

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.
UNAN-León
Facultad de Ciencias y Tecnología
Departamento de Biología
Carrera de Ingeniería Acuícola



Tesis previa para optar al título de Ingeniero (a) Acuícola.

Título

Dinámica del fitoplancton en las aguas del cultivo de la Isla Santa Lucía y el Laboratorio de investigaciones marina y acuícola (LIMA) en la comunidad Las Peñitas, León.

Presentado por:
Br. Kathy Jackarelys Ramírez Molina.

Lunes, 28 de abril de 2014

“A la libertad por la universidad”

INDICE	Nº de Pag.
I.INTODUCCION	1
II.OBJETIVOS	3
III.HIPOTESIS	4
IV.LITERATURA REVISADA.....	5
4.1.Fitoplancton.....	5
4.1.1.Importancia del Fitoplancton	6
4.1.2. Distribución de las algas.....	6
4.1.2.3. Factores que influyen sobre la producción de Fitoplancton.....	8
4.1.4. Factores benéficos para la producción de Fitoplancton.....	8
4.1.4.1. Luz y temperatura.....	8
4.1.4.2. Transparencia.....	9
4.1.4.3. Nutrientes que utiliza el fitoplancton para su crecimiento.....	9
4.1.4.4. Nitrógeno.....	10
4.1.4.5. Ciclo del Nitrógeno.....	10
4.1.4.6. Fosforo.....	11
4.2. Factores críticos para la producción de especies benéficas del fitoplancton.....	12
4.2.1. Luz.....	12
4.2.2. Salinidad.....	12
4.2.3. pH.....	13
4.2.4. Oxígeno disuelto.....	14
4.2.5. Temperatura.....	15
4.2.6. Visibilidad del disco de secchi.....	16
4.2.7. Exceso de nutrientes.....	17
4.3. Reproducción de las algas.....	17
4.3.1. Reproducción asexual.....	17
4.3.2. Reproducción sexual.....	18

4.4. Dinámica y crecimiento de las algas.....	19
4.5. Grupos importantes del plancton.....	19
4.5.1. Los grupos que podemos encontrar en las aguas de cultivo de Organismos.....	20
4.5.1.2. Diatomeas.....	20
4.5.1.3. Cianofitas.....	22
4.5.1.4. Clorofitas.....	24
4.5.1.5.1. Dinoflagelados.....	26
4.5.1.5.2. Morfología y clasificación de los dinoflagelados.....	27
4.5.1.5.3. Dinoflagelados Atecados.....	27
4.5.1.5.4. Dinoflagelados Tecados.....	27
4.6. Coloración del agua.....	29
4.7. Calidad del agua para el cultivo de camarones y el crecimiento de fitoplancton.....	31
4.7.1 fotosíntesis y respiración.....	31
4.8. El fitoplancton como capacidad de carga para el crecimiento de camarón.....	33
4.9. Condiciones del fitoplancton en cultivos.....	33
4.10. Recolecta de muestra y recuento d fitoplancton.....	35
V. MATERIALES Y METODOS.....	37
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	42
VII. CONCLUSIONES.....	51
VIII. RECOMENDACIONES.....	53
IX. BIBLIOGRAFIA.....	54
X. ANEXOS.....	57

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de tesis:

Primeramente a Dios nuestro señor, por darme la vida y la salud, por guiarme en el transcurso de mis estudios; por la sabiduría y la fortaleza que me dio para llegar a culminar de manera exitosa mis estudios.

A mi padre y madre por estar conmigo en las buenas y en las malas decisiones que he tomado, por su paciencia, apoyo para salir adelante en momentos difíciles y siempre darme lo mejor a pesar de las dificultades, a mi hermanito por enseñarme a disfrutar de la vida.

A mis abuelitos por ser las personas que más admiro, por sus sabios consejos, apoyo incondicional y por el amor infinito que me dan día a día. Los amo mucho.

A mis bisabuelitos Josefina López y Antonio Garay, que aunque su presencia ya no estén entre nosotros, siempre vivirán en mi corazón.

Kathy Ramírez Molina.

AGRADECIMIENTO

Agradezco sinceramente:

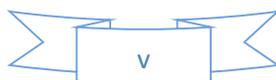
Primeramente a Dios por permitirme llegar a este momento especial en mi vida, por haberme dado salud para lograr mis objetivos, por los triunfos y los momentos difíciles que me han enseñado a crecer cada día más.

A mi padres German Ramírez y Melania Molina, a mis abuelitos Héctor Molina y Daysi Garay, por los valores que me han enseñado para salir adelante con mis estudios, les agradezco, el cariño, la comprensión, la paciencia y el apoyo que me brindaron para culminar mi carrera profesional, pero más que todo por su amor incondicional durante toda mi vida.

También a mi hermanito Elmer por ser mi mayor inspiración y por su infinito apoyo.

Al Dr. Evenor Martínez por todos estos años que nos brindó sus conocimientos, por su dedicación profesional, aportaciones teóricas, experiencias y consejos. A nuestra tutora Msc. Claudia Herrera por haber aceptado ser nuestra tutora y transmitirnos con ese carisma tan especial cada enseñanza para poder dar culminación a este trabajo.

Kathy Ramírez Molina.



RESUMEN

El presente estudio se realizó con el propósito de conocer, identificar y clasificar la diversidad de especies de fitoplancton existentes en las aguas del cultivo de la Isla Santa Lucía y el Laboratorio de investigación marina (LIMA) en la comunidad Las Peñitas, León en el mes de Octubre 2013. Las muestras de los organismos fitoplanctónicos se identificaron a nivel de género y se estimó la densidad poblacional (células/mililitros). Se utilizaron las dos instalaciones, se tomaron tres pilas de cada instalación donde se montó el dispositivo experimental con flujo de agua, proveniente de un reservorio de 28m² y una profundidad de 2.5m el agua extraída era agua salobre (Isla Santa Lucía) las pilas estaban sembradas con 20pls por m² y en Laboratorio de investigaciones marinas y acuícolas (LIMA) el flujo de agua proveniente de un reservorio dividido en dos partes cada uno de ellos tienen una dimensión de 11.35 m de largo y 4.8 m de ancho, teniendo la capacidad de contener 54 m³ de agua, este contenía aireación por medio de un Blower y el agua filtrada que contenía el reservorio era extraída del mar con una bomba de 3 pulgada esta le suministraba agua a las tres pilas sembradas 40pls por m². Se realizaban muestreos, en cada una de las pilas tomando en cuenta la coloración de cada una de estas. La recolecta de las muestras se realizaba entre las 11 y 1 del día. Durante el periodo de estudio la comunidad fitoplanctónica estuvo representada por cuatro divisiones taxonómicas que son: Clorofitas, Diatomeas, Cianofitas y Dinoflagelados, sobresaliendo las especies de las Diatomeas en todos los muestreos, los resultados obtenidos en nuestra investigación determinaron el listado de fitoplancton más frecuentes así como los géneros más representativos, la dinámica del fitoplancton está representada en graficas donde se refleja el comportamiento que presentaron durante el experimento, donde los valores estuvieron por debajo de los aceptables en la mayoría de los muestreos, con respecto a la cantidad de fitoplancton por mililitro obtuvimos mejor resultado en las aguas de los estanques de la Isla Santa Lucía con 2500 cel/ml que la del LIMA donde el resultado fue de 15000 cel/ml.

