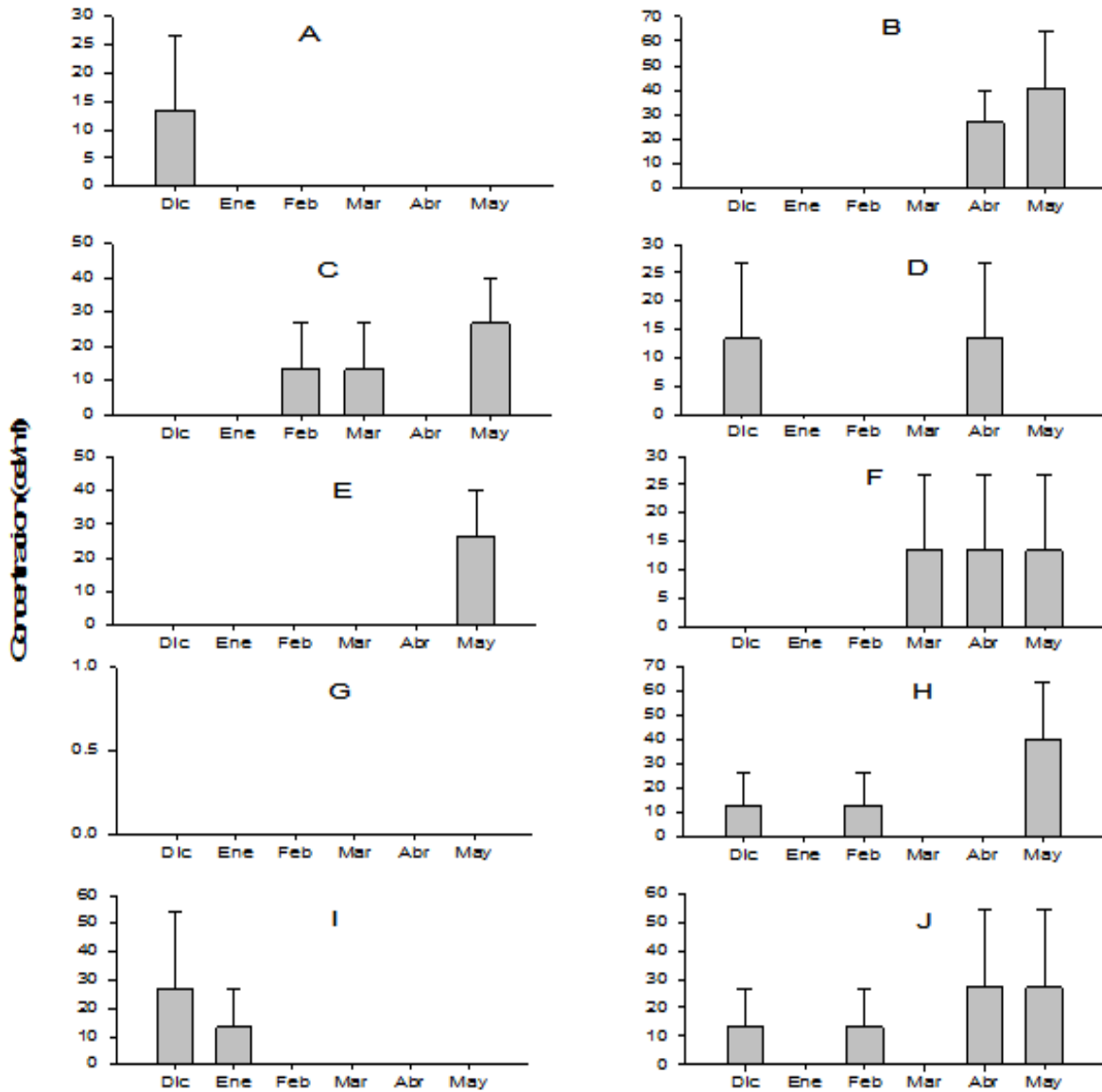


Figura 10. Concentraciones de *Dinoflagelados* cel/mL, en cada uno de los puntos de muestreo en el periodo diciembre 2013- mayo 2014, en las aguas del río Estero Real, Chinandega. Cada valor se corresponde a la media \pm EEM, N=5. Letras diferentes indican diferencias significativas ($P < 0.05$). A= Cooperativa Herrera Membreño, B= San Martín, C= Empalme, D= Muelle Puerto Morazán, E= Cooperativa Carlos Fonseca, F= Plantel de Langostino, G= El Semillal, H= Desagüe de la Treinta, I= AGRIMAR I, J= AGRIMAR II.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



5.2.10. Relación de Concentraciones de Grupos Fitoplanctónicos con la Salinidad

La figura 11 refleja el nivel de relación que existe entre la fluctuación de la concentración salina con respecto a los grupos de microalgas (*Chlorophytas*, *Cyanophytas*, *diatomeas* y *dinoflagelados*). Los resultados muestran, de manera general una escasa relación entre la fluctuación de la concentración de los grupos fitoplanctónicos, con respecto a las fluctuaciones de las concentraciones salinas. Los grupos *Chlorophytas* y *Cyanophytas* presentaron una correlación negativa y las *Diatomeas* y *Dinoflagelados* presentaron una correlación positiva.

