

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA, UNAN – LEÓN

ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIA

DEPARTAMENTO DE ACUÍCOLA



CARRERA INGENIERÍA ACUÍCOLA

Relación de las concentraciones de microalgas con los parámetros fisicoquímicos en el Estero

Juan Venado, entre canaletas Cedro Espín y La Camaronera, junio-noviembre 2016

Autoras

Br. Dania Lisseth Núñez Medina

Br. Vilma del Carmen Treminio Bonilla

Requisito previo para optar al título de

INGENIERA ACUÍCOLA

Tutores

M. Sc. Carmen Isabel Hernández Rivera

M. Sc. David Alberto Cerda Granados

Diciembre 2017

“A la libertad por la Universidad”

DEDICATORIA

A Dios, A mi madre Tomasa, A mi padre Lenio, A mi hermana querida Yaosca

Dania Lisseth Núñez Medina

DEDICATORIA

A Dios, A mí querida madre Ángela, A mis queridos hermanos

Vilma del Carmen Treminio Bonilla

AGRADECIMIENTOS

Agradezco nuestra tutora de tesis MSc. Carmen Isabel Hernández Rivera por su gran apoyo, motivación y por brindarnos sus conocimientos, disposición y paciencia en la elaboración de esta tesis.

Gracias de corazón a nuestro tutor de tesis MSc. David Alberto Cerda Granados, por habernos brindado la oportunidad de recurrir a su capacidad y conocimientos, así como también por su acertada orientación, y su paciencia para guiarnos durante todo el desarrollo de la tesis.

Muchas gracias a la Dra. María Eugenia Cerda por habernos permitido realizar los conteos e identificación de microalgas en el laboratorio de Genética Molecular de la UNAN- León y prestar los equipos necesarios, gracias por su gran colaboración y sus valiosos consejos.

INDICE

DEDICATORIA	II
AGRADECIMIENTOS	IV
INDICE	V
RESUMEN	VII
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS.....	3
2.1 OBJETIVO GENERAL.....	3
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	3
III. MARCO TEÓRICO.....	4
3.1 SISTEMAS ESTUARINOS: GENERALIDADES Y CLASIFICACIÓN.....	4
3.1.1 Generalidades.....	4
3.1.2 Clasificación de los Esteros	4
3.1.3 Una red trófica típica de Estero.....	5
3.1.4 Importancia de los Estuarios	6
3.2 ESTERO JUAN VENADO	7
3.2.1 Generalidades.....	7
3.2.2 Flora y Fauna	7
3.3 MICROALGAS	8
3.3.1 Generalidades del Fitoplancton.....	8
3.3.3 Importancia y principales usos de las microalgas	10
3.3.4 Eutrofización.....	11
3.3.5 Principales grupos de fitoplancton a estudiar.....	12
3.3.5 Factores reguladores del crecimiento en microalgas.....	14
3.3.6 Mediciones de las concentraciones de microalgas	15
3.3.8 Estudios recientes en microalgas en Nicaragua y Mesoamérica.....	17
IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
4.1 Área de estudio	20
4.2 Muestreo	20
4.3 Identificación de grupos de algas y conteo celular	21
4.4 Matriz de operacionalización de las variables	22

4.5 Análisis estadístico.....	24
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	25
5.1 Valores medios de parámetros fisicoquímicos por mes y por localidad	25
5.3 Géneros de microalgas identificados	27
5.4 Valores medios de concentración de microalgas por punto y por mes	30
5.5 Prueba Kruskal-Wallis entre meses	30
5.6 Relación de la concentración de microalgas con los parámetros fisicoquímicos.....	31
VI. CONCLUSIONES	32
VII. RECOMENDACIONES	33
VIII. BIBLIOGRAFÍA	34
ANEXOS	42
Anexo 1. Prueba Kruskal-Wallis entre meses y Comparación Múltiple de Dunn	42
Anexo 2. Correlación del momento del producto de Pearson-Relación de la concentración de microalgas con los parámetros fisicoquímicos	44

RESUMEN

La presente investigación consistió en evaluar las concentraciones de los grupos de microalgas (Bacillariophyta, Cyanophyta, Chlorophyta y Dinoflagellata) y su relación con los parámetros fisicoquímicos en el Estero Juan Venado, en el periodo de estudio de junio-noviembre 2016. Se tomaron tres puntos de muestreo en el área comprendida entre El Cedro Espín (P1), El Pozol (P2), La Camaronera (P3). Una vez al mes se tomaron las lecturas de los parámetros fisicoquímicos (oxígeno disuelto, temperatura, salinidad, pH, turbidez) y se recolectaron muestras de agua para evaluar las concentraciones de los géneros de microalgas. Se identificaron 4 grupos de microalgas con densidades poblacionales promedio Bacillariophyta 51,821.5 cel/mL, Chlorophyta 687,382. cel/mL, Cyanophyta 704.2 cel/mL, Dinoflagellata 6.1 cel/mL. Los parámetros fisicoquímicos de oxígeno disuelto variaron de 8.6 mg/L en noviembre en el P2 a 0.42 mg/L en octubre P2. El valor más alto de temperatura fue 32.1 °C en septiembre en P3 a 23 °C en noviembre P3. El valor de salinidad vario de 35 ppm en junio en el P1 y noviembre en P3 a 5 ppm en septiembre en P2 y octubre en el P2 y P3. El valor de pH más alto fue 8.6 en octubre en el P2 a 4.5 en julio en el P1. La turbidez varió de 60 cm en julio en el P1 y junio P1 a 8 cm en noviembre en el P3. De cada uno de los grupos estudiados el grupo que presentó las mayores concentraciones fue la división Bacillariophyta con 2 clases, 16 familias y 25 géneros; Cyanophyta 1 clase, 2 familias, 2 géneros; Dinoflagellata 1 clase, 2 familias y 2 géneros. A cada uno de los grupos estudiados se le aplicó el índice de correlación de Pearson entre las variables de concentración y parámetros fisicoquímicos. En la división de las Bacillariophyta hay correlación significativa entre concentración con pH ($r=-0.234$, $P=0.03698$) y oxígeno disuelto ($r=0.289$, $P=0.00925$). En Chlorophyta, hay correlación con oxígeno disuelto ($r=0.465$, $P=0.00000395$), salinidad ($r=-0.323$, $P=0.00258$) y turbidez ($r=-0.477$, $P=0.00000395$). En la división Cyanophyta solo hay correlación con oxígeno disuelto ($r=-0.262$, $P=0.0273$). Nuestros resultados sugieren que el valor bajo de la concentración de oxígeno disuelto en todo el periodo de estudio podría afectar la diversidad y abundancia de las microalgas.



I. INTRODUCCIÓN

El fitoplancton o microalgas son un conjunto de organismos que habitan en la columna de agua (Reynolds, 1984; Kilham & Hecky, 1988). Estos microorganismos se han utilizado como indicadores del estado trófico de los cuerpos de agua y son apropiados para determinar cambios relacionados con contaminación, cambios en la mineralización y eutrofización, ya que sus ciclos de vida son breves y responden de manera rápida a cambios ambientales (Boyd, 1998).

Pritchard (1967) define a un **Estuario** o **Estero** como una masa de agua costera, la cual posee un enlace libre con el mar abierto; dentro de esta, el agua de mar se disuelve con agua dulce proveniente del vaciado terrestre.

El Estuario Juan Venado es un Estero del tipo barrera. Esta barrera es la conocida Isla Juan Venado, la cual mide aproximadamente unos 22 km. En sus orillas crece una asociación de manglares con su fauna asociada. El Estero es accesible por direcciones opuestas, ya sea por Las Peñitas o Salinas Grandes (Anónimo, 1998).

La preocupación por el estado actual de los cuerpos de agua frente al cambio climático en el país ha venido en aumento; ya que de estos dependen la economía y salud de las comunidades aledañas. Es por esto que es de suma importancia la realización de este estudio sobre la relación de las concentraciones de microalgas con los parámetros fisicoquímicos del Estero Juan Venado.

En el Estero Juan Venado, se alojan distintas especies marinas tales como; peces, moluscos, crustáceos, etcétera; los cuales requieren para su óptimo desarrollo de la existencia de microalgas. Estas deben de estar en un ambiente propicio, sin variaciones bruscas de los parámetros fisicoquímicos, sin embargo, la contaminación de los cuerpos de agua a causa de las actividades antropogénicas, desechos de camarónicas, calentamiento global, etcétera, puede repercutir en la diversidad y abundancia de microalgas y verse amenazadas. También puede ocasionar que se produzcan floraciones algales que pueden ser nocivas y perjudiciales para el ecosistema del Estero Juan Venado, incluso para los pobladores de la zona, por lo cual se hace necesario determinar las concentraciones de los grupos de microalgas en relación con los parámetros fisicoquímicos del Estero Juan Venado.

Es de suma importancia realizar un estudio sobre la relación de los principales grupos de microalgas y con los parámetros fisicoquímicos (Oxígeno disuelto, temperatura, salinidad, pH y turbidez)



existentes en el Estero Juan Venado para poder conocer el estado actual de la salud del cuerpo de agua. Con la realización de este estudio se pretende beneficiar a la población ya que actualmente existe un vacío de conocimiento. Además, servirá como antecedentes para estudios futuros en la zona. Por lo tanto, las autoridades correspondientes podrían implementar acciones y alertar de que hay un problema para reducir el impacto negativo que se pueda provocar en perjuicio de las especies que habitan en el Estero Juan Venado y se logre la auto sostenibilidad del recurso.



II. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar las concentraciones de los grupos de microalgas (Bacillariophyta, Cyanohyta, Clorophyta y Dinoflagellata) y su relación con los parámetros fisicoquímicos en el Estero Juan Venado, en el área comprendida entre El Cedro Espín y La Camaronera, junio-noviembre 2016.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar los parámetros fisicoquímicos (oxígeno disuelto, temperatura, salinidad, pH, turbidez) en el Estero Juan Venado.
2. Definir los géneros y concentraciones de microalgas de los grupos Bacillariophyta, Cyanohyta, Clorophyta y Dinoflagellata presentes en las aguas del Estero Juan Venado.
3. Relacionar qué efecto tienen los parámetros fisicoquímicos en la distribución de microalgas en el Estero Juan Venado



III. MARCO TEÓRICO

3.1 SISTEMAS ESTUARINOS: GENERALIDADES Y CLASIFICACIÓN

3.1.1 Generalidades

Un **Estuario** o **Estero** se define **como** una masa de agua costera, la cual posee un enlace libre con el mar abierto, dentro de esta el agua de mar se disuelve con agua dulce la cual proviene del vaciado terrestre. Desde el punto de vista físico de un Estuario, se debe remarcar la importancia de los límites que manejan el repartimiento de las propiedades, la corriente y la combinación del agua. Así mismo se debe reconocer algunas semejanzas básicas en la distribución de la salinidad y la densidad, el modelo de circulación y los métodos de combinado (Pritchard, 1967).

Según Brenes (2001), un Sistema Estuarino puede estar dividido en tres zonas distintas: la **zona mareal** del río, la cual en su mayor parte es agua dulce, pero también está influenciada por las mareas; **zona de mezcál**, esta se caracteriza por ser la parte donde se mezclan las distintas aguas tanto dulce así como la que proviene del mar y por ende, por una diversificación de sus propiedades, y **zona costera**, esta se caracteriza por tener una mayor turbidez con respecto a las aguas adyacentes y es la zona costera del mar lindante.