I.- INTRODUCCIÓN

El hombre ha sabido de la existencia del fitoplancton desde el momento en que se detuvo a observar el mar y los lagos. El fitoplancton fue descrito por primera vez por el oceanógrafo Víctor Hensen en 1887, para designar el conjunto de diminutos microorganismos heterogéneos y finamente divididos. Son organismos que viven en suspensión en las aguas de los océanos, lagos, estanques y ríos. Como son incapaces de moverse, o a lo sumo realizan movimientos erráticos, están a merced de las corrientes y de las olas. Son organismos autótrofos capaces de realizar la fotosíntesis. Su importancia es fundamental dado que son los productores primarios más importantes en el océano. En los sistemas de cultivo, a las larvas de camarón se les alimenta con una combinación de microalgas como, *Skeletonema*, *Chaetoceros*, *Tetraselmis*, *Chlorella*, e *Isochysis*, etc. y crustáceos, como pueden ser *Artemia* sp., y copépodos, complementándose la dieta con alimento formulado. El alimento contiene proporciones variables de proteínas, carbohidratos, fibra, calcio, fósforo, vitaminas y aminoácidos, etc. Las fuentes de alimento en postlarvas durante los dos primeros meses es planctónica, la postlarva se alimenta básicamente de zooplancton, el cual es consumido directamente (Focken *et al.*, 1998). Al avanzar el ciclo de cultivo, la fuente de alimento se centra en el alimento suministrado, aunque una parte significativa de este, no es asimilado por los camarones. El fitoplancton es la base de la cadena alimenticia en los estanques semiintensivos, la cual comprende a las algas, zooplancton y camarón. Con este trabajo se pretende dar a conocer la dinámica fitoplanctónica en aguas salobres y oceánicas, identificar los géneros más representativos en las aguas de estudio, son escasos los trabajos experimentales que existen sobre la dinámica del fitoplancton en la costa pacífica Las Peñitas-Poneloya, y con este se pretende consolidar los conocimientos, dando así un aporte al manejo y cuidado de estos cultivos de algas que representen peligro y sean benéficas para la producción. Al realizar este trabajo se pretende conocer el comportamiento, las cantidades, y los géneros presentes en las aguas de la zona de cultivo en un periodo de un mes (Octubre) con la información obtenida que se

les facilitara a los productores de granjas camarones, para que ellos puedan manejar la calidad de agua para la producción de camarón, ya que el crecimiento del camarón está determinado por las cantidades y las especies de fitoplancton encontradas en esas aguas lo cual les disminuirá los costos de producción a los productores ubicados en esta zona.

II- OBJETIVOS

2.1-Objetivo general:

Determinar los géneros de fitoplancton más representativas en las aguas del cultivo de la Isla Santa Lucia y el Laboratorio de investigaciones marinas y acuícolas (LIMA) en la comunidad Las Peñitas, León en el mes de octubre 2013.

2.2-Objetivos específicos:

1.-Elaborar un listado de los géneros de fitoplancton asociadas a los cultivos de camarones en los estanques ubicados en la Isla Santa Lucía y el Laboratorio de investigaciones marinas y acuícolas (LIMA) en la comunidad Las Peñitas, León, Nicaragua.

2.- Determinar la cantidad de fitoplancton y su dinámica de los grupos fitoplanctónicos presentes en las aguas de los estanques antes mencionados.

3.- Comparar las cantidades (comunidad) de fitoplancton de los estanques acuícolas del Laboratorio de investigaciones marinas y acuícolas (LIMA) vrs Isla Santa Lucia.

4.- Presentar la Asociatividad existente entre coloración del agua, géneros más frecuentes y los géneros refenciados para estas coloraciones en las aguas de los estanques de cultivo de la Isla Santa Lucia y el Laboratorio de investigaciones marinas y acuícolas (LIMA).

III.-HIPÓTESIS:

3.1-H0: Si la dinámica del fitoplancton es mejor en cantidad y en género en las aguas del cultivo de camarón en aguas salobres.

3.2-HI: Si la dinámica del fitoplancton es mejor en cantidad y en género en las aguas del cultivo de camarón en aguas oceánicas.

IV.-LITERATURA REVISADA

4.1-Fitoplancton

El hombre ha sabido de la existencia del plancton prácticamente desde el momento en que se detuvo a observar el mar y los lagos. El plancton fue descrito por primera vez por el oceanógrafo Víctor Hensen en 1887, para designar el conjunto de diminutos microorganismos heterogéneos y finamente divididos. Se define como un conjunto heterogéneo de organismos que viven en suspensión en las aguas de los océanos, lagos, estanques y ríos. Como son incapaces de moverse, o a lo sumo realizan movimientos erráticos, están a merced de las corrientes y de las olas. Pueden dividirse en dos grupos principales:

Zooplancton: Compuesto de animales, con excepciones son microscópicos o escasamente visibles a simple vista. El de agua dulce está integrado principalmente por protozoos (animales unicelulares) y rotíferos, que miden entre diez milésimas de milímetros y 0,5 mm de largo, junto con gran variedad de pequeños crustáceos, cuya longitud oscila entre los 0,50 y 0,25 mm. Protozoos y crustáceos son también los elementos dominantes del zooplancton marino, acompañados de medusas, algunos gusanos, moluscos diminutos y microscópicas fases larvarias de muchos animales que viven en el fondo del mar cuando son adultos.

Fitoplancton: Compuesto de vegetales, cuyos componentes son todos microscópicos. Tanto de mar como de agua dulce comprende bacterias, organismos afines a ellas y plantas verdes (algas) en forma de células aisladas o pequeñas colonias. (Cano S. Scarlette, 2003).

Las principales variables físico-químicas que influyen en la reproducción del plancton son: luz, temperatura, salinidad, pH y potencial redox. Generalmente las temperaturas óptimas van desde 15-22 °C. La salinidad, al igual que otras variables físicas, pueden afectar la composición y por lo tanto su valor nutritivo, el pH óptimo de crecimiento depende de la especie, y suele estar comprendido entre 7 y 8.

4.1.1-Importancia del fitoplancton.

El fitoplancton representa el primer eslabón de la cadena alimenticia; junto con las plantas superiores que habitan las aguas dulces, constituyen los organismos productores. La importancia del fitoplancton para la vida animal marina es comparable (cuando menos) a la del revestimiento vegetal de la tierra; pues además del recurso alimenticio que comporta, elimina el anhídrido carbónico y oxigena el agua. Las células vegetales retiran la materia mineral disuelta en el mar, particularmente los nitratos y los fosfatos, y la transforman en protoplasma. Las células vegetales son tan ávidas que se llega a pensar que esta materia mineral esencial se encuentra presente en más cantidad en los cuerpos de animales y plantas que disuelta en la misma agua.

En acuarios marinos y de agua dulce o tanques de cultivo, el fitoplancton ayuda a mantener la calidad del agua al remover el exceso de nutrientes y regulando el pH. Cada célula de alga actúa como un biofiltro. (Cifuentes, J L.1997).

4.1.2-Distribución de las algas

La distribución del fitoplancton queda restringida a las capas más superficiales del océano dadas las condiciones que requiere la presencia de luz para poder realizar la fotosíntesis. Se distribuye por todos los mares y océanos del planeta siendo fundamentales en el mantenimiento de la concentración de oxígeno en el océano y en la atmosfera (Cifuentes, J L.1997).

Si se estudia la distribución vertical del plancton en el océano, en primer lugar, está la llamada zona epipelagica, que va desde la superficie a una profundidad de 50 metros. En esta zona penetran las radiaciones luminosas del sol y, por lo tanto, en ella prospera el fitoplancton formado por los vegetales verdes, que aprovechan esta energía para producir la sustancia orgánica que les sirve de alimento a ellos y otros organismos, principalmente animales, por lo que también florece un zooplancton rico y variado. Inmediatamente por debajo de esta zona, o sea de 50

a 200 metros aproximadamente, se localiza la zona mesopelágica, en la que aún se pueden encontrar vegetales; pero como la luz del sol penetra en menor proporción, su balance de asimilación es evidentemente menor. Estos vegetales no viven mucho tiempo en la zona pelágica porque morían, y tienen que aprovechar alguna corriente ascendente de las aguas para pasar a la zona epipelágica y recuperar su nutrición y su reproducción.

A una profundidad de los 200 metros y llegando hasta los 600, se localiza una zona llamada infrapelágica, particularmente rica en especies animales. En esta zona, ya casi como la luz no penetra, las especies vegetales no se encuentran y los animales pueden ser de dos tipos: las especies que habitan permanentemente en ella, y las que se consideran las intrusas, que solo viven ahí de manera temporal, huyendo de la iluminación que reina en la zona epipelágica y mesopelágica; otras ascienden por la noche desde la capa inmediatamente inferior, sin duda en busca de alimento.

De los 600 a los 2,500 metros se extiende la zona batipelágica, que aun esta poblada por animales planctónicos pero aquí el fitoplancton ya no florece por la nula incidencia de luz. (Cifuentes, J L. 1997).

El fitoplancton y otros organismos formadores del plancton se localizan principalmente cerca de las costas, donde la capa superficial del agua en general es rica en elementos nutritivos.