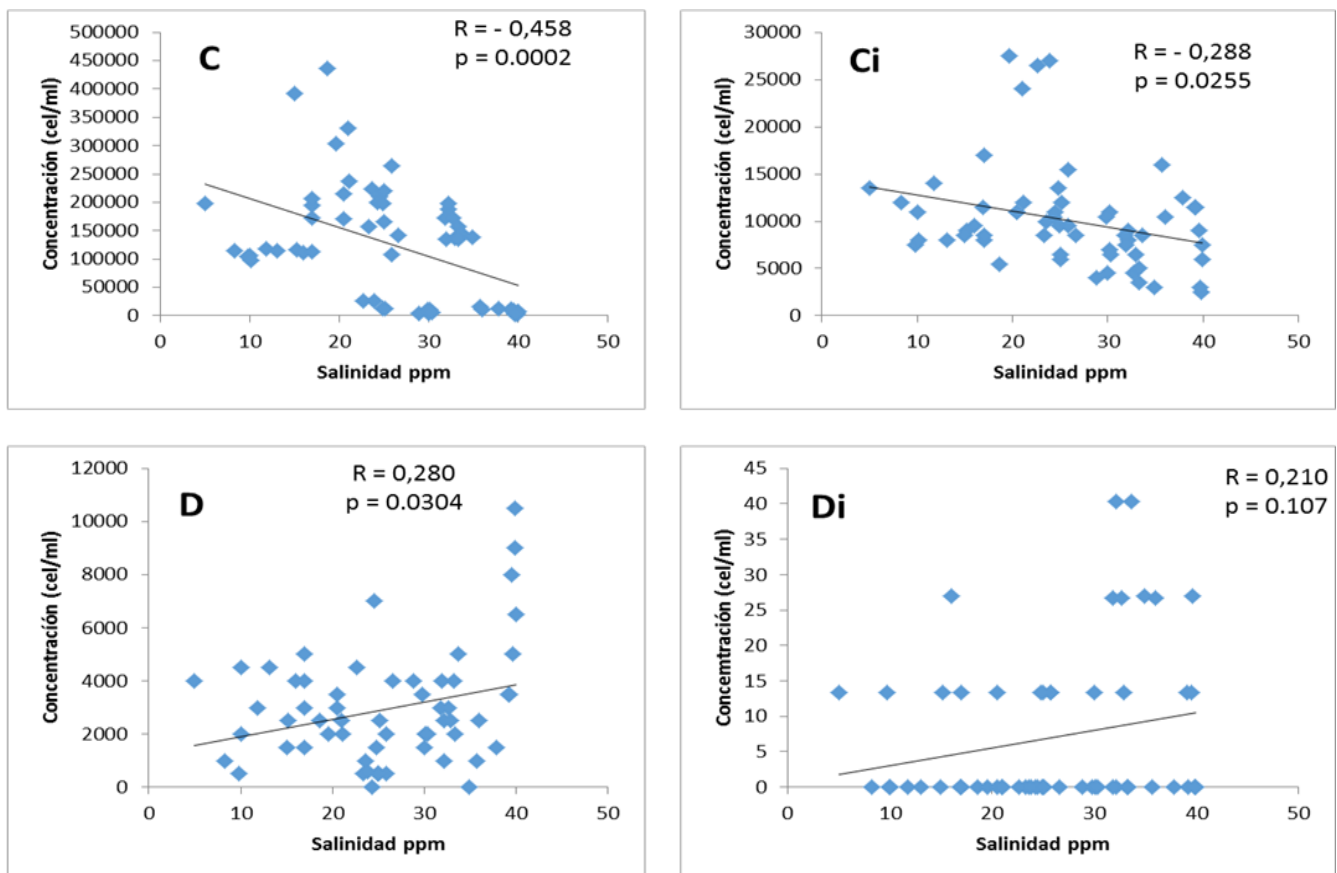


Figura 11. Relación entre los valores promedio de la salinidad y las concentraciones de fitoplancton C: *Chlorophytas*, Ci: *Cyanophytas*, D: *Diatomeas*, Di: *Dinoflagelados*.



6. DISCUSIÓN

6.1. Parámetros Físicoquímicos

6.1.1. Evaluación de la Temperatura

Los resultados de la investigación reflejan que la temperatura superficial de las aguas del río Estero Real en los meses de noviembre, diciembre y enero presentaron valores por debajo de los 30 °C, mientras que los meses de febrero, marzo y abril presentaron valores encima de los 31 °C. El fenómeno de las bajas temperaturas en estos tres primeros meses de estudio puede ser debido a la entrada de los vientos fríos a nuestro país, en esas fechas, o a posibles variaciones por efectos del cambio climático (Gutiérrez *et al.*, 2012).

6.1.2. Evaluación de Oxígeno Disuelto

Los valores de la concentración de oxígeno disuelto (OD) presentan un comportamiento creciente desde el mes de diciembre hasta febrero y a partir de esa fecha se inicia un comportamiento decreciente que culmina hasta el final del período de nuestra investigación. Sin embargo, las concentraciones de OD, en la mayoría de los meses muestreados, no presentan valores óptimos para considerar saludable a este cuerpo de agua, a excepción de los meses de enero y febrero en donde se obtuvieron valores de 5.1 mg/L y 7.9 mg/L, respectivamente (Tabla 6).

Según lo presentado por López y Méndez, (2014), de junio a septiembre los valores de OD permanecen por debajo de 2 mg/L, en octubre experimenta un leve incremento (3.1 mg/L) e inicia descenso hasta 2.5 mg/L en noviembre. Por lo tanto, si unimos lo reportado por López y Méndez (2014) con los resultados obtenidos en esta investigación observamos que de junio hasta diciembre, en el sector de estudio, las aguas del río Estero Real presentan un alto nivel de estrés y solo en los meses de enero y febrero da muestras de una probable recuperación de su capacidad de carga. La mejoría de la capacidad de carga del río Estero Real en los meses de enero y febrero puede ser debido a diferentes factores tales como: la entrada al período seco que como consecuencia no hay entrada de agua dulce producto de la lluvia, por ende, hay menor entrada de sedimentos, materia orgánica e inorgánica y contaminantes usados en la agricultura, entre otros. Asimismo, cabe destacar que en el mes de noviembre la mayor parte de las pilas de camarón han sido cosechadas, situación que podría ser uno de los factores del repentino decrecimiento de los niveles de OD de octubre a noviembre (López y Méndez, 2014) y que se continuó en esta investigación hasta diciembre.