En un Estuario típico, la salinidad disminuye de manera constante desde el mar hasta el río. La zona de alta salinidad del Estuario (30-35 ppm) se llama **zona polihalina**, salinidad media alrededor de 15 ppm constituye la **zona mesohalina**, y la región de baja salinidad (0-5 ppt) se denomina **zona oligohalina** (Day, Yañez-Arancibia, Kemp, & Crump, 2013).

3.1.2 Clasificación de los Esteros

Existen distintas formas de clasificar a los Estuarios. En nuestro caso, presentaremos la clasificación según su origen la cual de acuerdo Brenes (2001) son: **Estuarios de barrera**, los cuales están constituidos por arenas, colocadas paralelamente a la costa, por la acción de las olas. Estos son Estuarios planos, separados del océano. También se encuentra los de **origen tectónico**, los cuales son producidos por fallas, causan un área limitada de hundimiento dentro del flujo de los ríos. Los **Estuarios de planicies costeras**, se formaron como consecuencia, del aumento del nivel del mar, de modo que el océano irrumpió valles de ríos. Por último, los **Estuarios fiordos**, generalmente



tienen un depósito glacial, formando un umbral cerca de la entrada al mar, son valles glaciados con paredes verticales en forma de U.

3.1.3 Una red trófica típica de Estero

La descripción de una red trófica de Estero, que se presenta a continuación, es basada en Day et al. (2013). Una cadena alimentaria o red de alimentos radica en la transferencia de energía de los alimentos desde su origen en las plantas (productores primarios), la cual se da a través de una serie de organismos alimenticios entre sí. La dinámica trófica se refiere a la estructura de la producción y el consumo de alimentos, esta se produce y cambia con el tiempo.

La dinámica trófica de los Estuarios tiende a ser compleja (Ver figura 1). En primer lugar, casi siempre hay varios tipos de productores primarios en los Estuarios, incluyendo el fitoplancton como plantas de marismas, manglares, hierbas marinas y algas bentónicas. En el mar, prácticamente todo fitoplancton se consume con vida. En los Estuarios, muchas plantas no son muy importantes, pero mueren y se descomponen para poderse consumir. Este material en descomposición se llama **detritus orgánico** y la red trófica que soporta se llama **red alimenticia detrítica**. El detritus orgánico es un importante alimento en los Estuarios y redes tróficas. Sin embargo, la parte de la cadena alimenticia de los Estuarios más fácilmente identificable es el pastoreo basado en el fitoplancton. Los productores primarios son comidos por el zooplancton, el cual luego es comido por pequeños peces planctívoros. Estos peces pueden ser anchoas o sardinas. El fitoplancton sirve de alimento a las larvas de los peces más grandes.

La dinámica trófica de los Estuarios tiende a ser compleja. En primer lugar, una variedad de plantas crece en aguas poco profundas (por ejemplo, las hierbas de pantano, hierbas de mar y algas bentónicas). En segundo lugar, existe un importante flujo de alimentos y nutrientes inorgánicos de la columna de agua a la parte inferior, así como en la dirección opuesta. Los animales bentónicos, como ostras, almejas y mejillones, son filtradores. Hay otros organismos bentónicos que viven en zonas de corrientes débiles, ellos se mueven sobre y a través de los sedimentos y toman alimento del propio sedimento. Estos son llamados **alimentadores de depósito** e incluyen gusanos, anfípodos y una serie de otros pequeños organismos. También existe un gran número de organismos que no habitan en el fondo. Estos incluyen una variedad de invertebrados, peces y aves. De hecho, la

mayoría de las especies de peces que se encuentran en los Estuarios tienen adaptaciones para la alimentación inferior.

El flujo de energía de los alimentos va desde la parte superior donde está el fitoplancton hasta la parte profunda (fondo). Estos carnívoros superiores lo conforman muchas especies de peces, incluyendo la trucha de mar, róbalo rayado, y la platija, aves como las gaviotas y mamíferos como las focas y delfines. La dinámica trófica del Estuario se caracteriza por una variedad de productores primarios; pastoreo y de las cadenas de alimentos detriticas; un alto grado de interacción entre la columna de agua y fondo; una compleja red de alimentos altamente interconectados; y un gran número de generalistas.

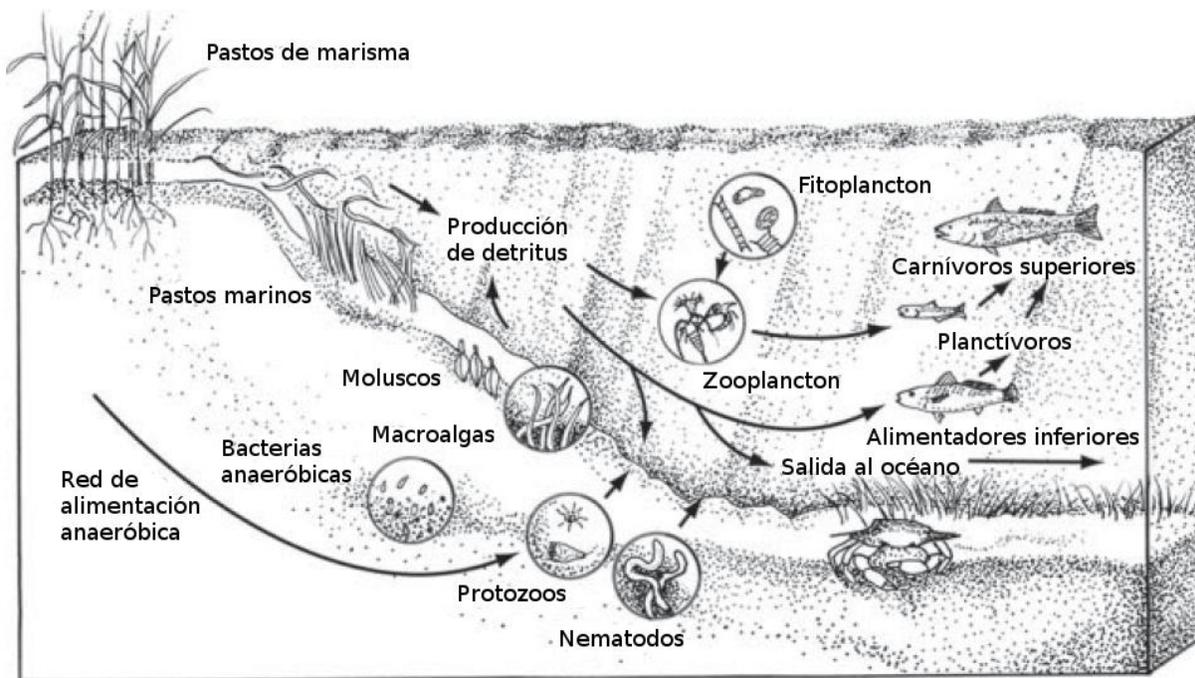


Figura 1. Diagrama de red de alimentos para un ecosistema de Estuario típico. Las líneas negras y las flechas indican el flujo de alimentos desde el origen hasta el consumidor. Fuente: Day et al. (2013).

3.1.4 Importancia de los Estuarios

Los sistemas Estuarinos son unos de los más productivos del mundo, debido a que entra una gran cantidad importante de nutrientes desde el continente, partículas de materia orgánica y sedimentos transportados principalmente por los ríos. Es por esto que cumplen un rol natural importantísimo



como sitios de reproducción, desarrollo y crecimiento de muchas especies de animales y plantas Estuarinas. También de muchas especies marinas que remontan hacia el Estuario durante el periodo reproductivo. Además, hacen grandes aportes de energía a las áreas costeras adyacentes, teniendo por ello una gran importancia para las pesquerías (Stuardo & Valdovinos, 1981).

3.2 ESTERO JUAN VENADO

3.2.1 Generalidades

El Estero Juan Venado está limitado en un extremo por el estero llamado comúnmente el Estero de Las Peñitas y por el otro extremo el de la Garita. Sus principales afluentes de agua dulce son el Río Viejo hacia el noreste y el Río Chiquito hacia el noroeste (Silvia, 2001). Ocupa la costa de inmersión que se extiende desde Cosigüina hasta Puerto Sandino (Fundación Nicaragüense para el Desarrollo Sostenible, 1999). Es un Estuario tipo barrera, esta barrera arenosa es la conocida Isla Juan Venado. La isla mide unos 22 km de longitud, con una anchura que varía de 30 m las partes más angostas, hasta 250 m en la más ancha (Anónimo, 1998).

Los suelos de los manglares son lodos orgánicos producto de la acción retenedora de las raíces que los afianzan y de los desechos de los árboles. Contienen muchos nutrientes que son básicos para sostener la rica cadena alimenticia de todo el ecosistema, del cual también se nutren invasores marinos que llegan durante las mareas altas (Jiménez, 1994).

3.2.2 Flora y Fauna

En la zona donde se encuentra situado el Estero se puede encontrar gran variedad de flora, entre las más significativas se encuentran, mangle rojo (*Rizophora sp*), agelí (*Laguncularia racemosa*), palo de sal (*Avicennia bicolor*) y mangle negro (*Avicennia germinans*) (Salas, 1993). En el área costera hay uva de playa (*Coccoloba uvifera*), botoncillo (*Conocarpus erectus*), manzanillo (*Toxicodendrum striatum*), aroma (*Acacia dealbata*) y espino de playa (*Bravaisia integerrima*) (Reyes, 2001).

En la Evaluación Ecológica Rápida (2001), se registró un total de 77 especies de aves, de las que se reportan 18 especies migratorias y 5 migratorias que son residentes en el país, y de estas se encuentran 11 en los listados de CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres) y 14 con regulación nacional. Se reportan 8 especies de



mamíferos (4 son murciélagos), 10 especies de reptiles. Se pueden encontrar especies como *Lepidochelis olivacea* y *Crocodylus acutus*. (Instituto Nicaragüense de Recursos Naturales y del Ambiente [IRENA], 1992).

Según IRENA, se reportan 63 especies, una gran mayoría de interés comercial. Como lo son las conchas negras *A. tuberculosa* y *A. similis*, el punche (*Ucides occidentalis*) y tihuacales (*Cardisoma macrasum*). Los camarones se agrupan en 5 especies, predominando *Penaeus vannamei* (IRENA, 1992).

3.3 MICROALGAS

3.3.1 Generalidades del Fitoplancton

El término **fitoplancton** proviene del griego φυτόν (phyton - planta) y πλαγκτός (planktos - errante). Es un conjunto de organismos microscópicos fotosintetizadores que se encuentran en la columna de agua (Reynolds, 1984; Kilham, & Hecky, 1988).

La biomasa de las microalgas está compuesta por 20-30% de lípidos, de 40-50% de proteínas y de la parte sobrante está dividida entre los carbohidratos, que en determinadas microalgas pueden llegar hasta el 55% de la biomasa, y otros compuestos de mínimo valor (Borowitzka 1988, Benemann et al., 1998; Spolaore et al., 2006). Las microalgas se componen así en el producto del más eficaz estado de producción de biomasa en el ciclo de la naturaleza, siendo reconocidas como un buen recurso medioambiental y biotecnológico (Borowitzka, 1988; Benemann et al., 1998; Spolaore et al., 2006).

A diferencia de las bacterias, hongos y levaduras, las microalgas por su acción fotosintética pueden lograr grandes beneficios simplemente utilizando energía solar adecuada y una fuente de carbono como el CO₂ o bicarbonatos, asimismo de nutrientes de fácil disponibilidad (Olguín, 1984; Behrens, 1999).