La concentración de este fitoplancton alcanza su máximo a unos 40 o 50 metros de profundidad, y luego va disminuyendo lentamente a mayores profundidades.

En los mares de aguas frías el fitoplancton ocupa las capas más superficiales, que son delgadas, y después de los 50 metros su cantidad disminuye, debido a que la abundancia de organismos impide la penetración de las radiaciones luminosas que necesitan los vegetales para producir su alimento.

Por lo general el fitoplancton nerítico presenta variaciones durante las diferentes estaciones del año, y éstas son de mayor grado en los mares tropicales, mientras que en el océano son menores. Se considera que existe una máxima abundancia en primavera, cuando las algas empiezan a calentarse, y otra máxima en otoño, al iniciarse el enfriamiento, y dos mínimas: una en invierno y otra en verano. (Cifuentes, J L. 1997).

4.1.3-Factores ambientales que influyen sobre la producción de fitoplancton

La abundancia de fitoplancton varía mucho a lo largo del año y de un lugar a otro. En ciertas estaciones del año, generalmente durante la época seca, se produce mucha cantidad de fitoplancton, y durante la época lluviosa, generalmente, el fitoplancton es muy escaso. La producción de nuevas células está determinada principalmente por la luz, la transparencia, la temperatura y la disponibilidad de nutrientes, mientras que su eliminación depende, entre otros factores de la abundancia del zooplancton herbívoro y de la sedimentación. (Cano Sánchez, 2003).

Entre los factores ambientales tenemos benéficos y críticos estos determinan cuan positivo o negativo es afectado el agua en relación al fitoplancton.

4.1.4-Factores ambientales benéficos para la producción de fitoplancton

4.1.4.1-Luz y Temperatura

Las algas siendo organismos predominantemente fotosintéticos, requieren de la energía de la luz. Las diferentes especies tienen distintas combinaciones de pigmentos, y cada uno tiene un rango de absorción máximo. La energía solar absorbida por los distintos pigmentos es finalmente transferida a la clorofila-a. La relativa intensidad de la luz es también importante para la producción de algas. Los cambios en la calidad del agua de oligotrófica a eutrófica, invariablemente conllevan la disminución de la penetración de la luz debido al incremento del material disuelto y suspendido. Al mismo tiempo la eutroficación lleva al aumento

de la producción autótrofa y por tanto al incremento de la producción del fitoplancton, lo cual puede dar lugar a una menor penetración de la luz.

La temperatura juega un papel importante, junto con la luz en la determinación de la periodicidad de las poblaciones de algas. Sin embargo los aumentos en la temperatura, no parecen ser variables tan importantes para la calidad del agua en lagos en comparación con los ríos. (Cano Sánchez, 2003).

4.1.4.2-Transparencia

La transparencia es la medida de que tan turbia es el agua. El plancton y la erosión son las fuentes más comunes de disminución de la transparencia. La disminución en la transparencia puede tener consecuencias positivas y negativas para la vida acuática, dependiendo de la fuente y cantidad de partículas suspendidas. Al aumentar la producción de fitoplancton debido a la eutroficación, como se mencionó anteriormente, se disminuye la transparencia del agua y por tanto la penetración de la luz solar; las plantas acuáticas necesitan de la luz solar para la fotosíntesis, la cual produce el oxígeno. La reducción de la fotosíntesis resulta en bajas concentraciones de oxígeno y altas concentraciones de dióxido de carbono. (Cano Sánchez, 2003).

4.1.4.3-Nutrientes que utiliza el fitoplancton para su crecimiento.

La concentración de nutrientes puede también limitar, saturar o inhibir el crecimiento de las algas. El nitrógeno y el fósforo han sido considerados durante mucho tiempo como los principales nutrientes limitantes de la producción primaria. Por lo tanto, el aumento en las concentraciones de N y P son consideradas el mayor factor que promueva la eutrofización. Los aumentos en estos dos nutrientes, y otros, ha sido probablemente la mayor causa provocada por el hombre, de los cambios en la productividad de las aguas naturales.

El fósforo, que es esencial para la vida, escasa en el medio acuático, por lo que se considera con frecuencia limitante de la producción. Existen diferencias interespecíficas en la limitación de las tasas de crecimiento, de modo que dicho nutriente puede influir sobre la composición y dinámica poblacional del fitoplancton. (Cano Sánchez, 2003).

4.1.4.4-Nitrógeno

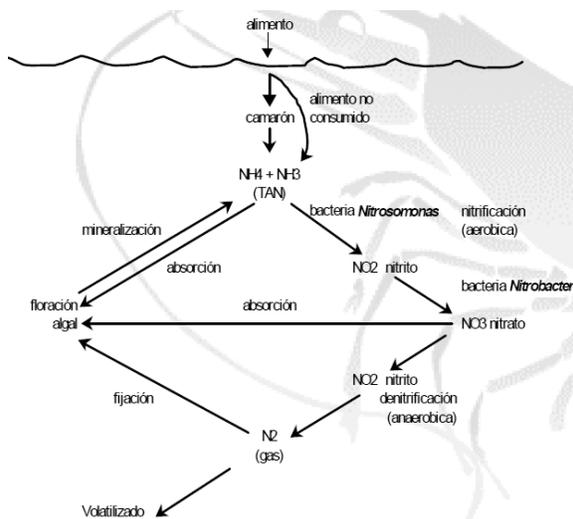
Es necesario para la síntesis de aminoácidos y proteínas algales. Las aguas superficiales en contacto con la atmósfera tienen en ella una reserva permanente de nitrógeno. En los lagos, las algas son capaces de utilizar varias formas de nitrógeno que incluyen nitratos, nitritos y amonio, así como algunos compuestos orgánicos nitrogenados solubles. La fijación de nitrógeno atmosférico por las algas es una propiedad exclusiva de las cianofíceas, y depende de la luz. Además del nitrógeno y el fósforo, para ciertas algas con estructuras esqueléticas silíceas, como las diatomeas y las crisofíceas, el silicio es un nutriente esencial. Las demás lo necesitan en cantidades mínimas para la síntesis de proteínas y carbohidratos. (Cano Sánchez, 2003).

4.1.4.5 Ciclo del nitrógeno

El ciclo de nitrógeno es un conjunto de procesos biogeoquímicos por los cuales el nitrógeno pasa por reacciones químicas, cambia de forma y se mueve por diferentes embalses en la tierra, incluyendo en organismos vivientes

El nitrógeno es requerido para que todos los organismos se mantengan vivos y crezcan porque es un componente esencial para ADN, ARN y proteína. Sin embargo, la mayoría de los organismos no pueden utilizar nitrógeno atmosférico, el embalse más grande.

Los cinco procesos en el ciclo de nitrógeno – fijación, asimilación, mineralización (o amonificación), nitrificación y desnitrificación.



Los humanos influyen el sistema global de nitrógeno principalmente por medio de la utilización de fertilizantes basados en nitrógeno. (Herrera y Martínez, 2009).

Figura N°1 Ciclo del Nitrógeno.

4.1.4.6- Fósforo

El fósforo se encuentra en el agua de mar casi completamente como iones ortofosfato ($PO_4H_2^-$ y PO_4H^-) con pequeñísimas concentraciones de fósforo orgánico. Este elemento al igual que el nitrógeno es importante para el crecimiento de las algas, los que junto a otros constituyentes esenciales son comúnmente conocidos como “nutrientes”. La concentración de estos nutrientes es mayor en la profundidad que en las aguas superficiales donde se da un rango de 1 a 120 $\mu g/l$ de $NO_3 - N$ y de 0 a 20 $\mu g/l$ de $PO_4 - P$. En las aguas profundas estas concentraciones pueden llegar a 200 $\mu g/l$ de $NO_3 - N$ y 40 $\mu g/l$ de $PO_4 - P$ debido a la producción de nutrientes por descomposición bacteriana de la materia orgánica depositada en el fondo.

Las concentraciones relativas de nitrato y fosfato permanecen constantes. El radio N: P normalmente es de 7: 1 en peso y de 15: 1 en iones. Esta estrecha relación indica que los iones son absorbidos por los organismos vegetales (algas) y

animales (zooplancton). En el caso del fósforo las aguas naturales responden a la adición de este elemento con una mayor producción de plantas.