6.1.3. 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 (CIDEA-UCA, 2006; Curie, 1994). Este fenómeno, no permite que la combinación de las aguas dulces y salinas del mar se homogenicen por todo el cuerpo de agua. Por tanto, uno de los factores a resaltar en los resultados del estudio, es la lejanía que existe desde la localidad Herrera Membreño hasta las aguas del Golfo de Fonseca (31 km) que provoca el incremento paulatino de las concentraciones salinas, en ese sector del cuerpo de agua, desde el mes de diciembre hasta abril (11.6 ppm a 38.7 ppm, respectivamente), e iniciando a disminuir en el mes de mayo. Estudios recientes, realizados en época lluviosa demuestran que los niveles de concentraciones salinas disminuyen proporcionalmente en los meses de mayo a octubre llegando a valores de 0 a 5 ppm (Osorio y Prado 2014). Por lo tanto, cabe destacar la diferencia de las concentraciones salinas entre sitios de muestreo y los meses de estudio, situación que se debe fundamentalmente a la característica del tiempo de recambio de las aguas del río Estero Real, coincidiendo con lo reportado en estudios anteriores (Curie, 1994; CIDEA-UCA, 2006).

6.1.4. Evaluación pH

Los resultados muestran que durante el período de estudio realizado en las aguas del río Estero Real, los valores de pH se mantuvieron en un rango de 6.8 a 8.4, los cuales se encuentran en el rango característico de los ecosistemas estuarinos (Arredondo y Ponce, 1998), debido a que se sabe que la mayoría de las aguas epicontinentales presentan valores de pH que fluctúan entre 6.5 y 9, y que dentro de estos valores se considera que debe encontrarse un ecosistema saludable (Arredondo y Ponce, 1998).

Estudios recientes, en período lluvioso, han mostrado que en el período de junio a noviembre los valores de pH se mantienen muy cerca de la neutralidad (pH 7) (López y Méndez, 2014), sin embargo, en nuestro periodo de estudio solamente coincidimos con esos valores en los meses de febrero a mayo debido a que en diciembre y enero los valores de pH se mantuvieron sobre valores de pH 8, este fenómeno podría deberse al bajo volumen de agua dulce que llega al río a través de las escorrentías y al vertido de aguas alcalinas provenientes de todas las pilas de cultivo de camarón, producto del cierre de la actividad camaronera.



6.1.5. Evaluación de Turbidez

Los resultados obtenidos desde diciembre 2013 hasta marzo 2014 coinciden con lo reportado por Curie, (1994) donde señala que a medida que nos acercamos a la boca del Estero los niveles de turbidez son menores. No obstante, en los meses de abril y mayo 2014 se observa la misma tendencia a disminuir pero hasta los puntos de muestreo 9 y 7, respectivamente.

Sin embargo, de manera general, los resultados coinciden con lo reportado por López y Méndez (2014) donde señalan que a partir de la Cooperativa Herrera Membreño los niveles de turbidez presentan una tendencia decreciente hasta llegar a AGRIMAR II. Este fenómeno puede ser debido a 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; CIDEA-UCA, 2006).

Con lo referido a lo observado en AGRIMAR II en abril y desde el desagüe de la treinta hasta AGRIMAR II en mayo, donde los niveles de turbidez fueron mayores que los encontrados en la Cooperativa Herrera Membreño no tenemos evidencias de las causas que pudieran haber propiciado este fenómeno.

6.2. Análisis de las Fluctuaciones de Fitoplancton

En cuanto a los cuatro grupos de microalgas estudiados, de manera general, coincidimos con lo reportado por López y Méndez (2014), donde el grupo predominante es el de las *Chlorophytas*, seguido de las *Cyanophytas*, *Diatomeas* y *Dinoflagelados*.

6.2.1. Distribución de las Concentraciones de los Grupos de Microalgas a lo largo del Área de Estudio.

Con respecto a la distribución de las microalgas, los resultados muestran que los grupos de *Chlorophytas* y *Cyanophytas* presentaron las mayores concentraciones de cel/ml en los primeros puntos de muestreo, específicamente entre el punto 1 y 3 (aguas arriba de Puerto Morazán) (Tablas 10 y 11), además, se observa una tendencia decreciente de las concentraciones de estos grupos de microalgas a medida que avanzamos hacia la boca del Estero, coincidiendo con lo reportado por López y Méndez (2014).

Vanegas (2015), reportó bajas concentraciones de proteína libre en los primeros puntos de muestreo con respecto a los demás puntos, en el mismo período y sitio de estudio, lo cual sugiere un elevado proceso metabólico de las proteínas que propicia la liberación de aminoácidos para alimento de los microorganismos, incrementando los niveles de nutrientes (NO_3) para el proceso de crecimiento de las microalgas

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



(Consejería de Medio Ambientes, Junta de Andalucía, 2007). Asimismo, el efecto de la concentración salina podría estar jugando un papel importante sobre la prevalencia de estas microalgas, en los puntos del 1 al 3, debido al lento tiempo de recambio que prevalece en el Estero Real (Curie, 1994; UCA-MARENA, 2001). Se sabe que tanto las *Cyanophytas* como las *Chlorophytas* son predominantemente de agua dulce, el 90% es de hábitat de agua dulce y solo el 10% es de hábitat marino (Lee, 2008), por tanto, la menor concentración de la salinidad en el sector aguas arriba de Puerto Morazán propicia la mayor concentración de estos grupos.