Debido a los diferentes lípidos y de otros compuestos poco comunes que pueden sintetizar las microalgas estas tienen la capacidad de desarrollarse en medios diferentes y desfavorables (Guschina & Hardwood, 2006). Dependiendo de la especie de microalga puede desarrollarse sobre un sustrato orgánico, con o sin presencia de luz (Travieso & Benítez, 1998; Behrens, 1999; Miao & Wu, 2006).



Hábitat

Las microalgas crecen en cuerpos de agua cerrados que permanecen en un mismo lugar sin correr ni fluir como lagos, lagunas y embalses y estanques para acuicultura. También en ambientes lóticos, es decir, agua fluvial como manantiales, ríos, arroyos, cascadas y canales. Los parámetros fisicoquímicos en lagos y ríos varían de acuerdo a las características del medio. El término **aguas interiores** es utilizado para abarcar la variedad de intervalos en los sistemas acuáticos continentales (Wehr, 2003).

Tipos de alimentación de las microalgas

Por lo general, las microalgas son conocidas como los productores primarios de biomoléculas sintetizadas a partir del cambio de la energía lumínica a energía química. Sin embargo, no todas las especies de microalgas son fotoautotróficas (Romo, 2002).

Existen 4 tipos de alimentación de las microalgas; alimentación fotoautótrofa, alimentación fotoheterótrofa, alimentación mixotrófica y alimentación heterótrofa. La **alimentación fotoautótrofa**, las microalgas producen sus alimentos a través de la energía del sol y el carbono de compuestos inorgánicos; **alimentación fotoheterótrofa**, radica principalmente por ser la parte donde las microalgas reciben la energía del sol y utilizan compuestos orgánicos como fuente de carbono; **alimentación mixotrófica**, consiste en que las microalgas son capaces de crecer bajo procesos tanto autótrofos como heterótrofos, de manera que la fuente de energía es tanto la luz como la materia orgánica y el carbono lo obtienen tanto de compuestos orgánicos como inorgánicos, y la **alimentación heterótrofa**, reside en que los compuestos orgánicos proporcionan tanto la energía como la fuente de carbono. Es decir, existen algas que pueden crecer bajo ausencia de luz, como por ejemplo *Chlorella protothecoides* (Ruiz, 2011).

Reproducción de Microalgas

La multiplicación de las microalgas se da principalmente por reproducción asexual, es decir, por simple división celular. Las microalgas se desarrollan acumulando suficiente materia orgánica y cuando esta ha conseguido duplicar su material, se divide en dos pequeñas microalgas que contienen, igual información genética a fin de perpetrar de nuevo el ciclo (López & Catzim, 2010). El desarrollo de las microalgas en condiciones de cultivo puede ser restringido por los niveles de



nutrimentos inorgánicos, así como por las técnicas de manejo en las unidades de cultivo y su reproducción se lleva a cabo por mitosis (Prieto et al., 2005).

Los ciclos de vida de las microalgas incluyen la formación de esporas de resistencia, con las cuales sobreviven durante periodos desfavorables y como una forma de conservar su diversidad genética, incluye procesos asexuales y sexuales, se define por el sitio donde ocurre la meiosis durante la reproducción sexual. En el ciclo cigótico, la meiosis ocurre después de la germinación del cigoto, sus productos son haploides y sólo el cigoto es diploide. Este ciclo se presenta en la mayoría de los grupos fitoplanctónicos. En el ciclo gamético la meiosis ocurre durante la diferenciación de los gametos por lo que el organismo de vida libre es diploide, éste se presenta principalmente en las Bacillariophyta (Bold & Wynne, 1985).

Características adaptativas de las Microalgas

Algunas características como la resistencia al hundimiento, habilidad para la absorción rápida de nutrientes cuando se encuentran disponibles en el medio y almacenarlos intracelularmente cuando disminuyen son algunas de las características que poseen los grupos que integran a las microalgas y como resultado estas presentan notables similitudes morfológicas como respuesta al medio físico en el que habitan. Por ello, a fin de mantenerse en la capa iluminada de las aguas naturales, sólo las formas más pequeñas tienden a ser redondeadas y las medianas y grandes muestran algún grado de alargamiento o poseen apéndices, prolongaciones, cuernos, espinas y otras estructuras que aumenta tanto la fricción con el agua como la relación superficie/volumen para la absorción de nutrientes (López & Catzim, 2010).

3.3.3 Importancia y principales usos de las microalgas

Las microalgas son de vital importancia ambiental ya que fijan más del 40% del carbono de la tierra, además de ofrecer a la biósfera una considerable proporción de oxígeno (Bitog et al., 2009). Las algas son de mucha importancia por la producción de diversos compuestos de interés comercial; estas no tienen que competir con tierras de cultivo y pueden hacer uso de residuos como fuente de nutrientes (Bitog et al., 2009).

La importancia del fitoplancton en la calidad de agua radica en que es un componente importante en las cadenas tróficas, ya que constituyen la base de la cadena alimentaria, representa un sistema



eficiente para la bioconversión de la energía luminosa asociada a la utilización de los elementos nutritivos (nitrógeno, fósforo y otros elementos como hierro, cobre, molibdeno y silicio) en materia orgánica, alimento disponible para el resto de la biota acuática, proporciona cerca del 70% de oxígeno atmosférico, y juega un papel importante en el reciclaje de nutrientes (Martínez & Zapata, 1997).

Las microalgas a nivel industrial han sido utilizada para la elaboración de diferentes compuestos químicos debido a las propiedades y nutrientes básicos que estas contienen (Robledo, 1990; Guzmán del Proo, 1993). Uno de los productos más rentables extraídos de las algas son los ficocoloides (alginatos, carragenanos y agar); los cuales se utilizan como gelificantes y emulsificantes en la industria alimenticia, cosmética, farmacéutica, bacteriológica y bioquímica (Hoppe et al., 1979; Chapman & Chapman, 1980; Castro, 1997).

Farmacológicamente, se han utilizado en tratamientos de parasitosis, desórdenes gastrointestinales, hipertensión, problemas urinarios e hipocolesterolemia y actualmente se emplean algunas algas en la medicina homeopática y naturista (Martínez, 1991). González et al. (1991) explican que es posible el uso de las algas marinas en la alimentación animal, utilizándolas como complemento para la dieta de ovejas, vacas y gallinas, ya que elevan la cantidad y calidad de la lana, leche y huevos; aumentan la fertilidad y reducen las enfermedades infecciosas.

3.3.4 Eutrofización

La eutrofización se considera como el proceso natural en el incremento de las aguas con nutrientes, a un ritmo tal que no puede ser compensado por la mineralización total, lo que provoca una baja de oxígeno en aguas profundas a causa de la descomposición de la materia orgánica (Margalef, 1991). Uno de los componentes biológicos clave del desarrollo de los procesos eutróficos es el aumento de los productores primarios (Dolbeth et al., 2003; Höfle et al., 1999; Western, 2001).

El aumento en la concentración de nutrientes beneficia el desarrollo de ciertas poblaciones de microalgas (Carpenter & Cottingham, 1997; Howarth et al., 2000; Muylaert et al., 2002; Sohrin et al., 1997; Weisner et al., 1997; Weithoff et al., 2000) responsables de la actividad fotosintética y que por lo tanto produce una gran cantidad de biomasa y de oxígeno disuelto (Smith & Smith, 2001). El fitoplancton sirve de sustento para una segunda respuesta a nivel de los consumidores primarios, obteniendo como resultado una “explosión” del bacterioplancton (Höfle et al., 1999)



que se le atribuye consumir gran parte del oxígeno disuelto del agua (generando condiciones de anoxia). Por lo general también se incrementa la cantidad de sólidos en el cuerpo de agua, creciendo la turbidez del medio y disminuyendo la incidencia de la radiación fotosintéticamente activa (Fontúrbel, 2004; Smith & Smith, 2001), ocasionando un efecto en cascada sobre grupos clave de animales y plantas del medio acuático (Achá & Fontúrbel, 2003). No todas las microalgas que están expuestas a los mismos procesos eutróficos presentan iguales características de adaptación a las concentraciones de nutrientes del medio. Este proceso generalmente va acompañado de una disminución de la diversidad, se reduce la equidad de la comunidad en un aparente control de tipo bottom-up (Fretwell, 1977; Fretwell, 1987; Mengue, 1992; Mengue, 2000), donde tienden a prevalecer ciertos grupos eurioicos, en deterioro de la disminución y dispersión de otros, afectando así la comunidad. Dependiendo de la naturaleza de los contaminantes que se crean en el proceso eutrófico, se presentan ciertos grupos característicos que se han manifestado como buenos indicadores ambientales (Terrel & Bytnar, 1996).

3.3.5 Principales grupos de fitoplancton a estudiar

El fitoplancton presenta una gran biodiversidad, encontrándose diversas especies en función de las condiciones naturales del lugar y de la presencia o ausencia de nutrientes, episodios de eutrofización, etc.

Los principales grupos de fitoplancton a estudiar son *Bacillariophyta*, *Cyanophyta*, *Chlorophyta*, y *Dinoflagellata*.

Bacillariophyta

Bacillariophyta son organismos unicelulares que son componentes importantes del fitoplancton como fuentes primarias de alimento para el zooplancton tanto en hábitats marinos como de agua dulce. La mayoría de las *Bacillariophyta* son planctónicas, pero algunas son habitantes inferiores o crecen en otras algas o plantas (University of Carolina – Museum of Paleontology, s.f.).

Excepto por sus gametos masculinos, las *Bacillariophyta* carecen de flagelo, en su lugar muchas de estas logran locomoción de secreciones controladas en respuesta a estímulos físicos y químicos externos. Tienen conchas únicas, que sirven como su pared celular. Las conchas superpuestas, o



frustules que rodean el protoplasma de la Bacillariophyta se hacen de la sílice opalina polimerizada. La identificación de las especies se basa en las marcas delicadas en sus frustules, que comprenden un gran número de minúsculas depresiones, poros y pasadizos de forma intrincada que ponen en contacto la membrana celular de la Diatomea con el ambiente. Los frustes de Bacillariophyta se han acumulado durante millones de años para formar la sustancia fina y friable conocida como tierra de Bacillariophyta, que tiene una variedad de usos (por ejemplo, para filtración y aislamiento). Los restos de Bacillariophyta tanto en sedimentos marinos como de agua dulce son también importantes como indicadores de las condiciones paleoambientales en el momento en que se formaron los sedimentos.

Los bacilarófitos tienen plastidios parduscos que contienen clorofilas a y c y fucoxantina. El medio primario de reproducción es asexual, por división celular. La mayoría de las Bacillariophyta son autotróficas, pero algunas son heterótrofas obligadas (deben absorber carbono orgánico) porque carecen de clorofila por completo. Algunas Bacillariophyta incluso carecen de sus frustules distintivos y viven simbióticamente en los protozoos marinos grandes, proporcionando el carbón orgánico para sus anfitriones.

Cyanophyta

Las Cyanophyta, también llamadas cianobacterias, son microorganismos procarióticos que carecen de membrana nuclear. Presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila y carotenoides como las xantofilas (mixoxantina, flavacina, luteína y zeaxantina) y ficocianina un pigmento de color azul por el cual se les denomina como algas verde azules. Las Cianobacterias son en general organismos fotosintetizadores, pero algunas viven heterotróficamente. Estas microalgas comparten con algunas otras bacterias la capacidad de usar N_2 atmosférico como fuente de nitrógeno y pueden ser unicelulares o pluricelulares. La reproducción de las algas verde azules se lleva a cabo a través de división celular por fragmentación de colonias o de filamentos y por esporas. Presentan una pared celular similar a la de las bacterias, en el citoplasma se distingue una zona central o centroplasma donde se encuentra el ADN y otra periférica o cromoplasma donde están los corpúsculos con los pigmentos. Pueden vivir en ambientes acuáticos, sobre rocas y árboles, en aguas termales soportando temperaturas de hasta $90^\circ C$ y en simbiosis con hongos formando líquenes (Lee, 2008).