Experiencias con fertilización de estanques también sugieren que la aplicación de fosfatos incrementa la productividad primaria de los mismos. (Burford, 1997).

4.2-Factores críticos para la producción de especies benéficas del fitoplancton.

4.2.1-Luz

Uno de los factores que pueden ser limitantes para el crecimiento de fitoplancton en los estanques de cultivo es la luz, en estos casos, la profundidad y la turbidez pueden ser los factores que determinen el crecimiento algal (Burford, 1997).

En lugares donde la temperatura y la luz no son limitantes, las concentraciones de nutrientes y las proporciones entre ellos, son los factores que determinan la dominancia de los grupos taxonómicos de fitoplancton. La luz y la temperatura son consideradas como los factores más importantes que afectan a todos los procesos dentro del estanque, esto se ha determinado en estudios experimentales bajo condiciones de temperatura controlada (Burford, 1997).

4.2.2-Salinidad

La salinidad es la concentración de iones (sales) disueltos. La salinidad depende básicamente de siete iones, cuyo valor promedio de concentración en el agua del mar es: Sodio, 10,500 mg/l; Magnesio, 1450 mg/l; Calcio, 400 mg/l; Potasio, 370 mg/l; Bicarbonato. 142 mg/l. La salinidad promedio del agua del mar es de 34.5 partes por mil (ppm).

El intervalo de crecimiento óptimo es de un promedio de 15 a 25 ppm. Un aumento en la salinidad disminuye la tasa de consumo de oxígeno en muchos organismos. Lange et al 1972, demostró que la tasa de difusión del oxígeno en aguas salinas,

varia proporcionalmente a la solubilidad del oxígeno, esta solubilidad disminuye con el incremento en la salinidad (Herrera y Martínez, 2009).

La baja salinidad favorece a las cianobacterias y si la salinidad es mayor a 10, las cianobacterias son raras o ausentes. Los florecimientos de cianobacterias se presentan generalmente cuando hay una disminución de la salinidad aunque a altas salinidades y con condiciones adecuadas de nutrientes, se puede mantener la dominancia de cianobacterias sin llegar a desarrollar florecimientos.

Una salinidad alta puede afectar negativamente:

La productividad natural de los estanques.

El crecimiento de los camarones.

La supervivencia de los animales principalmente en el momento de la aclimatación y la siembra.

La concentración de oxígeno en el agua. (Herrera, 2012).

Las clorofitas o algas verdes y las cianofitas se pueden encontrar tanto en agua dulce como en ambiente marinos, son capaces de tolerar grandes variaciones de salinidad (eurihalinas) ambientes muy variables en los que pocas especies logran sobrevivir, pero tienen la condición de aumentar población en el invierno cuando las salinidades son bajas hasta tener lecturas de 0 ppm.

Las diatomeas pueden vivir tanto en mares como ambientes dulce acuícolas, pero en verano las poblaciones tienden a incrementar por altas salinidades. Para los dinoflagelados esto no es diferente se les encuentra formando parte del plancton marino, también en ambientes de agua dulce, sus poblaciones se distribuyen en función de la temperatura, la salinidad y profundidad. (Herrero. A & A Flores, E, 2008).

4.2.3.-pH

El pH se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrogeno (H⁺): $pH = -\log [H^+]$. El pH indica cuan acida o básica es el agua. De

una manera más práctica, el agua con un pH 7 no se considera ni acida ni básica sino neutra. Cuando el pH es inferior a 7 el agua es acida, y cuando el pH superior a 7 el agua es básica. La escala de pH es de 0 a 14.

Los estanques de agua salobre generalmente tienen un pH de 7 u 8 por la mañana, pero en la tarde generalmente suben a 8 o 9. La fluctuación diaria del pH en los estanques resulta de los cambios en la fotosíntesis del fitoplancton y otras plantas acuáticas.

Si la concentración de dióxido de carbono crece, la de iones de hidrogeno aumenta y el pH disminuye y, al contrario, si disminuye la concentración de dióxido de carbono, la de iones de hidrogeno cae y el pH aumenta. Durante el día el fitoplancton consume dióxido de carbono y el pH del agua aumenta.

El pH por su facilidad de medida y por la innegable influencia que ejerce sobre las algas. La mayor parte de las especies se desarrollan en ambientes neutros o ligeramente alcalinos, siendo entre 5,5 y 8,5 donde se encuentran en mayor número. En ambientes fuertemente ácidos predominan las clorofíceas y no se encuentran cianofíceas por debajo de pH 4,5, estas dominan en espacios alcalinos. Por la condición cosmopolita de las diatomeas, estas se encuentran independientemente de la variación de los valores de pH.

Con respecto a los dinoflagelados la reducción (menor a 7) del pH de su medio externo agregando acido puede hacer que en algunos dinoflagelados brillen intensa y continuamente (M. Hernández Marine. Et al. 1979).

4.2.4-Oxígeno disuelto

El oxígeno disuelto es la variable más crítica para la calidad del agua en el estanque. De todos los parámetros, el oxígeno disuelto es verdaderamente el más importante. Usualmente es el único parámetro de calidad del agua que puede

variar drásticamente en el transcurso de las 12 horas y es el único parámetro que puede causar la masiva muerte del camarón. (Clifford, 1994).

La pérdida del oxígeno ocurre principalmente por la respiración de todos los organismos aeróbicos del estanque y la producción del estanque se hace por las algas en el momento de la fotosíntesis. Los valores deben mantenerse en intervalos de 4 OD/l a 6 OD/l. (Herrera, 1999).

Niveles altos de fitoplancton en las aguas en cultivo tiene como consecuencia bajas concentraciones de Oxígeno Disuelto por la mañana, (Herrera, 1999). Señala que el consumo de oxígeno disuelto va en dependencia de la cantidad y tipo de microalgas, de las densidades de camarones en cultivo y del incremento de la biomasa en estanque.

4.2.5-Temperatura

La temperatura es un factor abiótico que regula los procesos vitales para los organismos vivos, así como también afecta las propiedades químicas y físicas de otros factores abióticos en un ecosistema.

La mayoría de las especies que viven en las costas, soportan variaciones estacionales de la temperatura de gran amplitud. De acuerdo a la especie en cultivo, varia la temperatura óptima para el crecimiento rápido de la misma. Para las especies de aguas salobres en las zonas tropicales fluctúa entre los 28-34 °C.

La temperatura es uno de los factores ambientales más importantes para el funcionamiento de los organismos acuáticos. La temperatura afecta la densidad y viscosidad el agua (desplazamiento y flotación), a la solubilidad de los gases y en particular a la del oxígeno (oxigenación de las aguas), así como también a las velocidades de las reacciones químicas y bioquímicas (productividad primaria, reproducción y crecimiento de los organismos).

Las diatomeas pueden habitar desde hielos polares hasta aguas termales. Las especies de dinoflagelados, pueden brillar intensamente si se baja la temperatura (por debajo de 21°C) pero en aguas cálidas tienden a darse floraciones a gran escala por altas temperaturas. (Herrero, A. & Flores, E, 2002).

4.2.6.-Visibilidad del disco de Secchi.

El disco de secchi consta de un cordel vertical la cual está marcada a intervalos de 5 cm. En la parte inferior contiene un diámetro de 30 cm y está pintada con negro y blanco los cuales contrastan en cuatro cuadrantes. La visibilidad del disco de secchi es la profundidad a la cual el disco secchi deja de ser visible, obviamente hay que tener cuidado para estandarizar el procedimiento utilizado en la lectura del disco. En muchas aguas existe una relación directa entre la visibilidad del disco y la abundancia del plancton, la visibilidad disminuye. Sin embargo, a veces la turbidez es causada por partículas suspendidas de arcilla o detritus y no por la cantidad del fitoplancton.

Cuadro 1. Relación entre la visibilidad del disco de secchi y la condición del “bloom” de fitoplancton.

Lectura del disco de secchi (centímetros)	Comentarios
Menor de 25 cm	Estanque demasiado turbio. Si es turbio por fitoplancton, habrá problemas de concentración baja de oxígeno disuelto. Cuando la turbidez resulta por partículas suspendidas de suelos, la productividad será baja.
25-30 cm	Turbidez llega a ser excesiva.
30-45 cm	Si la turbidez es por fitoplancton, el estanque está en buenas condiciones.
45-60 cm	Fitoplancton se vuelve escaso.
Mayor de 60 cm	El agua es demasiado clara. La productividad es inadecuada y pueden crecer plantas acuáticas.