En oposición a lo observado con la distribución de *Cyanophytas* y *Chlorophytas*, las *Diatomeas* presentaron las mayores concentraciones de cel/mL en los puntos aguas abajo de puerto Morazán, específicamente entre los puntos 7 y 8 (Tabla 12), a excepción de los meses de febrero y marzo en los cuales las más altas concentraciones de cel/mL de este grupo se presentaron en el primer punto de muestreo (Tabla 12), según Tomas (1997), las *Diatomeas* en su mayoría son preferentemente de ambientes marinos. Por tanto, esta puede ser la causa de que las concentraciones de *Diatomeas* siguen una tendencia inversa a la observada en las *Chlorophytas* y *Cyanophytas*, a lo largo de los puntos de muestreo. En cuanto a los *Dinoflagelados* nuestros resultados muestran concentraciones sumamente bajas en toda el área de muestreo y en el tiempo, por lo que no existió peligro alguno para la salud del cuerpo de agua, contrario a lo reportado por López Y Méndez, (2014).

6.2.2. Distribución de las Concentraciones de los Géneros de Microalgas

Los resultados indican que del grupo de las *Chlorophytas*, *Chlorella sp* es el género que prevaleció en todo el período de estudio y la máxima concentración de cel/mL se presentó en el mes de enero (Tabla 14). Estudios recientes, realizados en época lluviosa, en ese mismo sector, reportan a *Chlorella sp* como el género prevaleciente (López y Méndez, 2014), lo cual coincide con nuestros resultados. Bajo ese contexto, estos resultados indican que *Chlorella sp* es el género de microalgas que prevalece a lo largo de todo el año, independientemente de las variaciones salinas.

Con respecto al grupo de las *Cyanophytas* los géneros que prevalecieron sobre los demás fueron *Microcystis sp* seguido de *Oscillatoria sp*. Se sabe que algunas especies de estos géneros de microalgas pueden representar un riesgo para la salud animal y humana (Ministerio de Salud de la Nación, 2011). Sin embargo, las concentraciones de cel/mL encontradas están dentro de los límites tolerables para los ambientes de cuerpos de agua naturales (Ministerio de Salud de la Nación, 2011; Becerra, 2009).

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*, *Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



No obstante, cabe señalar, que debido a que tanto *Microcystis sp* como *Oscillatoria sp* son los géneros que prevalecen, en cualquier momento se pueden dar floraciones algales nocivas que podrían causar mucho daño a la salud animal y humana (Qin *et al.*, 2012; Wu *et al.*, 2011).

Del grupo *Diatomeas* el género dominante fue *Skeletonema sp* obteniendo el valor máximo de porcentaje de aparición en el mes de diciembre (Tabla 16), seguida por el género *Nitzschia* el cual obtuvo su máximo porcentaje de aparición en el mes de abril. Cabe señalar, que las concentraciones (cel/mL) de estos géneros son relativamente bajas si las comparamos con el grupo de las *Chlorophytas* y *Cyanophytas*. Bajo este contexto, nuestros resultados concuerdan con lo reportado por López y Méndez, (2014) debido a que *Skeletonema sp* y *Nitzschia sp* son los géneros de *Diatomeas* prevalecientes en este sector. Por lo tanto, si unimos los resultados de López y Méndez, (2014) con los nuestros, observamos que *Skeletonema sp* y *Nitzschia sp* son los géneros que prevalecieron a lo largo de los 12 meses de estudios.

6.3. Correlación entre las Fluctuaciones de la Concentración de los Grupos de Microalgas y la Concentración Salina.

Los resultados muestran que las concentraciones de *Chlorophytas* y *Cyanophytas* presentan una relación negativa con respecto a la fluctuación de la concentración salina, concordando con lo reportado para estos grupos de microalgas donde el hábitat idóneo para su desarrollo es preferentemente el medio de agua dulce (Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, 2007). Con respecto a la fluctuación de las concentraciones de *Diatomeas* y *Dinoflagelados*, estos presentan una relación opuesta a la encontrada en las *Chlorophytas* y *Cyanophytas*. Por tanto, el comportamiento de la fluctuación de la concentración de *Diatomeas* y *Dinoflagelados* sigue un patrón similar a la concentración salina en el cuerpo de agua, lo cual puede ser debido a que ambos grupos de microalgas presentan afinidad por los cuerpos de agua marinos. En ese sentido, estos resultados concuerdan con lo reportado por López y Méndez (2014), donde en ambos estudios se reporta relación positiva. Sin embargo la relación entre las concentraciones de diatomeas y dinoflagelados con respecto a la salinidad reportada por López y Méndez (2014) es mucho mayor que la encontrada en este estudio. Los resultados también concuerdan con lo reportado por Soria y Ros. (1991) donde también se pone de manifiesto la relación positiva de la mayoría de especies de *Diatomeas* con la Salinidad.



7. Conclusiones

La temperatura, pH y el oxígeno disuelto no mostraron variaciones relevantes entre puntos de muestreo, pero sí entre meses de estudio, a diferencia de lo observado con los niveles de turbidez y salinidad que presentan variaciones en ambos casos. La salinidad aumenta y los niveles de turbidez disminuyen a medida que se avanza hacia la boca de estero.

De los cuatro grupos de microalgas estudiados en las aguas del río Estero Real, las Chlorophytas presentaron el mayor porcentaje de aparición, seguido de las Cyanophytas, Diatomeas y Dinoflagelados. Y los grupos Chlorophytas, Cyanophytas y Diatomeas presentan tendencia creciente de sus concentraciones, en los primeros tres meses de estudio, desde diciembre hasta febrero.

A lo largo de los seis meses de estudio, las fluctuaciones de la concentración salina presentaron una escasa relación con respecto a las fluctuaciones de la concentración de los cuatro grupos de microalgas estudiados. De estos grupos, las Chlorophytas y Cyanophytas presentaron correlación negativa mientras que las Diatomeas y Dinoflagelados presentaron correlación positiva.