Chlorophyta



Son algas verdes que se encuentran distribuidas por todo el mundo y su tamaño comprende desde las microscópicas, unicelulares, hasta las grandes algas formadas por filamentos de considerable longitud. Todas contienen clorofila, lo que les permite sintetizar sustancias alimenticias a partir de materias minerales, adicionalmente tienen carotenoides como la luteína y su alimento los almacenan en forma de almidón (Lee, 2008). Su reproducción puede ser sexual o asexual; incluso algunas especies presentan una reproducción con alternación de generaciones. El 90% de las Chlorophyta son de hábitat de agua dulce y el 10% de hábitat marino. Las especies de agua dulce son cosmopolitas y las marinas tienden a estar en aguas tropicales (Lee, 2008).

Dinoflagellata

Los Dinoflagellata son organismos unicelulares, los cuales corresponden a un grupo del fitoplancton marino de carácter cosmopolita. Se distribuyen en función de la temperatura, salinidad y profundidad, y sus características morfológicas y requerimientos nutritivos los hacen exitosos desde el punto de vista reproductivo, donde la estabilidad en la columna de agua es mayor y la concentración de nutrientes más baja (Tomas, 1997). Los Dinoflagellata fluctúan entre diversos tamaños, por lo que se les ubica dentro del microplancton, y pueden ser divididos en dos grandes grupos diferenciados por la presencia o ausencia de placas de naturaleza celulósica en su pared celular o anfiesma. De acuerdo a esta característica se les denomina tecados o atecados, respectivamente. Presentan cloroplastos en forma de discos o varillas con clorofilas a y c y algunas xantofilas específicas como la peridininina. Por tanto, las distintas combinaciones de pigmentos les proporcionan una coloración amarilla, pardo amarillenta, parda, verde azul, etc. Dentro de este grupo los representantes más comunes son los Gymnodiniales (Dinoflagellata desnudos o desprovistos de caparazón) y los Peridinales (Dinoflagellata con el cuerpo recubierto por un caparazón) (Tomas, 1997).

3.3.5 Factores reguladores del crecimiento en microalgas

Las condiciones ambientales como la luz, temperatura, pH, entre otras afectan el crecimiento y la asimilación de nutrientes en las microalgas (Stevenson, Bothwell, & Lowe, 1996). La luz es la fuente de energía que lidera las reacciones fotosintéticas, por lo que la calidad, cantidad y fotoperiodo deben ser considerados al trabajar con microalgas ya que estas varían de acuerdo al tipo, afectando al crecimiento y a la síntesis de compuesto orgánicos como lípidos, carbohidratos y



proteínas, si la intensidad de la luz es muy fuerte se da el efecto de fotoinhibición, disminuye su crecimiento (Barsanti & Gualtieri, 2006).

La temperatura también regula el metabolismo de las microalgas, así como también la composición de la biomasa y la velocidad de crecimiento, siendo el rango óptimo para la mayoría de microalgas, entre 18 y 22°C (Helm, Bourne, & Lovatelli, 2006).

Con relación al pH, el rango óptimo de la mayoría de microalgas se encuentra entre 7 y 9 (Torrentera & Tacón, 2009), siendo tolerables valores superiores a éstos, ya que valores ácidos generalmente provocan la muerte de las microalgas. Además, puede dañar la solubilidad de varios compuestos en el medio de cultivo, por lo que a un pH elevado disminuye la asimilación de ciertos metales traza (Richmond, 2004). Diversos valores de pH ocasionan disociación de ciertas sales en sus componentes, estos últimos pueden tener efecto tóxico o inhibitorio para el crecimiento microalgal (González, 2000).

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

3.3.6 Mediciones de las concentraciones de microalgas



El objetivo de contar algas no es solamente establecer la población (densidad) de células por mililitro que hay en un recipiente, sino también determinar numéricamente el grado de división celular en un determinado tiempo. Los resultados permiten estimar en cierto modo la situación de un cultivo y relacionarlo con la curva de crecimiento de esa población algal (Weber, 1973).

El método empleado para contar algas es sencillo. Implica el uso de un dispositivo que permita el conteo. De todos los dispositivos conocidos el más usado en los laboratorios marinos comerciales de nuestro medio es el hemocitómetro. Para fines de investigación también se usa la cámara Palmer-Maloney, Sedgwick-Rafter y Petroff- Hausser.

Por lo general, estos dispositivos son usados para contar algas que se cultivan en recipientes, pero no necesariamente son muy convenientes para contar poblaciones naturales. Los métodos para estimar biomasa de algas de ambientes naturales generalmente requieren de la sedimentación del plancton (Branco, 1978).

Principales cámaras utilizadas para la cuantificación de microalgas

La cámara de Palmer-Maloney 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 para realizar conteos tanto de nanoplánctónicas ($> 20\mu\text{m}$). La cámara se llena por una de las dos ranuras que posee en su parte media y luego se cubre con el cubre objetos. (Palmer & Maloney, 1954).

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

Existen diferentes tipos de cámara Neubauer o Hematocitometro, uno de ellos tiene 0.1 mm de profundidad y posee una grilla Neubauer, dividida en nueve cuadros de 1 mm de lado cada uno, algunos de los cuales tienen subdivisiones, con lo cual es posible contar células en un área conocida. El volumen de muestra en cada una de estas áreas es de 0.0018 ml. Otro tipo de hematoci-



tometro tiene 0.2 mm de profundidad y posee una grilla Funchs-Rosenthal consiste en dieciséis cuadros, cada uno de 1 mm de lado, que están a su vez subdivididos en otro 16 de 250 μm de lado cada uno.

Para conteos de células sanguíneas se utiliza principalmente la cámara Petroff-Hausser su uso no es frecuente en trabajos de planctología. Tiene 0.02 mm de profundidad y posee una grilla Neubauer. El volumen total de la muestra es de 0.000018 ml.

3.3.8 Estudios recientes en microalgas en Nicaragua y Mesoamérica

Hernández Gutiérrez (2004) determinó cualitativa y cuantitativamente los grupos de microalgas en tres Esteros del Pacífico de Nicaragua, mayo-noviembre 2002. El Estero de Lucia y el Orégano presentaron factores ambientales similares, se identificaron cuatro grupos de microalgas con densidades poblacionales promedios similares, el grupo de Cyanophyta presentó 4,000,000 cel/mL, Chlorophyta 2,000,000 cel/mL, Bacillariophyta 6,000,000 y Euglenofitas con densidades de 5,000 cel/mL en ambas zonas. El Estero Real presentó condiciones ambientales diferentes debido a la presencia de granjas camaroneras, obteniendo una población de Cyanophyta por encima de los 8,000,000 cel/mL, Chlorophyta 3,000,000 cel/mL, Bacillariophyta 885,000 cel/mL y Euglenofitas por encima de 1,000 cel/mL. Se logró identificar 37 especies de microalgas de las cuales de la división de Cyanophyta 11 (29.7 %), Chrysophyta 11 (29.7%), Chlorophyta 12 (32.4%) y Euglenophyta 3 (8.1%).

Trujillo Urbina (2009) determinó la diversidad de microalgas presentes en las aguas Estuarinas de la comunidad: Las Peñitas- Poneloya. León-Nicaragua. En el período de noviembre del 2008 a enero del 2009. Se tomaron tres puntos de muestreos el primero en los Viveros, en Las Piedras y el tercero en la comunidad del Estero de Poneloya, Puerto Mantica. Durante 5 semanas se tomaron lecturas de los parámetros fisicoquímicos (oxígeno, salinidad y temperatura) y recolectaron muestras de agua. La diversidad de microalgas encontradas se dividieron en cuatro grupos que son: Bacillariophyta con 24 especies (75%), Chlorophyta con dos especies (6.25%), Cyanophyta con cuatro especies (12.5%), y los Dinoflagellata con dos especies (6.25%). Las especies que presentaron mayor abundancia fueron *Chaetoceros*, *Tetraselmis*, *Amphora*, *Navicula* y *Thalassiosira*.



López Santana y Méndez Zepeda (2013) realizaron un estudio con el objetivo de determinar las concentraciones de los grupos Bacillariophyta, Cyanohyta, Clorophyta y Dinoflagellata y relacionarlas con los parámetros fisicoquímicos (Oxígeno disuelto, temperatura, salinidad, pH, turbidez) en las aguas del Estero Real, Chinandega de junio-noviembre 2013. López Sánchez (2016) continuó el estudio en el periodo diciembre 2013-mayo 2014. Se tomaron 10 puntos de muestreo, desde la Cooperativa Herrera Membreño hasta AGRIMAR II (23 km). Una vez al mes se tomaron lecturas de los parámetros físicoquímicos (salinidad, oxígeno, temperatura, pH y turbidez) y recolectaron muestras de agua para evaluar las concentraciones de los géneros de microalgas. Se encontró que de los distintos parámetros que fueron medidos en el periodo junio-noviembre 2013, los grupos que presentaron relación con los parámetros fue la concentración de la salinidad del agua. Esta concentración en orden decreciente fue Dinoflagellata con un total de cel/mL de (646), Bacillariophyta (8,010), Cyanohyta (20,802) y Clorophyta (363,675) obtenidos por López Santana y Méndez Zepeda (2013). López Sánchez (2016) en diciembre 2013-mayo 2014, encontró que los valores de temperatura oscilaron entre los 28 y 32 °C. La salinidad mostró tendencia a crecer en el tiempo y se evidencia la estratificación salina a lo largo del río. De los cuatro grupos de microalgas estudiados las Clorophyta presentaron las mayores concentraciones de cel/mL con un total de (198,998), seguido de las Cyanohyta (10,688), Bacillariophyta (2,963) y Dinoflagellata (6). Las Clorophyta y Cyanohyta presentaron relación negativa con respecto a la salinidad mientras que las Bacillariophyta y los Dinoflagellata presentaron relación positiva.

En Mesoamérica, se han realizado diversos estudios sobre las concentraciones de microalgas en distintos cuerpos de agua, a continuación presentaremos dos estudios de los más recientes:

Orduña Medrano (2012) determinó la distribución y abundancia del fitoplancton nocivo en la zona costera de Tuxpan-México y la relación espacio-temporal con respecto a los parámetros fisicoquímicos en un ciclo anual febrero 2011 - febrero 2012. Se tomaron en cuenta 6 sitios de muestreo, 3 en la Laguna de Tampamachoco y 3 en la parte marina frente a Playa Azul y Barra Galindo. Los sitios con mayor riqueza fueron el S3 con 169 especies, el S6 con 136 y el de menor riqueza fueron el S1 y S2 con 117 y 118 especies, respectivamente. Se encontró mayor riqueza en junio y menor en julio. La mayor abundancia de fitoplancton se registró en los meses de febrero, marzo y abril en los sitios S1, S2 y S3. Las especies más abundantes fueron *Rhizosolenia imbricata*, *Thalassionema nitzschoides* y *Karenia brevis*. Los valores más altos de diversidad se registraron en época



de lluvias y los valores de abundancia fueron mayores en época seca en abril. La temperatura y salinidad fueron determinantes en la distribución de las especies así como los cambios continuos en el aporte de nutrientes, producto del arrastre de los ríos.