(Herrera, 2012).

4.2.7-Exceso de nutrientes y la relación N: P

Los elementos más importantes que regulan el crecimiento y la composición de especies del fitoplancton marino son el fósforo y el nitrógeno, y para las diatomeas también el silicio (Haraldsson y Granéli, 1995). El enriquecimiento de silicio y fósforo promueve la dominancia de diatomeas, mientras los niveles de nitrógeno son bajos. Cuando los nutrientes son abundantes, otros factores como la luz, vitaminas o elementos “traza” pueden controlar la dinámica del fitoplancton.

Los valores de N:P bajos (<10) promueven la dominancia de cianobacterias, se ha observado que las cianobacterias son raras o ausentes cuando la proporción en peso de nitrógeno y fósforo total es mayor a 29 en la columna de agua (Smith, 1983). En general, se observa que a bajas concentraciones de fósforo se tienen valores elevados de N:P y dominan las cianobacterias y diatomeas.

4.3-Reproducción de las Algas.

4.3.1-Reproducción Asexual.

Las algas unicelulares se reproducen por simple división celular, lo que puede ser repetido en rápidas sucesiones o “bipartición repetida”, para formar nuevos individuos de iguales características a la progenitora. Este proceso se conoce también como fisión binaria.

En algas que forman colonias y aquellas de tipo multicelulares, la división celular y el consiguiente incremento resulta en crecimiento. Algas filamentosas y otras multicelulares se reproducen por fragmentación; aquí cada fragmento resultante mantiene la capacidad de seguir creciendo como individuos nuevos independientes. En algunas especies existe la formación de brotes o gemaciones que se desprenden de su progenitor como agentes de propagación. (Álvarez, 1994).

La fragmentación no es un método de reproducción en algas coenobicas (colonias unidas de células no diferentes), al contrario, estas sufren formación de auto colonias (una auto colonia es una colonia en miniatura producida por colonia progenitora de igual parecido o semejante). (Álvarez, 1994).

4.3.2 Reproducción sexual.

La reproducción sexual es común en muchas especies de algas. En ciertas algas las células reproductoras (flageladas) funcionan como zoosporas asexuales o como gametos, dependiendo en parte de las condiciones ambientales. Por ejemplo, la concentración de nitrógeno en el medio tiene importante relación. Otras algas producen zoosporas con formas muy distintas de los gametos, aunque en algunos casos los gametos diferenciados tienen capacidad para crecer como nuevos individuos sin unión sexual, es decir por partenogénesis (reproducción sin fertilización por célula macho). (Martínez y Herrera, 2012).

En ciertas algas unicelulares como los *Chlamydomonas*, el mismo organismo participa como gameto. Los gametos pueden ser morfológicamente iguales o isogamos, uno de los puede ser más pequeño que el otro o anisogamos, ambos pueden ser más pequeño que el otro o anisogamos, ambos pueden ser diferentes en forma, uno motil y el otro no, siendo esta forma de reproducción sexual llamada oogamia. Heterogamia es un término más general que las células vegetativas (en edad de reproducción) como ocurre en las *Chlamydomonas*, o como ocurre con muchas algas multicelulares que difieren claramente de las células vegetativas. Estas pueden provenir de células vegetativas no modificadas que funcionan como gametangios o de células morfológicamente especializadas. (Martínez y Herrera, 2012).

4.4-Dinámica y crecimiento de las algas

El crecimiento de las algas puede ser explicado en términos de la división de la célula. Una explicación de la población de las algas es la siguiente (Fox, 1983).

Primera fase es conocida como la fase retardada: es esta fase no está entendida pero pudiera ser atribuida a un aumento en el tamaño de la célula sin la división de la misma.

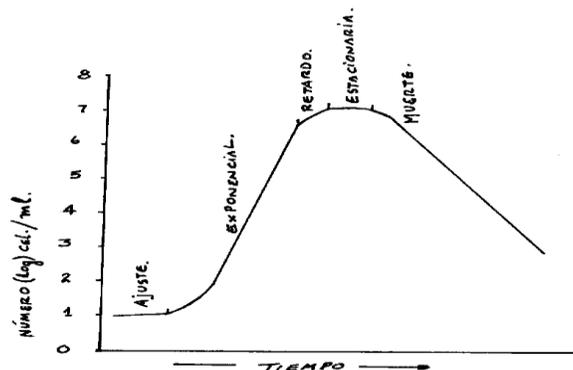
La segunda fase es referida como fase exponencial: durante esta fase exponencial las células están creciendo y dividiéndose rápidamente.

La tercera fase, de decaimiento del crecimiento relativo: ocurre cuando hay una reducción de un nutriente en particular.

La cuarta fase es conocida como fase estacionaria: esta fase se caracteriza cuando la proporción de crecimiento de algas equilibra el nutriente limitante en el agua.

La última fase es conocida como la fase muerta: es usualmente acompañada con una disminución de los nutrientes en extremas proporciones.

Grafica de la dinámica del fitoplancton



4.5-Grupos importantes del fitoplancton

Cada cuerpo de agua posee un conjunto de formas planctónicas cuya variedad, abundancia y distribución le son propias y dependen de su adaptación a las características abióticas (temperatura, luz, oxígeno disuelto, concentración de nutrientes) y bióticas (depredadores, parásitos, competencia). Entre los grupos más importantes pertenecientes al fitoplancton se encuentran, cianofitas,

clorofitas, diatomeas y dinoflagelados; las especies representadas pueden variar de una masa de agua a otra. (Cano Sánchez, 2003).

4.5.1.-Los grupos que podemos encontrar en las aguas de cultivo de organismos:

- Diatomeas
- Dinoflagelados
- Cianófitos o algas verdeazuladas
- Clorofitas

4.5.1.2-Diatomeas

Las diatomeas corresponden a la clase Bacillariophyceae (*diatomeales* o *bacillariales*) de la división *Crysophyta*, dividida en 2 órdenes: *Centricae* y *Pennatae*. (Álvarez Arellano, 1994). Son un grupo de algas unicelulares.

Las representantes marinas presentan un rango de tamaño que fluctúa entre 50 y 500 μm (Microplancton). (Martínez y Herrera, 2009).

Por sus características y requerimientos se las considera las únicas algas verdaderas (son estrictamente autótrofas, no presentan ninguna estructura propia del reino animal, tienen una amplia distribución mundial), y constituyen el grupo más importante del fitoplancton debido a que contribuyen con cerca del 90% de la productividad de los sistemas. En nuestra zona, y bajo condiciones normales, siempre predominan por sobre los otros grupos, ya que se ven especialmente favorecidas por los eventos de surgencia que aportan aguas frías y ricas en nutrientes hacia la superficie.

Se las encuentra solitarias o conformando cadenas. En este último caso las diferentes especies presentan distintas estrategias o formas de unión entre las células. La taxonomía de este grupo se basa en dos aspectos principales: la simetría y las características de su pared celular.

En lo que se refiere a su pared celular, ésta es una estructura rígida constituida por sílice hidratada y proteínas, y se denomina FRÚSTULO o TECA. Este frústulo o teca se encuentra formado por dos partes que se unen como las piezas de una caja, que reciben el nombre de SEMITECAS. La semiteca superior se llama EPITECA y la inferior HIPOTECA.

Tanto la epiteca como la hipoteca constan de porciones perfectamente delimitadas. La región superior de la epiteca y la inferior de la hipoteca se denominan VALVAS y, según corresponda, se nombran EPIVALVA e HIPOVALVA. Por otra parte, los bordes de las semitecas reciben el nombre de PLEURAS, existiendo una EPIPLEURA e HIPOPLEURA. En base a lo anterior, y a la región del frústulo que se esté observando de un ejemplar, será la denominación que reciba la vista. Esto es: si se observa la epivalva o hipovalva será una VISTA VALVAR, si se observan las pleuras, entonces será una VISTA PLEURAL.