8. RECOMENDACIONES

- Realizar Monitoreos continuos de la dinámica fitoplanctónica, en el río Estero Real, para conocer e informar sobre la prevalencia de microalgas capaces de formar floraciones algales nocivas que pudieran causar daño a la salud animal y humana.
- En las futuras investigaciones que se realicen en el cuerpo de agua del Estero Real es importante que se amplíen los parámetros a evaluar tales como nitritos, nitratos, fosfatos, dureza entre otros.
- Realizar talleres de capacitación a las cooperativas de pescadores y pobladores aledaños al río sobre algunos parámetros indicadores de calidad del agua, con énfasis en floraciones algales nocivas y el efecto de las biotoxinas patógenas para la salud animal y humana.



9. BIBLIOGRAFÍA.

- Aguilera, A. y Echenique, R. (2011). Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. (1° Ed), Ciudad Autónoma de Buenos Aires. Capítulo 2. pp. 21.
- Albarracin, I. (2007). La producción de biocombustibles con eficiencia, estabilidad y equidad. VX simposio internacional pp1-16.
- Alonso, R. y Ochoa, J. (2004) Hydrology of winter-spring "red tides" in Bahía de Mazatlán, Sinaloa, México. *Harmful Algae* 3:163-171.
- Amé, M. y Wunderlin, D. (2011). Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. (1° ed). Ciudad Autónoma de Buenos Aires. Capítulo 6. pp. 89.
- Anagnostidis, K. y Komárek, J. (1985). Modern approach to the classification system of cyanophytes. 1- Introducción. *Arch. Hydrobiol. Suppl.* 1985; 71 1-2 (Algological Studies 38-39): 291-302.
- Anderson D. (2003) Testimony in the Committee on Science Subcommittee on Environment, Technology and Standards U.S. House of Representatives Hearing on the "Harmful Algal Bloom and Hypoxia Research Amendments Act of 2003". Consultado: <http://gop.science.house.gov/hearings/ets03/mar13/anderson.pdf>
- Anderson, D., Andersen, P., Bricelj, V., Cullen, J. y Rensel, J. (2001) Monitoring and Management Strategies for Harmful Algal Blooms in Coastal Waters, APEC 201-MR-01.1. Asia Pacific Economic Program, Singapore, and Intergubernamental Oceanographic Commission Technical Series, Paris. No. 59,. 268 pp. 18.
- Andrinolo, D., Sedan, D. (2011). Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. (1° edición), Ciudad Autónoma de Buenos Aires. Capítulo 3 .pp. 41.
- Aquino, A. (2002). "Presencia de dinoflagelados (Pyrrhophyta), con énfasis en productoras potenciales de marea roja, en Playa Paraíso, Ver". Tesis profesional, facultad de Biología, Universidad Veracruzana. pp. 72.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



- Arredondo, J. Y Ponce, J. (1998). Calidad del agua en acuicultura, conceptos y aplicaciones. AGT EDITOR, SA., México. pp.222.
- Balech, E. 2002. Dinoflagelados tóxicos del cono sur americano. En: Floraciones algales nocivas del cono sur americano. Sar, E.A., Ferrario M.E. y Reguera B. (Eds.) Instituto Español de Oceanografía.
- Barsanti, I. y P. Gualtieri. (2006). CRC Taylor and Francis, Group. USA .301-301.
- Bécares, E., Conty, A., Rodríguez, C. y Blanco, S. (2004). Funcionamiento de los lagos someros mediterráneos. Consultado: www.aeet.org/ecosistemas/042/revision3.htm
- Becerra, L. (2009). "Catálogo fitoplanctónico de los Lagos del Dique, Municipio de Xalapa, Veracruz, México".
- Brennan, L. y owende, P. (2010). Biofuels from microalgae. A review of technologies for production, processing and extractions of biofuels and co-products.renewable and sustainable energy review. 14(2), 557-557
- Camargo, J, y Alonso, A. (2006). Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: A global assessment. *Env. Int*; 32: 831–849.
- Carmichael, W. (1992). Cyanobacteria secondary metabolites - The Cyanotoxins. *J. Appl. Bact.* 72: 445-459.
- Chorus, I. y Bartram, J. (1999). Toxic cyanobacterias in water: a guide to their public health consequences, monitoring and management. Published on the behalf of WHO by E&FN Spon, London.
- CIDEA-UCA. (2006). Línea de base y referencia de Puerto Morazán. Managua, Nicaragua. pp. 6.
- Ciferri, O. 1983. Spirulina, the edible microorganism. *Microbiol. Rev.* 47: 551 – 578.
- Cofepris-SECRETARIA DE SALUD. (2005). Instrucción de trabajo para el muestreo de fitoplancton y detección de biotoxinas marinas. pp 4

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas* y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



- Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía. (2007) .Atlas de Microorganismos Planctónicos Presentes en los Humedales Andaluces. España.
- Curie, D. (1994). Ordenamiento de la Camaronicultura Estero Real, Nicaragua. Programa Regional de Apoyo al Desarrollo de la Pesca en el Istmo Centroamericano (PRADEPESCA).
- Dawes, C. (1994). Botánica Marina. Editorial Limusa. México D.F., pp. 673.
- Dawes. C. (1974). Botanica Marina. Editorial Limusa. México D.F., pp.673.
- FAO. (2009). Departamento de Pesca. La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura. Cultivo de Microalgas. [Versión electrónica].
- Fogg, G., Stewart, W. Fay, P. y Walsby, A.(1973). The blue-green algae. London & New York: Academic press.
- Garibay-Hernandez, A. Vazquez-Duhalt, R. Sanchez-Saavedra, M., Serrano-Cameron, L. y Martinez-Jimenez, A. (2009). Biodisel a partir de microalgas, biotecnología, 13 (3), 38-61.
- Garza, M., Almaguer, V., Rivera, J. y Loredo, J. (2010). Bioingeniería aplicada a una columna empacada con *Chorella* sp. Inmovilizada para la remoción de metales pesados. Ciencia UNAL: 13(2), 174-177
- González, M. (2000).Alternativas en el Cultivo de Microalgas. Tesis de Grado. Universidad Politécnica del Litoral. Guayaquil, Ecuador.
- Graham, L. y Wilcox, L. Cyanobacteria (Chloroxybacteria). (2000). En: Gram LE, Wilcox LW, editores. Algae. Upper Saddle River, New Jersey: Prentice Hall.p. 97-131.
- Guevara, M., C., Lodeiros, O., Gómez, N., Lemus, P., Núñez, L., Romero, A. y Rosales, N. (2005). Carotenogénesis de cinco cepas del alga *Dunaliella* sp. (Chlorophyceae) aisladas de lagunas hipersalinas de Venezuela. Rev. Biol. Trop. 53(3-4): 331 – 337.
- Gutiérrez, C., Hernández, J., Velasco, J. y A. Millán. (2012). Impact of chronic and pulse dilution disturbances on metabolism and trophic

**Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*,
Chlorophytas y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.**



- structure in a saline Mediterranean stream. *Hydrobiologia*. 686(1): 225-239
- Hallegraeff G., Anderson D. y Cembella A. (1995) Manual of Harmful Marine Microalgae. Intergovernmental Oceanographic Commission (UNESCO). pp. 565.
- Hallegraeff, G. (1992). A review of harmful algal blooms and their apparent global increase. *Phycologia* 32(2): 79-99.
- Havens K. (2008). Cyanobacterial blooms: effects on aquatic ecosystems. En Hudnell (ed.) *Cyanobacterial Harmful Algal Blooms: State of Science and Research Needs*. New York: Springer; p. 733-747.
- Henrikson, R. (1994). *Microalga Spirulina, superalimento del futuro*. Segunda Edición. Ediciones Urano. 60 p.
- Komárek, J. y Anagnostidis K. (1998). Cyanoprokaryota 1: Chroococcales. En: Ettl H, Gartner HG, Heynig H, Mollenhauer D, editores. *Süßwasserflora von mitteleuropa*. Heidelberg & Berlin: Spektrum Akademischer Verlag.
- Komárek, J. (2006). Cyanobacterial Taxonomy: Current Problems and Prospects for the Integration of Traditional and Molecular Approaches. *Algae*. 21 (4): 349-75.
- Lee, E. *Phycology*. Cambridge University Press (2008). 547 páginas. 4 edición.
- Lezama, M. (2000). Ficha informativa de los humedales Ramsar: Deltas del Estero Real y Llanos de Apacunca. Managua, Nicaragua, 4-16.
- Lopez, J. Méndez, A. (2014). Evaluación de la concentración de los grupos Diatomeas, Cianofitas, Clorofitas y Dinoflagelados y su relación con la salinidad, en las aguas del Río Estero Real, período junio-noviembre 2013. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN-León. Tesis
- Lopez, R., Cañón, M. y Gracia, M. (2011). Catálogo de Fitoplancton de la Bahía de Cartagena, Bahía Portete y Agua de Lastre. Dirección General Marítima- Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas del Caribe. Ed Dimar, Serie de Publicaciones Especiales CIOH Vol 5. Cartagena de Indias, Colombia. 135 pp.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



- Mani, U., Sadliwala, A., Iyer, U. y Parikh, P. (2000). The effect of Spirulina supplementation on blood hemoglobin levels of anemic adult girls. *Journal of Food Science and Technology-Mysore* 37(6): 642 – 644
- MARENA-DGAP. (2006). Plan de manejo del área Protegida Reserva Natural Delta del Estero Real. pp. 31.
- MARGALEF, R. (1983). *Limnología*. Omega. Barcelona. pp.1010.
- Mcginnis, K., Dempster, A. y Sommerfeld, M. (1997). Characterization of the growth and lipid content of the diatom *Chaetoceros muelleri*. *Journal of Applied Phycology* 9(1): 19 – 24.
- Ministerio de Salud de la Nación, (2011). *Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud*. 1º ed. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina.
- 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. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN-León. Tesis.
- Oliva, M., Godínez, J. y Zuñiga, C. (2014). Biodiversidad del fitoplancton de aguas continentales en México, *Revista Mexicana de Biodiversidad*, Supl. 85: pp.54-61.
- Paerl, H., Fulton, R., Moisaner, P. y Dyle, J. (2001). Harmful Freshwater algal blooms, with an emphasis on cyanobacteria. *The Scientific World*. 1: 76-113.
- Paerl, H. y Huisman, J. (2009). Climate change: a catalyst for global expansion of harmful cyanobacterial blooms. *Environ. Microbiol. Rep.* 1 (1): 27-37.
- Palmer, C. y Manoley, t. (1954). A new counting slide for nanoplankton. *Am. Assoc. Limnol. Oceanog. Spec. Public.* 21: 1-7.
- Papineau, D., Walker, J., Mojzsis, S. y Pace N. (2005). Composition and structure of microbial communities from stromatolites of Hamelin pool in shark bay, Western Australia. *Appl. Environ. Microbiol.* 71 (8): 4822–32.

**Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*,
Chlorophytas y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.**