Guerrón Navarrete (2015) evaluó la concentración de microalgas presentes en la laguna de Monte Redondo, Honduras y su relación con diferentes características fisicoquímicas del agua entre junio-julio 2015. Se analizó el perfil de calidad de agua en tres zonas a diferentes profundidades, identificando para cada sección las especies mayoritarias de microalgas. Asimismo, se determinó la concentración de biomasa presente en términos de concentración de clorofila a y las alternativas de aprovechamiento de esta a partir de las especies identificadas en la Laguna de Monte Redondo. Las variables con mayor influencia sobre la concentración de microalgas fueron la temperatura a diferentes profundidades; ya que se obtuvo diferencias significativas en la concentración de clorofila a ($P < 0,05$). Se encontró la presencia de 62 especies de microalgas, teniendo variación de 35 a 45 especies/géneros de microalgas por zona y siendo los mayoritarios *Chlorella* y *Scenedesmus*.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Área de estudio

El presente estudio se realizó en el Estero Juan Venado, Departamento de León, Nicaragua. Este Estero es del tipo barrera, la cual es conocida como Isla Juan Venado. Esta barrera mide aproximadamente 4,200 ha, y alrededor de 600 m de ancho. Presenta un clima tropical de Sabana con estaciones secas de 4 a 6 meses (noviembre – abril), con una precipitación de 1,600 a 1,800 mm anuales, con una temperatura de 20° a 25°C. Se caracteriza por una vegetación de manglar y bosque tropical seco, donde se reproducen y alimentan diferentes especies faunísticas (Peralta, 2000).

4.2 Muestreo

Los muestreos se realizaron en un área de 3 km, una vez al mes, en el período junio-noviembre de 2016. Se tomaron tres puntos de muestreo: El Cedro Espín (P1) (12°20'7.24"N, 86°58'48.64"O), El Pozol (P2) (12°19' 37.85 N, 86°58' 02.76"O) y La Camaronera (P3) (12°19'20.36"N, 86°57'32.26"O). La toma de las muestras se hizo siempre en marea alta.

Los parámetros fisicoquímicos se midieron en el centro de cada punto de muestreo del Estero Juan Venado (ver Figura 2a-d) siguiendo la metodología planteada por Vicente, Hoyos, Sánchez y Cambra (2005) para oxígeno disuelto, temperatura, salinidad y pH y para turbidez, Sainz (2003). El nivel de oxígeno disuelto y los grados de temperatura se determinaron utilizando un oxigenómetro



Figura 2. Medición de parámetros fisicoquímicos,. a) Medición de temperatura y oxígeno disuelto, b) Medición de salinidad, c) Medición de turbidez, d) Medición de pH, e) Toma de muestra de agua

Fisher Scientific. La salinidad se obtuvo usando un refractómetro Grand Index. El pH se midió con un pH-metro pH Testr® 20 y finalmente la turbidez se midió con un disco de secchi.

4.3 Identificación de grupos de algas y conteo celular

Las muestras de agua se tomaron usando un tubo PVC de 0.05 m de diámetro por 1 m de largo. Se introdujo el tubo al agua y una vez lleno, se tiró de una cuerda con una pelota fija en el extremo inferior para impedir el escape del agua (ver Figura 2e). Luego el agua se depositó en una cubeta a partir de la cual se llenaron tres envases de 100 mL respectivamente rotulados. A cada frasco se le agregó 4 gotas de lugol neutro. Posteriormente, las muestras se colocaron en un termo y fueron transportadas al Laboratorio de Genética Molecular de la UNAN-León para su cuantificación e identificación.

Previo a la realización de cada una de las lecturas, se homogenizaron gentilmente las muestras. La cuantificación de los organismos fitoplanctónicos se hizo con dos tipos de cámaras de conteo celular: Cámara Neubauer utilizada únicamente para el conteo de las Chlorophyta (Figura 3) y la Cámara Sedgwick-Rafter usada para conteo e identificación de Bacillariophyta, Cyanophyta y Dinoflagellata (Vicente et al., 2005).

Se identificaron los grupos de fitoplancton encontrados en el Estero Juan Venado, de forma comparativa usando el manual de plancton típico en camaroneras recopilado por Ching (s.f).

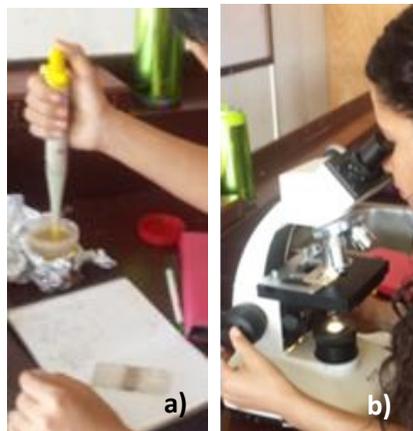


Figura 3. Conteo e identificación de microalgas, a) Montaje de muestra de agua en cámara de Neubauer, b) Conteo e identificación de microalgas.



4.4 Matriz de operacionalización de las variables

Variable Dependiente	Definición conceptual	Dimensión	Indicador	Medida de expresión	Ítems
Microalgas	El término fitoplancton proviene del griego φυτόν (phyton - planta) y πλαγκτος (planktos - errante). Es una comunidad de organismos microscópicos fotosintetizadores que viven suspendidos en la zona fótica de la columna de agua, algunas especies son heterotróficas por cortos periodos, (Reynolds, 1984; Kilham & Hecky, 1988).	Bacillariophyta	<ul style="list-style-type: none">• Concentración• Índice de diversidad	<ul style="list-style-type: none">• cél/mL• Índice de Shannon	Muestra de agua
		Cyanohyta	<ul style="list-style-type: none">• Concentración• Índice de diversidad	<ul style="list-style-type: none">• cél/mL• Índice de Shannon	Muestra de agua
		Clorophyta	<ul style="list-style-type: none">• Concentración• Índice de diversidad	<ul style="list-style-type: none">• cél/mL• Índice de Shannon	Muestra de agua
		Dinoflagellata	<ul style="list-style-type: none">• Concentración• Índice de diversidad	<ul style="list-style-type: none">• cél/MI• Índice de Shannon	Muestra de agua



Variables Independientes	Definición conceptual	Dimensión	Indicador	Medidas de expresión	Ítems
Parámetros fisicoquímicos	Son los que definen las características del agua que responden a los sentidos de la vista, del tacto, gusto y olfato como pueden ser los sólidos suspendidos, turbidez, calor, sabor, olor, conductividad y resistividad.	Oxígeno Disuelto	Oxígeno Disuelto	mg/L	Muestreo
		Temperatura	Temperatura	°C	Muestreo
		Salinidad	Salinidad	ppm	Muestreo
		pH	pH	Concentración de iones hidrógeno	Muestreo
		Turbidez	Turbidez	Cm	Muestreo



4.5 Análisis estadístico

Para el análisis de los datos, se utilizó el programa SigmaPlot ver 12.5 (Systat Software, 2011). Primeramente, se realizaron tablas para presentar los estadísticos descriptivos de todas las variables estudiadas por punto de muestreo y por mes. También se realizó la limpieza de datos, excepto para la División Dinoflagellata debido a que son pocos datos, utilizando un gráfico de cajas para eliminar los extremos. Se pretendía realizar un ANOVA, debido a que los datos no pasaron la prueba de normalidad Shapiro-Wilk (1965), ni la prueba de igualdad de varianza Levene (1960), se hizo el ANOVA en rangos de Kruskal-Wallis (1952) y una prueba de comparación múltiple de Dunn (1959). De igual manera se pretendía realizar una prueba de regresión múltiple lineal, pero debido a que no se cumplen los requisitos para realizar este tipo de análisis, se procedió a hacer una prueba de correlación de Pearson.



V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Valores medios de parámetros fisicoquímicos por mes y por localidad

El valor medio de temperatura fue 29.4°C variando de 31.9 °C en septiembre en P2 a 23 °C en noviembre P3. El oxígeno disuelto medio fue de 2.2 mg/L con un rango de 8.6 mg/L en noviembre en el P2 a 0.48 mg/L en octubre P1. El valor medio de salinidad fue de 21.8 ppm con un rango de 35 ppm en junio en el P1 a 5 ppm en octubre en el P2. El valor medio pH fue de 7.48 variando de 8.6 en octubre en el P2 a 4.5 en julio en el P1. La turbidez media fue de 33.3 cm variando de 60 cm en junio en el P1 a 8 cm en noviembre en el P3.

Según Helm et al. (2006), los rangos óptimos para el crecimiento de microalgas van de 18 a 22 °C para temperatura, 7 a 9 para pH y desde 0.37 ppm para salinidad. Los valores obtenidos en el presente estudio se encontraron en los rangos óptimos para los parámetros de pH y salinidad. Para temperatura, los valores encontrados fueron mayores al rango propuesto por Helm et al. En 2004, Hernández Gutiérrez realizó un estudio en la zona de Isla Santa Lucía (Estero Juan Venado), en el cual obtuvo valores medios de pH de 7.8, salinidad de 26.57 ppm y temperatura de 29.1°C. Estos valores son ligeramente mayores a los valores medios reportados actualmente para pH y salinidad y ligeramente menor para temperatura debido a los cambios ambientales de la zona.

**Tabla 1.** Valores medios mensuales de parámetros fisicoquímicos encontrados en el Estero Juan Venado, junio-noviembre 2016

Mes	Punto [†]	Temperatura	Oxígeno disuelto	Salinidad	pH	Turbidez
Junio	P1	30.0	5	35	8.2	60
	P2	30.1	2.95	29	8.3	35
	P3	30.2	2.2	26	7.8	15
	Media	30.1	3.38	30	8.10	36.7
Julio	P1	30	1.49	30	4.5	60
	P2	30	1.5	30	5.8	50
	P3	29.2	1.4	29.2	5.5	25
	Media	29.7	1.46	29.7	5.27	45
Agosto	P1	29.5	3.27	29.5	8	55
	P2	29.5	1.64	29.5	8	40
	P3	29.7	1.29	29.7	8.1	35
	Media	29.6	2.07	29.6	8.03	43.3
Septiembre	P1	30.3	0.86	20	7.8	55
	P2	31.9	2.5	5	7.7	25
	P3	32.1	2.58	7	7.4	25
	Media	31.4	1.98	10.7	7.63	35
Octubre	P1	27.7	0.48	6	8.3	18
	P2	29.2	0.42	5	8.6	18
	P3	27.9	0.5	5	8.4	20
	Media	28.3	0.47	5.3	8.43	18.7
Noviembre	P1	28.8	1.4	24	7.7	30
	P2	32	8.6	18	8.2	25
	P3	23	1.5	35	6.28	8
	Media	25.9	3.83	25.7	7.39	21
Total	P1	29.4	2.08	24.1	7.42	46.3
	P2	30.1	2.94	19.4	7.77	32.2
	P3	28.7	1.58	22	7.25	21.3
	Media	29.4	2.20	21.8	7.48	33.3

[†]P1: Punto 1, P2: Punto 2, P3: Punto 3



5.3 Géneros de microalgas identificados

El total de géneros de microalgas encontrados fue de 29, distribuidos en 21 familias, 4 clases y 3 divisiones. La división con la mayor cantidad de géneros encontrados fue la Bacillariophyta, con un total de 25 géneros. La división de Cyanophyta y Dinoflagellata fue la que tuvo menor representación encontrándose dos géneros por cada división (Ver tabla 1). Debido a la falta de un microscopio con mayor poder de magnificación no se pudo identificar las microalgas de la división Clorophyta.