Los frústulos de las diatomeas presentan una serie de ornamentaciones tales como aréolas, poros, bandas, etc., o bien presentan prolongaciones o proyecciones. También, es común la presencia de estructuras accesorias o externas como membranas, setas, espinas que sirven para la unión de las células en cadena. En algunas especies de diatomeas con simetría bilateral existe una estructura central que recorre toda la célula denominada RAPE.

Respecto de la simetría, las diatomeas se dividen en dos grupos: aquellas de simetría radial (*Orden Biddulphiales o Centrales*) y las de simetría bilateral (*Orden Bacillariales o Pennales*). Las relaciones de simetría pueden establecerse determinando los ejes presentes en cada grupo.

Las diatomeas de simetría radial presentan dos ejes: EJE PERVALVAR, que une los puntos medios de cada valva, y el EJE TRANSVERSAL o DIÁMETRO, perpendicular al anterior.

Las diatomeas de simetría bilateral presentan tres ejes: EJE PERVALVAR, que une los puntos medios de cada valva, EJE APICAL, que une los extremos del frústulo, y EJE TRANSAPICAL, que recorre la célula de pleura a pleura. (Martínez y Herrera 2009).

4.5.1.3-Cianofitas

Están presentes en aguas de variado rango de salinidad y temperatura. Las algas azul-verdosas son planctónicas, de las cuales algunas microscópicas planctónicas tienen gran importancia para los laboratorios marinos comerciales y también para la industria. (Martínez y Herrera 2009).

Entre los organismos vivos sólo las bacterias y las algas azul-verdosas son procarióticos, es decir que no tienen núcleo circundado por una membrana. El tamaño de las cianofitas puede fluctuar entre 0,5 y 70 μm de diámetro, por lo cual se las ubica dentro del nanoplancton. Presentan tres grupos morfológicos: unicelulares solitarias o asociadas, cenobios no filamentosos y cenobios filamentosos.

Los cenobios no filamentosos pueden ser regulares o irregulares. Los cenobios regulares resultan según los planos en que se dividan las células: si se dividen en dos planos resulta un cenobio laminar, y si se dividen en tres planos resulta un cenobio cúbico. Los cenobios irregulares no presentan una forma definida.

Los cenobios filamentosos se forman por divisiones unidireccionales constituyendo filas de células que se denominan tricomas. Existen formas en las cuales uno o más tricomas se encuentran rodeados por una vaina común, en ese caso se denominan filamentos.

Sólo presentan reproducción asexual, a través de esporas (endo o exosporas) y

de hormogonios y hormosporas. También se considera estructura reproductiva una célula especializada que poseen algunos géneros filamentosos denominada aquineta, la cual corresponde a una espora de resistencia que le permite a la especie perdurar durante períodos de condiciones desfavorables. Finalmente, en algunos géneros, tales como *Arthrospira* o *Spirulina* la reproducción asexual se ve favorecida por fragmentación.

Las algas azul-verdosas han sido consideradas responsables de la temprana acumulación de oxígeno en la atmósfera terrestre. Ellas están presentes en aguas de variado rango de salinidad y temperatura, en suelos húmedos y rocas. Las algas azul-verdosas son planctónicas, de las cuales algunas microscópicas planctónicas tienen gran importancia para los laboratorios marinos comerciales y también para la industria. (Martínez y Herrera 2009).

Algunas especies como la *Anabaena flor-aquae* y la *Macrocyctis aeruginosa* son responsables de envenenamiento en animales como peces y crustáceos, siendo también dañinas para el hombre, a quien pueden causar dermatitis. (Plant Biology. Norstog and Long. 1976).

Entre los organismos vivos sólo las bacterias y las algas azul-verdosas son procarióticos, es decir que no tienen núcleo circundado por una membrana. La pared celular de estas algas está rodeada por una envoltura o capa viscosa mucilaginoso compuesta por ácidos pectínicos y mucopolisacáridos. Los compuestos fotosintéticos o tilacoides no están encerrados en membranas a manera de cloroplastos, como ocurre en otras algas clorofilosas, al contrario, los tilacoides están libres en el citoplasma.

También presentan los pigmentos accesorios en forma de pequeñas partículas llamadas ficobilisomas, distribuidas en el protoplasma celular, entre las que se mencionan c - ficocianina, c - aloficocianina y c - ficoeritrina (ver Tabla I). Los dos primeros ficobilisomas son azules y el restante es rojo, todos ellos compuestos por proteínas con grupos cromofóricos . Estos pigmentos accesorios al parecer

transfieren energía lumínica que es absorbida por la clorofila-a. (Martínez y Herrera 2009).

Las especies de mayor importancia en acuicultura son: *Spirulina sp.*, *Oscillatoria sp.*, *Anabaena sp.* Y *Microcystis sp.* Se ha comprobado que la *Spirulina sp.* Posee elevado porcentaje de proteína, es fácil su cultivo masivo y es usado como alimento para larvas de camarón, así como en la fabricación de dietas para organismos superiores incluyendo el hombre. (Álvarez Arrellano, 1994).

4.5.1.4-Clorofitas

A pesar de las diferencias entre las divisiones de algas todas comparten un grupo de características comunes: poseen clorofila y son fotosintéticas. Todas requieren oxígeno para la respiración y lo producen en la fotosíntesis. Todas se diferencian de las plantas superiores por cuanto no poseen ramas, frutos, etc., con la excepción de las Laminarias “kelp”, que se fijan con raíces y presentan ramificaciones. Ninguna de las algas desarrolla sistemas de conducción.

La estructura básica de las algas verdes es semejante al de las plantas superiores, por lo que se cree que éstas evolucionaron a partir de las primeras. Las algas verdes poseen un protoplasma que contiene un núcleo, nucléolo, vacuolas, ribosomas, mitocondrias, cloroplastos y retículo sarcoplásmico. Sus cloroplastos contienen abundante clorofila-a, propio de las células eucarióticas fotosintéticas y clorofila-b que también está presente en plantas superiores. También poseen xantófilas (pigmento amarillo) y carotenoides (pigmentos anaranjados) que son accesorios. Las algas verdes poseen pirenoides que funcionan como depósitos de almidón y yacen dentro de los cloroplastos. Las manchas oculares se las encuentran en las algas verdes mótils y las conforman gránulos compactados de carotenoides. Posiblemente estas manchas tienen respuesta positiva a la luz. Su motilidad se debe a la presencia de flagelos que están en número de 2 - 4 y de igual tamaño.

Las formas de las células son múltiples y los modos de reproducción son variados. En muchas clorofitas multicelulares la reproducción asexual es por fragmentación de colonias. Esporas asexuales también se dan en muchas algas verdes, siendo las mitosporas aquellas producidas por mitosis. Si las esporas son móviles (flageladas) se llaman zoosporas. La reproducción sexual también ocurre en casi todas las clorofitas, siendo una excepción la *Chlorella* sp. En la que no se ha visto sexualidad. En lo que respecta a la reproducción sexual de las clorofitas se dan tres variaciones en base a los gametos:

Isogamia, *Anisogamia* y *Oogamia*. La anisogamia y la oogamia son características en plantas más desarrolladas. En todos los casos los gametos son producidos en células llamadas gametangios, que cuando son liberados, si son móviles, nadan en el agua antes de combinarse con sus parejas para formar los cigotos.

Las algas verdes presentan tres grandes grupos en base a su organización celular:

- Células móviles individuales o colonias.
- Colonias compuestas de células no móviles.

Un ejemplo del primer grupo está representado por el género *Chlamydomonas*, alga unicelular biflagelada de agua dulce con una tremenda velocidad de multiplicación (asexual) cuando los nutrientes, la luz y la temperatura son óptimos. Una sola célula puede dividirse hasta ocho veces en un día. El segundo grupo incluye formas unicelulares y filamentosas multicelulares, un ejemplo es el género *Chlorococcum*, alga unicelular de agua dulce que se reproduce asexualmente por formación de zoosporas. Un ejemplo del tercer grupo lo constituye la *Acetabularia*, que es un alga de agua salada multicelular. Su reproducción asexual ocurre con la formación de zoosporas que dan origen a un cigote y finalmente la planta. (Martínez y Herrera, 2009).

4.5.1.5-Dinoflagelados

Los Dinoflagelados corresponden a un grupo del fitoplancton marino de carácter cosmopolita. Sus características morfológicas y requerimientos nutritivos los hacen exitosos desde el punto de vista reproductivo y de crecimiento, en aguas tropicales, donde la estabilidad en la columna de agua es mayor y la concentración de nutrientes más baja. En nuestras aguas ocupan un lugar secundario, respecto de las diatomeas.