- 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): 15-1
- Pervushkin, S., Voronin, A., Kurkin, V., Sokhina, A. y Shatalaev, I. (2001). Proteins from *Spirulina platensis* biomass. *Chemistry of Natural Compounds* 37(5): 476 – 481.
- Porciel, D. y Martínez M. (2007) *Dinoflagelados y Diatomeas*. pp.3.
- Prosperi, C. (2000). Cyanobacteria in human affairs. *Interciencia* 25 (6): 303 – 306.
- Qin, W., Yang, L., Zhang, X., Zhang, Z., Xu, L., Wu, J., An, J. y Wang, Y. (2012). Cyanobacteria-blooming water samples from Lake Taihu induce endoplasmic reticulum stress in liver and kidney of mice. *Ecotoxicology* , 21:1495–1503
- Reguera, B., Alonso, R., Moreira, A. y Méndez, S. (2011). Guía para el diseño y puesta en marcha de un plan de seguimiento de microalgas productoras de toxinas. COI de UNESCO y OIEA, París y Viena. *Manuales y Guías de la COI*, 59 (español solamente).
- Reynolds, C. (1996). Plant life of the pelagic. *Proceedings of the International Association for Theoretical and Applied Limnology* 26:97-113.
- Richmond, A. (2004). Biological principles of mass cultivation. En: Richmond A (ed) *Handbook of microalgal mass, culture : biotechnology and applied phycology* (pp.566). CRC press blackwell publishing company, Oxford.
- Rosso, L. y Giannuzzi, L. (2011). Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud. (1a ed. – Ciudad Autónoma de Buenos Aires). Capítulo 5. pp.72-73.
- Ryding, R. (1992). El control de la eutrofización en lagos y pantanos. Ediciones Pirámides S.A. Madrid, pp.375
- Sachdeva, R., Kaur, R. y Kaur, J. (2004). Effect of Supplementation of *Spirulina* on the Haematological Profile and Intellectual Status of School Girls (7-9 years). *J. Hum. Ecol.* 15(2): 105 – 108.

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas, Cyanophytas, Chlorophytas y Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



- Scagel, R. (2002). El reino vegetal: los grupos de plantas y sus relaciones evolutivas. Ediciones Omega, S. A. Plató, 26-08006, Barcelona, España., pp759.
- Soria, J. y Ros, M. (1991) Relación Entre El Fitoplancton Y La Salinidad, De Las Lagunas Intradunares De La Dehesa De La Albufera (Valencia) Acta Botánica Malacitana, 16(1): 43 -50
- Serfling, R. (1949). Quantitative estimation of plankton from small samples Sedgwick Rafter cell mounts of concentrate samples. Trans. Amer. Micr. 68: 185-199.
- Spolaore, P., Joannis, C., Durán, E. y Isambert, A. (2006). Commercial applications of microalgae. J Biosci Bioeng. 101(2): 87–96.
- Suárez, B. y Guzmán, L. (1992). Floraciones de algas nocivas, Mareas rojas y toxinas marinas. Universidad de Chile.
- Thompson, G. (1996). Lipids and membrane function in green algae biochimica et biophysica acta. 1302(1), pp.17-45.
- Tomas C. (1997). Identifying marine phytoplankton. Academic Press. New York. pp.858.
- UCA-UICN. (2000). Ficha informativa de los humedales Ramsar: Deltas del Estero Real y Llanos de Apacunca. pp.4.
- Vanegas, E. (2015). Evaluación de la Concentración de Proteína y Metabolitos Libres en el Rio Estero Real y su Relación con los Parámetros Físicoquímicos, en el Periodo Noviembre 2013 - Abril 2014. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN-León. Tesis.
- Van Egmond, H., Van Apeldoorn, M. y Speijers G. (2005) Biotoxinas Marinas: Estudio FAO: alimentación y nutrición. FAO.
- Wher, J. (2003). Freshwater habitats of algae. In Freshwater algae of North America. Ecology and classification, J. D. Wher y R. J. Sheath (eds.). Academic Press, San Diego. pp. 11-57.
- Wu, Q., Li, M., Gao, X., Giesy, J., Cui, Y., Yang, L. y Kong Z. (2011) Genotoxicity of crude extracts of cyanobacteria from Taihu Lake on carp (*Cyprinus carpio*). Ecotoxicology, 20:1010–1017



10. ANEXOS

Toma de muestras en Campo



Toma de muestras de agua
(Foto de Ismara Ruiz)



Evaluación de salinidad
(Foto de Ismara Ruiz)

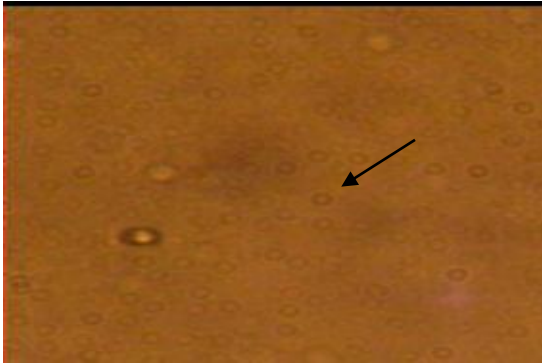


Evaluación de turbidez
(Foto de Ismara Ruiz)