Hernández Gutiérrez (2004) encontró en tres Esteros un total de 34 especies de microalgas, distribuidas en 15 familias, 3 clases y 4 divisiones. Los géneros de microalgas encontrados durante el periodo de estudio corresponden 7 a la división Cyanophyta, 11 a Bacillariophyta, 13 a Clorophyta y 3 Euglenophyta. La cantidad de especies de microalgas encontradas por Hernández Gutiérrez fue superior ya que dicho estudio se realizó en tres Esteros diferentes con distintas condiciones fisicoquímicas. Otro de los puntos que puede influir es el tiempo entre los dos estudios ya que son 14 años de diferencia entre los estudios y en ese lapso la dinámica de la población pudo verse amenazada por cambios. Según la teoría de la competencia de recursos, la diversidad de especies es proporcional al número de recursos que son limitantes en un momento dado; mientras que la fluctuación o perturbación mejora los niveles de Diversidad (Hutchinson, 1961). Por otro lado, Rosenberg (1976) y Patrick (1973) afirman que los ecosistemas enriquecidos o contaminados muestran una reducción de la diversidad de especies.



Tabla 2. Géneros identificados en el Estero Juan Venado, junio-noviembre 2016

División	Clase	Familia	Géneros
Bacillariophyta	Bacillariophyceae	Amphipleuraceae	<i>Frustulia</i> sp
		Catenulaceae	<i>Amphora</i> sp
		Cymbellaceae	<i>Cymbella</i> sp
		Entomoneidaceae	<i>Entomoneis</i> sp
		Eunotiaceae	<i>Eunotia</i>
		Fragilariaceae	<i>Diatoma vulgare</i>
		Fragilariaceae	<i>Fragilaria</i> spp
		Naviculaceae	<i>Navicula</i> sp
		Naviculaceae	<i>Synedra</i> spp
		Naviculaceae	<i>Diploneis</i> sp
		Nitzschiaceae	<i>Nitzschia</i> spp
		Pinnulariaceae	<i>Pinnularia</i> spp
		Pleurosigmataceae	<i>Gyrosigma</i>
		Pleurosigmataceae	<i>Pleurosigma</i> sp
		Raphoneidaceae	<i>Raphoneis</i> sp
		Rhizosoleniaceae	<i>Leptocylindricus</i> sp
		Stephanodiscaceae	<i>Cyclotella</i> sp
		Surirelaceae	<i>Surirella</i> sp
	Coccinodiscophyceae	Biddulphiaceae	<i>Hydrosera</i> sp
		Coccinodiscaceae	<i>Coccinodiscus</i> sp
		Coccinodiscaceae	<i>Actinocyclus</i>
		Coccinodiscaceae	<i>Actinoptychus</i> sp
		Coccinodiscaceae	<i>Stephanophyxis</i> sp
Coccinodiscaceae		<i>Thalassiosira</i> sp	
Melosiraceae		<i>Melosira</i> sp	
Cyanophyta	Cyanophyceae	Nostocaceae	<i>Anabaena</i>
		Oscillatoriaceae	<i>Oscillatoria</i>
Dinoflagellata	Dynophyceae	Gonyaulacaceae	<i>Gonyaulax</i>
		Noctilucaeae	<i>Noctiluca</i>



Tabla 3. Valores medios de concentración de microalgas por punto y por mes

División	Punto	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Media
Bacillariophyta	P1	16500	53750	46000	11500	15500	44000	30431
	P2	23500	158750	68000	49000	80500	123500	75555.6
	P3	25500	125000	74375	42500	37000	68750	50937.5
	Media	21833.3	93928.6	61964.3	34333.3	44333.3	79464.3	51812.5
Clorophyta	P1	64500	156500	132000	579000	585000	917500	348888.9
	P2	539000	220500	182000	1666500	386500	2270000	877416.7
	P3	773125	233000	121500	1873500	162500	1910000	810178.6
	Media	436428.6	203333.3	145166.7	1373000	378000	1893182	687382.4
Cyanophyta	P1	0	625	625	1250	1250	0	625
	P2	0	0	0	0	0	0	0
	P3	0	3000	1875	1000	1500	0	1346.2
	Media	0	1458.3	1000	833.3	1041.7	0	704.2
Dinoflagellata	P1	0	10	10	40	0	0	10
	P2	0	0	0	50	0	0	8.3
	P3	0	0	0	0	0	0	0
	Media	0	3.3	3.3	30	0	0	6.1



5.4 Valores medios de concentración de microalgas por punto y por mes

En la tabla 3, se muestran los valores medios de las concentraciones de Bacillariophyta, Clorophyta, Cyanophyta, Dinoflagellata. El valor medio de Bacillariophyta fue de 51, 821.5 cel/mL. El valor medio de Clorophyta fue de 687,382. cel/mL. En el caso de las Cyanophyta, su valor medio fue de 704.2 cel/mL. El valor medio de los Dinoflagellata fue de 6.1 cel/mL, los únicos meses donde se encontró fueron julio y agosto en el P1 con 10 cel/mL y septiembre en el P1 y P2 con 45 cel/mL.

Hernández Gutiérrez (2004) presentó valores medios de 554,286 cel/mL para Bacillariophyta, 4,117,147 para Cyanophyta, 2,061,429 para Clorophyta en el Estero Lucía (cerca de entrada noroeste del Estero Juan Venado). Los valores medios de concentración para cada grupo fueron mayor que en el presente estudio. Como mencionamos anteriormente en 5.3, diferencias se pueden deber a las diferentes condiciones presentes en el medio; ya que diversidad de especies es proporcional al número de recursos que son limitantes en un momento dado y con mayor perturbación hay más diversidad (Hutchinson, 1961). También mencionábamos en 5.3 que los ecosistemas enriquecidos o contaminados presentan menor diversidad de especies (Rosenberg, 1976; Patrick, 1973).

5.5 Prueba Kruskal-Wallis entre meses

Se ejecutó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis ($\alpha=0.05$); ya que los datos no cumplieron con la normalidad y la igualdad de varianza. Se observaron diferencias significativas en las concentraciones de Bacillariophyta ($H=35.679$, $P<0.001$), Clorophyta ($H=53.933$, $P<0.001$) y Cyanophyta ($H=12.388$, $P=0.030$).

Se hizo un análisis de comparación múltiple de Dunn con un valor $\alpha=0.05$; el cual nos revela que hay diferencias significativas para Bacillariophyta en julio-junio, julio-septiembre, noviembre-junio, noviembre-septiembre, agosto-junio. Para la división Clorophyta, se encontró diferencia significativa entre los meses noviembre-agosto, noviembre-julio, noviembre-junio, noviembre-octubre, septiembre-agosto, septiembre-julio, septiembre-junio. Con respecto a las Cyanophyta, no se encontró diferencia significativa debido a que en la mayoría de los casos no se pudo realizar la prueba estadística (ver hoja de resultados en Anexo 1).



5.6 Relación de la concentración de microalgas con los parámetros fisicoquímicos

El índice de correlación de Pearson tiene un rango de 1 a -1. Cuando el valor de $r = -1$ se dice que hay una correlación perfectamente negativa, $r = 1$ correlación perfectamente positiva, $r = 0$ no hay correlación. También existen otros tipos de escala con las cuales se pueden interpretar los distintos niveles de correlación entre las variables. De -0.9 a -0.99 correlación negativa muy alta, -0.4 a -0.69 correlación negativa moderada, -0.2 a -0.39 correlación negativa baja, -0.01 a -0.19 correlación negativa muy baja, 0.2 a 0.39 correlación positiva baja, 0.4 a 0.69 correlación positiva moderada, 0.7 a 0.89 correlación positiva alta (Suarez, 2011).

Al aplicar el índice de correlación de Pearson entre las variables de concentración y parámetros fisicoquímicos, la concentración de las Bacillariophyta tiene correlación negativa baja con pH ($r = -0.234$, $P = 0.0369$) y positiva baja con oxígeno disuelto ($r = 0.289$, $P = 0.00925$). En el caso de las Chlorophyta, se observó una correlación positiva moderada con oxígeno disuelto ($r = 0.465$, $P = 0.00000749$), negativa baja con salinidad ($r = -0.323$, $P = 0.00258$) y negativa moderada turbidez ($r = -0.477$, $P = 0.00000395$). En la división de las Cyanophyta, solo se encontró correlación negativa baja con oxígeno disuelto ($r = -0.262$, $P = 0.0273$). (Ver Anexo 2).

López Santana y Méndez Zepeda (2013) encontraron que en el caso del Estero Real existe una correlación significativa entre la salinidad y la concentración de cel/mL, mayormente en Dinoflagellata, seguido de Bacillariophyta, Chlorophyta y Cyanophyta, respectivamente.



VI. CONCLUSIONES

El oxígeno disuelto varió de 8.6 mg/L en noviembre en el P2 a 0.42 mg/L en octubre P2. El valor más alto de temperatura fue 32.1 °C en septiembre en P3 a 23 °C en noviembre P3. El valor de salinidad vario de 35 ppm en junio en el P1 y noviembre en P3 a 5 ppm en septiembre en P2 y octubre en el P2 y P3. El valor de pH más alto fue 8.6 en octubre en el P2 a 4.5 en julio en el P1. La turbidez varió de 60 cm en julio en el P1 y junio P1 a 8 cm en noviembre en el P3

El total de géneros de microalgas encontrados fue de 29, distribuidos en 21 familias, 4 clases y 3 divisiones, predominando la división Bacillariophyta con 2 clases, 17 familias y 25 géneros.

Las concentraciones de Bacillariophyta variaron de 11,500 cel/mL en septiembre en el P1 a 158,750 cel/mL en julio en el P2. El valor más bajo de Clorophyta fue de 64,500 en junio en el P1 a 2,270,000 en noviembre P2. En el caso de las Cyanophyta vario de 625 cel/mL en junio y agosto en el P1 a 3,000 cel/mL en julio P3. En el caso de los Dinoflagellata los únicos meses donde se encontró fueron julio y agosto en el P1 con 10 cel/mL y septiembre en el P1 y P2 con 45 cel/mL.

Se encontró correlación significativa entre concentración de Bacillariophyta con pH ($r=-0.234$, $P=0.03698$) y oxígeno disuelto ($r=0.289$, $P=0.00925$), concentración de Clorophyta con oxígeno disuelto ($r=0.465$, $P=0.00000395$), salinidad ($r=-0.323$, $P=0.00258$) y turbidez ($r=-0.323$, $P=0.00258$) y concentración de Cyanophyta con oxígeno disuelto ($r=-0.262$, $P=0.0273$).



VII. RECOMENDACIONES

Realizar un estudio donde se abarque el Estero en su totalidad y que abarque los 12 meses del año. Esto permitiría ver mejor la dinámica de la floración algal durante las diferentes estaciones.

Hacer análisis de compuestos nitrogenados como lo es amonio total, para monitorear la floración algal de especies nocivas para la salud.

Si se quiere realizar este tipo de estudio, recomendamos aumentar el tamaño de las muestras, para que se puedan realizar análisis estadísticos más completos.



VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Achá, D., & Fontúrbel, F. (2003). La diversidad de una Comunidad, ¿Está controlada por Top-Down, Bottom-Up o una combinación de estos. *Revista de Biología. Org.*, 13, 1-16.
- Albarracín, I., Proserpi, C. & Malerba, M (2004). Bioensayos con *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus quadricauda* como indicadoras de eutrofización: Respuesta de ambas especies en condiciones controladas de cultivo. *Revista cubana de Investigaciones Pesqueras*.
- Albarracín, I., Cravero, M., & Romero, T. (2005). Observaciones preliminares sobre crecimiento de *Chlorella vulgaris* en efluentes cloacales de la ciudad de Trelew, Chubut. *Revista Agua*, 155, 63-70.
- Anónimo. (1998). Artículo sobre la Isla y Estero de Juan Venado. *Revista La Tribuna*, p 3a.
- Barsanti, L., & Gualtieri, P. (2014). *Algae: anatomy, biochemistry, and biotechnology*. Boca Raton, Florida: Taylor y Francis Group.
- Bitog JP., Lee IB., Shin MH., Hong SW., Hwang HS., Seo IH., Yoo JI., Kwon KS., Kim YH., Han JW (2009). Numerical simulation of an array of fences in Saemangeum reclaimed land. *Atmospheric Environment* 43(30):4612- 4621.
- Borowitzka, M. (1988). Grasas, aceites e hidrocarburos. En. *Bioteología Microalgal*. Cambridg. Disponible en: http://www.ceid.edu.ar/biblioteca/biocombustibles/isabel_albarracin_microalgas_potenciales_productoras.pdf
- Bold, H. C., & Wynne, M. J. (1985). Introduction to the Algae: Structure and Reproduction, and Edition. *Prentice-Hall, Inc, Toronto*, 445(5), 12. Disponible en: <http://www.elsevier.es/es-revista-mexicana-biodiversidad-91-articulo-biodiversidad-del-fitoplancton-aguas-continentales-90372260>
- Boyd, C. E. & Tucker, C. S. (1998). *Pond Aquaculture Water Quality Management*. Boston: Kluwer Academic Publisher. 700 p.



- Branco, S. M. (1978). *Hidrología aplicada a ingeniería sanitaria*. 2 ed. Sao Paulo, Brazil: CE-TESEB. 42 p. Disponible en: <http://www.ambiente.sp.gov.br/pactodasaguas/files/2011/05/livro-Fundamentos-da-Gestao-da-agua-sma.pdf>
- Brenes, C. (2001). *Fundamentos de oceanografía descriptiva: aplicaciones al istmo centroamericano*. Nicaragua: DIPAL.
- Carpenter, S. & Cottingham, K. (1997). Resilience and Restoration of Lakes. *Conservation Ecology*, 1, 2.
- Ching, C. A. (s.f.). *Plancton típico en camaronerías*. Nicaragua: Alicorp.
- Chiu, S. Y., Kao, C. Y., Tsai, M. T., Ong, S. C., Chen, C. H., & Lin, C. S. (2009). Lipid accumulation and CO₂ utilization of *Nannochloropsis oculata* in response to CO₂ aeration. *Biore-source technology*, 100(2), 833-838.
- Dolbeth, M., Pardal, M. A., Lillebo, A. I., Azeiteiro, U., & Marques, J. C. (2003). Short and long-term effects of eutrophication on the secondary production of an intertidal macrobenthic community. *Marine Biology*, 143(6), 1229-1238.
- Dunn, Olive Jean. (1959). Estimation of the Medians for Dependent Variables. *Annals of Mathematical Statistics*, 30 (1), 192–197.
- Falconer, I. (1993). *Algal toxins in seafood and drinking water*. San Diego, CA 92101: Academic Press. 209 p.
- Kao, C. Y., & Falconer, I. R. (1993). Algal toxins in seafood and drinking water. *Falconer, IR, Ed*, 75-86.
- Karl Pearson (1895) "Notes on regression and inheritance in the case of two parents," *Proceedings of the Royal Society of London*, 58 : 240–242.
- Falconer, I. R. (1996). Potential impact on human health of toxic cyanobacteria. *Phycologia*, 35(6S), 6-11.
- Falconer, I. R., & Humpage, A. R. (1996). Tumour promotion by cyanobacterial toxins. *Phycologia*, 35(6S), 74-79.



- Falconer, I. R. (1999). An overview of problems caused by toxic blue–green algae (cyanobacteria) in drinking and recreational water. *Environmental Toxicology*, 14(1), 5-12.
- Fretwell, S. D., & Barach, A. L. (1977). The regulation of plant communities by the food chains exploiting them. *Perspectives in biology and medicine*, 20(2), 169-185.
- Fontúrbel, F. (2004). *Modelo operacional ambiental y aspectos sociales relevantes del proceso de eutrofización localizada en cuatro estaciones experimentales del lago Titikaka*. La Paz: Publicaciones Integrales.
- FUNDENIC-SOS, (1999). *Evaluación y redefinición del sistema de áreas protegidas de las regiones Pacífico y Centro-Norte de Nicaragua: Isla Juan Venado* (Informe final de consultoría). Managua: MARENA-PROTIERRA-CBA. 20 p.
- González, C., Carrillo, S., Pérez Gil, F., Manzano, R. & Rosales, E. (1991). Sargazo Gigante (Macrocystis pyrifera): recurso potencial para la alimentación animal. *Ciencia agrícola. Rev. Cubana*. 25-79.
- González, M. (2000). *Alternativas en el Cultivo de Microalgas* (Tesis de pregrado). Universidad Politécnica del Litoral, Guayaquil, Ecuador.
- Guerrón Navarrete (2015). *Relación entre las variables fisicoquímicas y la concentración de microalgas en la Laguna de Monte Redondo* (Tesis de pregrado). Zamorano, Honduras.
- Guschina, I. A., & Harwood, J. L. (2006). Lipids and lipid metabolism in eukaryotic algae. *Progress in lipid research*, 45(2), 160-186.
- Gutiérrez Cánovas, C., Hernández, J., Millán, A., & Velasco, J. (2012). Impact of chronic and pulse dilution disturbances on metabolism and trophic structure in a saline Mediterranean stream. *Hydrobiologia*, 686(1), 225-239.
- Gutiérrez, G. R. & Sánchez, B. R. (2007). *Diagnóstico de la actividad pesquera artesanal en el Estero real*. Managua: Instituto Nicaragüense de la Pesca y Acuicultura (INPESCA) y Centro de Investigaciones Pesqueras y Acuícolas (CIPA).



- Hasle, G. R., Syvertsen, E. E., Steidinger, K. A., Tangen, K., & Tomas, C. R. (1996). *Identifying marine diatoms and dinoflagellates*. St Petersburg Florida, Academic Press.
- Helm, M.M., Bourne, N., Lovatelli, A. (comp./ed.). (2006). *Cultivo de bivalvos en criadero: Manual práctico* (FAO Documento de Pesca 471). Roma: FAO. 182 p. Disponible en: www.fao.org/3/a-y5720s.pdf
- Hernández Gutiérrez (2004) *Diversidad de fitoplancton en tres esteros del Pacífico de Nicaragua* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Nicaragua. 47 pp.
- Höfle, M. G., Haas, H., & Dominik, K. (1999). Seasonal dynamics of bacterioplankton community structure in a eutrophic lake as determined by 5S rRNA analysis. *Applied and Environmental Microbiology*, 65(7), 3164-3174.
- Hoppe, H., Leving, T. & Tanaka, Y. (1979). *Marine algae in pharmaceutical science*. Berlin: Walter de Gruyter and Co.
- Hutchinson, G.E., (1961). The paradox of the plankton. *Am. Nat.* 95, 137–147.
- IRENA, (1992). Estudio faunístico Isla Juan Venado. Instituto Nicaragüense de Recursos Naturales y del Ambiente (Informe interno). Managua: Departamento de Fauna Silvestre. 28 pp.
- Jiménez. J. A. (1994). *Los manglares del Pacífico Centroamericano*. Heredia, Costa Rica: Fundación UNA. 336 p.
- Day, J.W. Jr., Crump, B. C. Kemp, W. M., & Yañez-Arancibia, A. (2013). Five Views of Generalized Estuary. *Estuarine Ecology* (pp. 1-6). 2 ed. New Jersey: Wiley-Blackwell. Disponible en: https://books.google.com.ni/books?id=xvuHTzOwZ9AC&printsec=frontcover&dq=Estuane+Ecology&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjB_6uY2qbXAhVLSyYKHac-NCgEQ6AEIJDA#v=onepage&q=Estuarine%20Ecology&f=false
- Kruskal, W. H. & Wallis, W. A. (1952). Use of ranks in one-criterion variance analysis. *Journal of the American Statistical Association*, 47(260), 583–621.
- Lee, Y. K. (1997). Commercial production of microalgae in the Asia-Pacific rim. *Journal of Applied Phycology*, 9(5), 403-411.



- Lee, R. (2008). *Phycology*. 4 ed. Estados Unidos: Colorado State University. Disponible en: <http://www.dbbe.fcen.uba.ar/contenido/objetos/PhycologyLee.pdf>
- Levene, H. (1960). Robust test for equality of variance. En I. Olkin, H. Hotelling, E. Alia, I. Olkin, S. G. Ghurye, W. Hoeffding, W. G. Madow y H. B. Mann (Eds.). *Contributions to Probability and Statistics: Essays in Honor of Harold Hotelling* (pp. 278-292). Estados Unidos: Stanford University Press, 1960.
- López, S., & Catzim, L. (2010). Microalgas Dulceacuícolas. En Centro de Investigación Científica de Yucatán, PPD-FMAM, Conabio, Seduma. México (Eds). *Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán* (pp. 165-166). Disponible en: <http://www.cicy.mx/Documentos/CICY/Sitios/Biodiversidad/pdfs/Cap4/02%20Microalgas.pdf>
- López Santana & Méndez Zepeda (2013). *Evaluación de la concentración de los grupos de fitoplancton: Bacillariophyta, Cyanophyta, Chlorophyta y Dinoflagellata y su relación con los parámetros fisicoquímicos, en las aguas del Río Estero Real, periodo junio-noviembre 2013* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, Nicaragua. 94 p.
- López Sánchez (2014). *Evaluación de la Comunidad fitoplanctónica de los grupos Bacillariophyta, cyanophytaas, chlorophitas y Dinoflagellata en las aguas del Río Estero Real, Chinandega, y su relación con la salinidad* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, Nicaragua. 87 p.
- Margalef, R. (1981). *Limnología*. Barcelona: Ediciones Omega
- Martínez-Lozano, S. (1991). Algas marinas de aplicación farmacéutica. *J. Publicaciones Biológicas-Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autonomia de Nuevo León*, 5, 81-88.
- Miao, X., & Wu, Q. (2006). Biodiesel production from heterotrophic microalgal oil. *Bioresource technology*, 97(6), 841-846.
- Nascimento, S. M., Purdie, D. A., & Morris, S. (2005). Morphology, toxin composition and pigment content of *Prorocentrum lima* strains isolated from a coastal lagoon in southern UK. *Toxicon*, 45(5), 633-649.