El tamaño de los dinoflagelados fluctúa entre 50 y 500 μm , por lo que se les ubica dentro del micro plancton, 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. (Martínez y Herrera, 2009).

Existe una teoría muy aceptada para explicar la aparición de este filum y especialmente la aparición de dinoflagelados fotosintéticos, que se conoce como “teoría de la endosimbiosis”. Esta teoría apoya la idea de que los hoy día orgánulos celulares mitocondrias existieran como bacterias fuera de las células.

Por fagocitosis existiría “deglución” de las mitocondrias, pero en lugar de ser digeridas, pasarían eventualmente a constituir una sociedad simbiótica, lo cual se ve apoyado por la doble membrana que se puede apreciar en estos orgánulos. En los dinoflagelados, los organitos que presentan una estructura interna similar a un núcleo, presentan sin embargo tres membranas, lo que sugiere una endosimbiosis secundaria. Para los plastos que contienen clorofila

C, se propone la teoría de un proceso como el anteriormente descrito que englobó en el dinoflagelado una diatomea o probablemente una crisofita. Con posterioridad esta simbiosis pasó a formar parte de los dinoflagelados dentro su propio ciclo vital.

4.5.1.5.1-Morfología y clasificación de lo dinoflagelados.

4.5.1.5.2-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. Un buen agente para este grupo es la solución de yodo con la que se fijan las muestras para recuento.

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 cingulo), que corresponde a un surco transversal que rodea a toda la célula y que aloja al flagelo transversal. 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 surco se dice ventral y la contraria, dorsal. (Porciel y Martínez 2007).

4.5.1.5.3-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, etc. Todas se utilizan como una característica taxonómica.

Los dinoflagelados presentan una gran diversidad morfológica y funcional: en su mayoría son unicelulares, pero algunas forman colonias. Pueden ser fotosintéticos o heterótrofos (fagótrofos o parásitos), de vida libre o sésil y son componentes importantes del fitoplancton, tanto de aguas continentales como marinas. Muchos dinoflagelados presentan, por debajo de la membrana plasmática, vesículas que contienen placas de celulosa que le dan un aspecto rígido. El número, la forma y las ornamentaciones de las placas se utilizan para la determinación de las especies. También hay formas desnudas que incluyen algunas especies parásitas.

Los dinoflagelados que tienen cloroplastos de color marrón, excepcionalmente azul o rojo, tienen como pigmentos clorofila a y c, beta-caroteno y diversos tipos de xantofilas. Como sustancia de reserva, presentan lípidos y granos de almidón libres en el citoplasma. Habitualmente tienen dos flagelos que baten dentro de surcos; uno acintado, que rodea el cuerpo como un cinturón, y el segundo en forma perpendicular al primero. El batir de los flagelos hace que las células roten cuando se desplazan en el agua. El núcleo se denomina dinocarion por poseer características diferentes de las de otros protistas: presentan cromosomas siempre condensados, una alta concentración de ADN y carecen de histonas, entre otras diferencias. Muchos dinoflagelados, como *Gonyaulax* y *Noctiluca* son bioluminiscentes por la noche y producen “chispas” en las olas de mar. Algunas especies, que suelen ser de color rojo, producen fuertes toxinas. Estos organismos alcanzan grandes densidades, de hasta 60 millones de células por litros en determinadas condiciones ambientales, formando las temibles mareas rojas. Entre las diversas especies que provocan este fenómeno se incluye *Gessnerium catenellum*, que produce una neurotoxina tan potente que un gramo sería suficiente para matar cinco millones de ratones en quince minutos. Los mejillones también pueden ingerir a los dinoflagelados responsables de las mareas rojas y así concentrar esta toxina; estos moluscos resultan muy peligrosos cuando son consumidos por los vertebrados, incluidos los seres humanos.

Los dinoflagelados suelen formar asociaciones simbióticas con cnidarios marinos, como los corales y las anémonas, y con almejas. La especie *Gymnodinium mocooadraticum* es una de las más comunes en los arrecifes de coral y se ha comprobado que, en ausencia de estos organismo, la formación de coral es mucho menos eficiente. (Porciel y Martínez 2007).

CuadroNº2. Densidades óptimas de fitoplancton en estanques de camarón.

Tipos de algas	Mínimo	Máximo
Diatomeas	20,000 Cel/ml	-----
Clorofitas	50,000 Cel/ml	-----
Cianofitas	10,000 Cel/ml	40,000 Cel/ml
Dinoflagelados	-----	500 Cel/ml
Algas totales	80,000 Cel/ml	300,000 Cel/ml

(Treece, 1994)

4.6-Coloración del agua

La coloración y turbidez del agua es importante para mantener las clases y cantidades de algas deseadas. La turbidez del agua se mantiene óptima entre los 25 y 35 cm. El color está determinado por las especies de algas que se encuentran en mayor volumen. Chen, 1997 reporta coloración de la siguiente manera:

Cuadro N°3 Coloración del agua.

Color	Especie	Observaciones
Marrón a pardo	Chaetoceros, Navícula, Nitzchia, Ciclotella, Cynedra, achnanthes, Amphora, Euglena.	Es la mejor coloración para el cultivo de camarones. Turbidez optima de 25 a 40 cms.
Verde	Chlorella, Dunaliella, Platymonas, Carteria, Chlamydomonas, Scenedesmus, Euglena.	Turbidez entre 20 y 30 cms. Con esta coloración se presentan menos enfermedades, poca acumulación de materia orgánica.
Verde azul o verde oscuro	Oscillatoria, Phormidiun, Micrococleus, lynbya, Chorococcus, Spirulina, Anabaena, Synechcystis, Clorophytas y Diatomeas	Se da por aumento en la temperatura o en estanques con más de 5 años de uso, con materia orgánica acumulada, camarón adquiere color verde oscuro o azul negro, cuidar crecimiento de Anabaena, después sigue el zooplancton.
Marrón negro	Oolithodiscus, proocentrum, Peridinium, Ceratium, Gymnodiniumn, Gonyaulax, Noctiluca, Chilomonas, Euglena, Platymonas y Diatomeas.	Introducción de aguas contaminadas, detritus de alimento, falta de recambio de agua, concentración de materia acida, falla del estanque,
Amarillo acido	Chlamydomonas, Hymedomonas, Rhodomonas, Chilomonas, Dunaliella, Diatomeas, Cianofitas	Acumulación de materia orgánica, crece descomposición anaeróbica, disminuye PH, puede causar mortalidad
Turbio	Detritos, Zooplancton, Protozoos, Febrea, Frontania, Nassula, Rotíferos.	Debido a partículas de lodo, detritus y zooplancton en suspensión en la columna de agua, compiten por oxígeno con el camarón.

(Según Chen Chieh Chun. 1997).

4.7-Calidad del agua para el cultivo de camarones y el crecimiento de fitoplancton

La determinación de la calidad del agua depende del uso que se le va a dar, el propósito fundamental del manejo de la calidad de agua de cualquier sistema de acuicultura es regular y mantener las condiciones óptimas para la sobrevivencia y el crecimiento de las especies en cultivo.

El fitoplancton también juega un papel importante en regular los parámetros de calidad de agua. Las algas son biofiltradoras naturales y removedoras efectivas de desperdicios nitrogenados solubles como el amonio. El fitoplancton y los sólidos suspendidos sombrean la columna de agua creando un ambiente más favorable para los camarones, a los que generalmente no les gusta la luz fuerte.

Algas, bacterias y protozoos, tienen la capacidad de acumular concentraciones de materia contaminante, cuando prolifera cierta cantidad de estos organismos, actúan, absorbiendo desechos de estos organismos y detritos de alimentos que se transforman en NH_3 y H_2S .

Una mala calidad de agua puede aumentar a las clorofitas y otras clases de algas con setas móviles tales como *Carteria*, *Chlamydomonas* y *Piramimonas*. Cuando la materia orgánica es abundante aparecen las *Euglenophytas* y *Lepocinclis*, también aparecen *Hatophyta*, *Crysophyta*. En algunos casos donde se presentan dinoflagelados, sus altas poblaciones pueden desarrollar mareas rojas, algunos miembros de este grupo son tóxicos para los organismos. (Lin, F. 1995).