Grupos Fitoplanctónicos

Chlorophytas



***Chlorella* (40x)**
(Foto de Antonia Méndez)

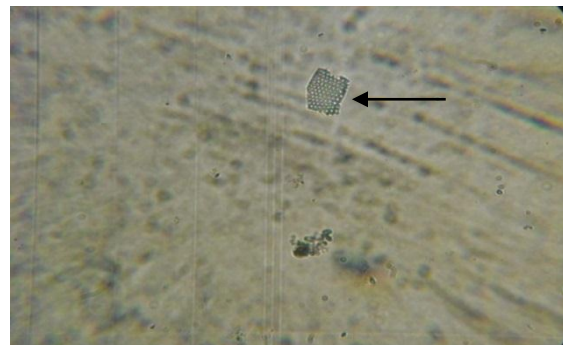


***Oocystis* (40x)**
(Foto de Antonia Méndez)

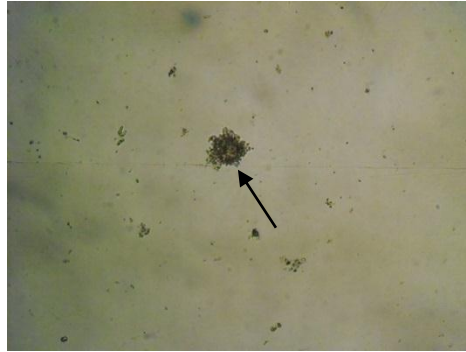
Cyanophytas



***Spirulina*(40X)**
(Foto Antonia Méndez)

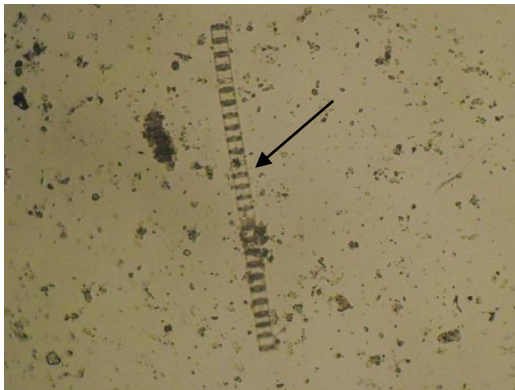


***Merismopedia* (40 x)**
(Foto de Ismara Ruiz)

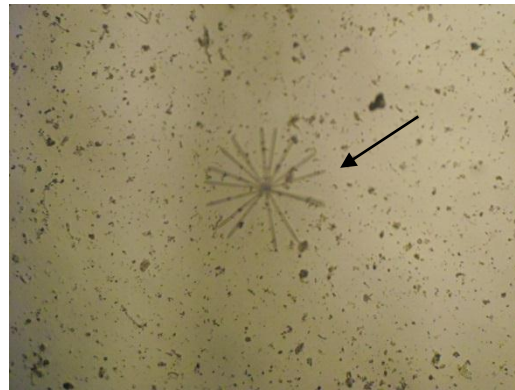


***Microcystis* (40 x)**
(Foto de Ismara Ruiz)

Diatomeas



***Skeletonema* (10 x)**
(Foto de Ismara Ruiz)



***Asterionella* (10x)**
(Foto de Ismara Ruiz)

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*,
Chlorophytas y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



***Diploneis* (40x)**
(Foto de Ismara Ruiz)



***Coscinodiscus* sp. (10x)**
(Foto de Ismara Ruiz)



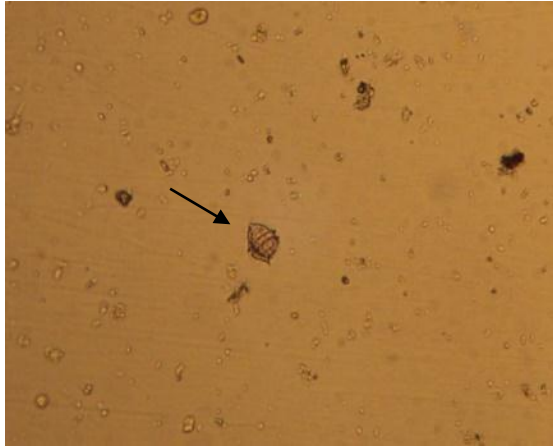
***Pleurosigma* (10x)**
(Foto de Ismara Ruiz)



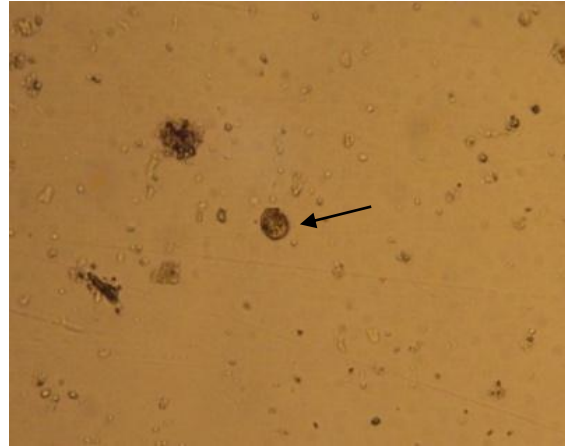
***Chaetoceros* (10x)**
(Foto de Ismara Ruiz)



Dinoflagelados



***Gonyaulax* (10 x)**
(Foto de Ismara Ruiz)



***Prorocentrum* (10 x)**
(Foto de Ismara Ruiz)

Evaluación de los grupos Fitoplanctónicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*,
Chlorophytas y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



FORMATOS DE FITOPLANCTON PARA LA CÁMARA NEUBAUER

<i>Chlorophyta</i>				
<i>Chlorella</i>				
<i>Tetraselmis</i>				
<i>Chlamydomonas</i>				
<i>Oocystis</i>				
<i>Scenedesmus</i>				

<i>Diatomeas</i>				
<i>Navícula</i>				
<i>Skeletonema</i>				
<i>Nitzschia</i>				
<i>Coscinodiscus</i>				
<i>Chaetoceros</i>				

<i>Cyanophyta</i>				
<i>Microcystis</i>				
<i>Chroococcus</i>				
<i>Oscillatoria</i>				
<i>Anabaenopsis</i>				
<i>Anabaena</i>				
<i>Merismopedia</i>				
<i>Spirulina</i>				

Evaluación de los grupos Fitoplanctonicas *Diatomeas*, *Cyanophytas*,
Chlorophytas y *Dinoflagelados* y su relación con la salinidad.



FORMATOS DE FITOPLANCTON PARA LA CÁMARA S/R

LUGAR DE MUESTREO																				
PUNTO NUMERO:																				
FECHA:																				
# CAMPOS																				
Cyanophytas																				
<i>Oscillatoria</i>																				
<i>Spirulina</i>																				
<i>Anabaena</i>																				
<i>Anabaenopsis</i>																				
<i>Microcystis</i>																				
Diatomeas																				
<i>Navicula</i>																				
<i>Nitzchia</i>																				
<i>Chaetoceros</i>																				
<i>Cyclotella</i>																				
<i>Diploneis</i>																				
<i>Coscinodiscus</i>																				
<i>Biddulphia</i>																				
<i>Pleurosigma</i>																				
<i>Gyrosigma</i>																				
<i>Amphipora</i>																				
<i>Skeletonema</i>																				
Chlorophytas																				
<i>Chlorella</i>																				
<i>Tetraselmis</i>																				
<i>Chlamydomonas</i>																				
Dinoflagelados																				
Total:																				