- Olguin, E. J. (1984). Microalgae biomass as source of chemicals, fuel and protein. In *Proceedings of VIth Australian Biotechnology Conference*, Brisbane, Australia.
- Orduña Medrano, R. E. (2012). *Patrones de distribución y abundancia del Fitoplancton nocivo en La Zona Costera de Tuxpan Veracruz*. (Tesis de Maestría.) Universidad Veracruzana, México. Disponible en: <https://www.uv.mx/pozarica/mmemc/files/2012/10/ROSA-ESTELA-ORDUNA-MEDRANO.pdf>
- Palmer, C. M., & Maloney, T. E. (1954). *A new counting slide for nannoplankton*. Public Health Service, Environmental Health Center. *Limnol. Oceanogr.* Sp. Publ. 2.
- Peralta, M. (2000). *Isla Juan Venado tesoro ecológico*. Recuperado de: <http://www.manfut.org/leon/venado.html>
- Prieto, M. J., Mogollon, M. J., Castro, A. L., & Sierra, L. A. (2005). Efecto del medio y condiciones de cultivo en la productividad de tres Bacillariophyta marinas con potencial acuícola. *Revista MVZ Córdoba*, 10(1).
- Pritchard, D.W. (1967). What is an Estuary: Physical View point. *American Assoc. Advant. Science*, 83, 3-5.
- Reynolds, C. S. (1984). *The ecology of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press. Cambridge. United Kingdom. Pag. 384. Disponible en: <http://icesjms.oxfordjournals.org/content/65/8/1475.full>
- Richmond, A. (1986). Microalgae of economic potential. *Handbook of Microalgal Mass Culture*, Richmond (Ed), Boca Raton, Florida: CRC Press Inc., 199-243.
- Richmond, A. (2004). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. En Amos Richmond (Ed). *Biological Principles of Mass Cultivation*. USA. Primera edición.: Blackwell Publishing. 12(169): 3-8.
- Rodríguez, B. M. (1995). *Las algas marinas Sarqassum sinicola y Uva lacha como fuentes alternativas de minerales y pigmentos en gallinas de postura*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México., México. 96 p.



- Romo, A. (2002). *Manual para el cultivo de microalgas, Memoria Técnicas para un Trabajo Profesional. (Tesis Pregrado)*. Universidad Autónoma de Baja California sur Área Interdisciplinaria de Ciencias del Mar. Departamento de Biología Marina. 50p.
- Rosenberg R, (1976), *Benthic faunal dynamics during succession following Pollution abatement in a Swedish estuary Okios*. 27, p 414-27.
- Ruiz, A, (2011). *Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente*. (Tesis de Maestría). Universidad Politécnica de Valencia. España, 96p.
- Sainz, L. (2003). *Análisis de parámetros de agua: Técnicas en Bacteriología, Análisis en fresco, Calidad de agua y Buenas prácticas de Manejo y Bioseguridad en Granjas camaroneras. Mexico*. Disponible en: <http://www.cesasin.com.mx/ManualCapacitacion.pdf>
- Serfling, R. E. (1949). Quantitative estimation of plankton from small samples of Sedgewick-Rafter-Cell mounts of concentrate samples. *Transactions of the American Microscopical Society*, 68(3), 185-199.
- Suarez, I. M. (2011). *Coeficiente de correlación de Pearson para datos agrupados en intervalos*. Disponible en: <http://www.monografias.com/trabajos86/correlacion-pearson-datos-agrupados-intervalos/correlacion-pearson-datos-agrupados-intervalos.shtml>
- Shapiro, S. S., & Wilk, M. B. (1965). An analysis of variance test for normality (complete samples). *Biometrika*, 52 (3-4), 591-611.
- Smith, D. W. (1988). Phytoplankton and catfish culture: a review. *Aquaculture*, 74(3-4), 167-189.
- Smith, R.L. & Smith, T.M. (2001) *Ecology*. Madrid: Addison Wesley. 639 p.
- Stevenson, R. J. (1996). An introduction to algal ecology in freshwater benthic habitats. En R. J. Stevenson, M. L. Bothwell & R. L. Lowe (Eds). *Algal ecology: freshwater benthic ecosystems*. San Diego, CA, USA: Academic Press: p 03–30



- Travieso, L., & Benítez, F. (1998). Cultivo de *Arthrospiras*: del Laboratorio a Planta Piloto. Curso: Tecnología y aprovechamiento del cultivo heterotrófico de microalgas. La Habana Cuba: Centro de Investigaciones Pesqueras.
- Terrel, C., & Bytnar, P. (1996). Water quality indicators guide. Dubuque: Kendall/Hunt publishing Company. 131 p.
- Thomas, W. H., Alden, M., Eldridge, P., Gaines, S., Meori, A., & Seibert, D. L. R. (1983). Microalgae from desert saline waters as potential biomass producers. *Proc. Annu. Meet.-Am. Sect. Int. Sol. Energy Soc.*, 6 (CONF-830622-).
- Tomas, C. (1997). *Identifying marine phytoplankton*. New York: Academic Press. 858 p. Disponible en: <http://www.cim.uh.cu/rim/pdf/2002/3/2002-229.pdf>
- Torrentera, L., Tacón, A. (2009) *La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura* (FAO Documento de Pesca 12). Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/field/003/ab473s/AB473S00.htm>
- University of Carolina – *Museum of Paleontology* (s.f.) *Bacillariophyta (diatoms)*. Recuperado 4/26/2017 de: <https://botany.si.edu/projects/algae/classification/BACILLARIOPHYTA.htm>
- Vicente, E., Hoyos, C., Sanchez., P. & Cambra J. (2005). *Metodología para el establecimiento el Estado Ecológico según la Directiva Marco del Agua en la confederación hidrográfica del EBRO*. Madrid, España: Ministerio de Medio Ambiente.
- Weber, C. (1973). *Biological field and laboratory methods for measuring the quality of surface waters and effluents*. Disponible en: <http://water.epa.gov/scitech/swguidance/standards/library/upload/Biological-Methods-Manual-07-1973.pdf>

**ANEXOS****Anexo 1. Prueba Kruskal-Wallis entre meses y Comparación Múltiple de Dunn*****Bacillariophyta***

Grupo	N	Missing	Mediana	25%	75%
Junio	15	0	22500.000	12500.000	27500.000
Julio	15	8	67500.000	52500.000	145000.000
Agosto	15	1	61250.000	51875.000	74375.000
Septiembre	15	0	22500.000	12500.000	47500.000
Octubre	15	0	35000.000	20000.000	67500.000
Noviembre	15	1	68750.000	43125.000	108125.000

H = 35.679 con 5 grados de libertad. (P = <0.001)

Comparación	Diff of Ranks	Q	P<0.05
Julio vs Junio	43.024		Yes
Julio vs Septiembre	32.390		Yes
Julio vs Octubre	25.190		No
Julio vs Agosto	7.679		Do Not Test
Julio vs Noviembre	3.714		Do Not Test
Noviembre vs Junio	39.310		Yes
Noviembre vs Septiembre	28.676		Yes
Noviembre vs Octubre	21.476		Do Not Test
Noviembre vs Agosto	3.964		Do Not Test
Agosto vs Junio	35.345		Yes
Agosto vs Septiembre	24.712		No
Agosto vs Octubre	17.512		Do Not Test
Octubre vs Junio	17.833		No
Octubre vs Septiembre	7.200		Do Not Test
Septiembre vs Junio	10.633	1.253	Do Not Test

Clorophyta

Grupo	N	Missing	Median	25%	75%
Junio	15	1	217500.000	73125.000	758750.000
Julio	15	0	195000.000	107500.000	342500.000
Agosto	15	0	140000.000	107500.000	180000.000
Septiembre	15	0	1622500.000	700000.000	1852500.000
Octubre	15	0	440000.000	182500.000	525000.000
Noviembre	15	4	2030000.000	1465000.000	2340000.000

H = 53.933 with 5 degrees of freedom. (P = <0.001)



Comparación	Diff of Ranks	Q	P<0.05
Noviembre vs Agosto	54.715	5.585	Yes
Noviembre vs Julio	48.515	4.952	Yes
Noviembre vs Junio	44.003	4.425	Yes
Noviembre vs Octubre	34.482	3.519	Yes
Noviembre vs Septiembre	9.248	0.944	No
Septiembre vs Agosto	45.467	5.045	Yes
Septiembre vs Julio	39.267	4.357	Yes
Septiembre vs Junio	34.755	3.789	Yes
Septiembre vs Octubre	25.233	2.800	No
Octubre vs Agosto	20.233	2.245	No
Octubre vs Julio	14.033	1.557	Do Not Test
Octubre vs Junio	9.521	1.038	Do Not Test
Junio vs Agosto	10.712	1.168	Do Not Test
Junio vs Julio	4.512	0.492	Do Not Test
Julio vs Agosto	6.200	0.688	Do Not Test

Cyanophyta

Grupo	N	Missing	Median	25%	75%
Junio	15	3	0.000	0.000	0.000
Julio	15	3	0.000	0.000	2500.000
Agosto	15	5	0.000	0.000	2500.000
Septiembre	15	3	0.000	0.000	2500.000
Octubre	15	3	0.000	0.000	2500.000
Noviembre	15	2	0.000	0.000	0.000

H = 12.388 con 5 grados de libertad. (P = 0.030)

Comparación	Diff of Ranks	Q	P<0.05
Julio vs Noviembre	15.583	1.886	No
Julio vs Junio	15.583	1.849	Do Not Test
Julio vs Septiembre	4.250	0.504	Do Not Test
Julio vs Octubre	3.542	0.420	Do Not Test
Julio vs Agosto	1.983	0.224	Do Not Test
Agosto vs Noviembre	13.600	1.567	Do Not Test
Agosto vs Junio	13.600	1.539	Do Not Test
Agosto vs Septiembre	2.267	0.256	Do Not Test
Agosto vs Octubre	1.558	0.176	Do Not Test
Octubre vs Noviembre	12.042	1.457	Do Not Test
Octubre vs Junio	12.042	1.429	Do Not Test
Octubre vs Septiembre	0.708	0.0841	Do Not Test
Septiembre vs Noviembre	11.333	1.372	Do Not Test
Septiembre vs Junio	11.333	1.345	Do Not Test
Junio vs Noviembre	0.000	0.000	Do Not Test



Anexo 2. Correlación del momento del producto de Pearson-Relación de la concentración de microalgas con los parámetros fisicoquímicos

Bacillariophyta

	pH	Salinidad	OD	Temperatura	Concentracion
Turbidez	-0.234 0.0263 90	0.451 0.00000809 90	0.137 0.199 90	0.409 0.000104 85	-0.115 0.308 80
pH		-0.416 0.0000449 90	0.184 0.0820 90	0.115 0.297 85	-0.234 0.0369 80
Salinidad			0.171 0.108 90	-0.233 0.0317 85	0.0604 0.594 80
OD				0.332 0.00192 85	0.289 0.00925 80
Temperatura					-0.111 0.345 75
Concentración					

Clorophyta

	Temperatura	OD	Salinidad	pH	Turbidez
Concentracion	-0.0467 0.681 80	0.465 0.00000749 85	-0.323 0.00258 85	0.0689 0.531 85	-0.477 0.00000395 85
Temperatura		0.332 0.00192 85	-0.233 0.0317 85	0.115 0.297 85	0.409 0.000104 85
OD			0.171 0.108 90	0.184 0.0820 90	0.137 0.199 90
Salinidad				-0.416 0.0000449 90	0.451 0.00000809 90
pH					-0.234 0.0263 90
Turbidez					

**Cyanophyta**

	Temperatura	OD	Salinidad	pH	Turbidez
Concentración	0.0396	-0.262	-0.0789	-0.162	-0.0536
	0.752	0.0273	0.513	0.178	0.657
	66	71	71	71	71
Temperatura		0.332	-0.233	0.115	0.409
		0.00192	0.0317	0.297	0.000104
		85	85	85	85
OD			0.171	0.184	0.137
			0.108	0.0820	0.199
			90	90	90
Salinidad				-0.416	0.451
				0.0000449	0.00000809
				90	90
pH					-0.234
					0.0263
					90
Turbidez					