4.7.1-Fotosíntesis y respiración.

En la fotosíntesis la clorofila (el pigmento verde de las plantas) captura energía del Sol, como el fitoplancton tiene que hacer la fotosíntesis y necesita para ello energía del Sol, solo puede estar en la superficie del océano. En el mar abierto esta capa puede tener unos 100 m de espesor, sobre una profundidad total de

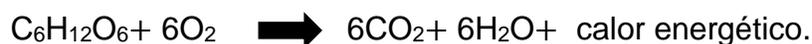
3000 m. una parte de la energía del Sol se utiliza para romper las moléculas de agua en hidrogeno y oxígeno. (Martínez y Herrera, 2012).

Las plantas utilizan dióxido de carbono (CO₂), agua (H₂O), nutrientes, minerales, y luz solar para producir materia orgánica en forma de azúcares (C₆H₁₂O₆) y oxígeno (O₂) durante la fotosíntesis. La reacción de la fotosíntesis es:



Las moléculas simples de azúcar producidas durante la fotosíntesis por las plantas verdes representan casi el total de la energía disponible para los seres vivos. Los animales y plantas dependen de la energía producida por la fotosíntesis. Las moléculas simples de azúcar son también la base de enlaces orgánicos más complejos. Las plantas generan almidón, celulosa, proteínas, grasas, vitaminas y otros compuestos a partir del azúcar generado por la fotosíntesis. El tejido vegetal se forma de estos compuestos y las plantas utilizan ese azúcar como fuente de energía. Los animales no pueden producir materia orgánica, sino que deben alimentarse de plantas o de animales que se alimentaron de plantas. (Martínez y Herrera, 2012).

Durante la respiración, la materia orgánica se combina con el oxígeno (oxidación) al liberar el agua, Dióxido de carbono y energía. Las células de plantas y animales tienen la capacidad de capturar algo de la energía liberada mediante la oxidación y utilizarla en sus procesos biológicos, el resto de la energía se pierde como calor. Desde el punto de vista ecológico, la respiración es lo opuesto a la fotosíntesis:



Cuando la fotosíntesis es más rápida que la respiración el oxígeno se acumula y el dióxido de carbono disminuye en el agua del estanque. Esta es la situación normal durante el día; por la noche la fotosíntesis se detiene pero la respiración continua, por lo que el oxígeno disminuye y el dióxido de carbono se incrementa.

4.8.- El fitoplancton como capacidad de carga para el crecimiento del cultivo de camarón

La capacidad de carga es importante en los cultivos acuícola y dulce acuícolas porque al poseer nutrientes que favorecen la proliferación del fitoplancton (microalgas), base de la cadena trófica del sistema. De estas células se alimentara el zooplancton (pequeños invertebrados) que junto con las primeras, constituirán el alimento de las primeras fases del desarrollo de los camarones *litopenaeus vannamei* presentes en el medio. Otra importancia en la acuicultura semi-intensiva es que debido al bajo nivel de organismos (10-15 organismos) podemos utilizar la capacidad de carga como alimento primerio sin la necesidad de alimento externo, disminuyendo los costos y manteniendo o aumentando la producción que es el objetivo principal de todo productor acuícola (Huet, 1973).

4.9-Condicionen del fitoplancton en cultivos

Los grupos de fitoplancton deseables en los estanques de camarón son las diatomeas y las algas verdes, se consideran benéficos y son parte de la cadena alimenticia que incluye a la mayoría de los invertebrados acuáticos y las larvas de peces. Por el contrario, los dinoflagelados y las cianobacterias se asocian a una pobre calidad del agua y a eutrofización. Las proporciones entre los nutrientes ejercen un efecto selectivo sobre las comunidades de fitoplancton natural. En cuerpos de agua someros como son los estanques, una fuente adicional de nitrógeno y fósforo procede del agua intersticial de los sedimentos y puede llegar a ser más importante que la cantidad de nutrientes que proceden del agua y ser buenos indicadores del estado trófico del cuerpo de agua (Yussoff, et al. 2002).

Durante el curso de la eutrofización, las poblaciones de diatomeas decrecen y otros grupos persisten como los dinoflagelados o las cianobacterias. Las diatomeas centrales se reconocen como el grupo de microalgas que contiene las especies más deseables como parte del fitoplancton costero por ser alimento de consumidores superiores y generalmente no forman florecimientos algales

nocivos, no producen toxinas y además, las diatomeas se consideran el mejor alimento para el camarón por encima de otro tipo de microalgas (Jory, 1995).

Las cianobacterias son consideradas como peligrosas y no forman parte importante de la cadena alimenticia en los ecosistemas acuáticos, además producen malos sabores al agua y generan sustancias tóxicas para los animales acuáticos. Las cianobacterias crean condiciones de pH elevado debido a la disminución de carbono inorgánico lo cual a su vez, favorece su desarrollo sobre otras especies deseables. Los acuicultores requieren que los florecimientos fitoplanctónicos promovidos por la fertilización sean estables y las especies beneficien el desarrollo de la especie en cultivo; en la actualidad se está desarrollando la investigación sobre las sucesiones fitoplanctónicas dentro del estanque por medio de la administración de bacterias benéficas (Yusoff et al., 2002).

Se ha observado que las diatomeas crecen rápidamente con adiciones frecuentes de nitrato, los flagelados se relacionan con una alta disponibilidad de amonio o de nitrógeno orgánico disuelto el cual puede modificar la sucesión de especies y provocar florecimientos algales nocivos que pueden afectar el sabor, la sobrevivencia y el precio de las especies cultivadas.

En aguas con alto contenido de fósforo y nitrógeno, las cianobacterias tienden a dominar la comunidad fitoplanctónica. Las altas temperaturas y el alto suministro de nutrientes le dan ventaja a las cianobacterias para formar florecimientos sobre el fitoplancton eucariota. En estanques de cultivo, Yusoff et., (2002) encontraron una dominancia de algas azul verde cercanas al 90% cuando la fuente de agua estuvo enriquecida en nutrientes y dominada por cianobacterias. Los estanques reciben alta cantidad de materia orgánica en forma de fertilizantes, alimento y desechos metabólicos que bajo condiciones aerobias soportan una gran variedad de la vida bentónica y que a su vez, son una fuente importante de alimento para el camarón. Por lo tanto, es necesario conocer la condición del fondo del estanque

en una profundidad de al menos 5 cm y analizar su contenido de materia orgánica, acidez, fosfato, hierro disponible y pH.

4.10-Recolecta de muestra y recuento de fitoplancton.

Todas las muestras deben de ser sacadas del estanque con un muestreador de PVC (2 pulgadas) con una pelota de tenis en un extremo para retener el agua. El muestreador debe de llegar al menos al 80 cm de profundidad y en él se contendrán aguas de superficie, de la parte media y del fondo del estanque. Es importante hacer esto, porque el fitoplancton no se distribuye uniformemente en la columna de agua, su distribución también varía con hora del día que se hacen los muestreos. Lo más recomendado para la toma de la muestra es entre las 9 am y las 12 del mediodía.

Las muestras deben de ser tomadas de las compuertas de entrada y salidas y una tercera de la parte central del estanque. Las aguas de los tres muestreos se depositan en un balde (para que se mezclen), luego se saca la cantidad y distribución de especies de fitoplancton.

Las muestras son llevadas al laboratorio donde son puestas en una probeta de 250 ml y fijadas con solución lugol, donde se aplican 6 a 7 gotas de solución dependiendo de la turbidez de la muestra y se dejan fijar de 18 a 24 horas y luego se procede al conteo. (Martínez, et al. 2009).

El frasco que contiene la muestra se rotula con los siguientes datos: nombre de la granja, número de estanque, durante la toma de muestra se deben anotar también en una bitácora datos como: fecha de recolección de la muestra, coloración del agua a la hora de la toma de la muestra. (Lin, 1995).

Para el conteo se utiliza la cámara de Neubauer, en donde se cuentan los cuatro cuadrantes en forma de S, se suman las especies encontradas de cada uno de los grupos encontrados y se multiplican por 2,500 y el resultado se expresa como Cel/mil. (Martínez, et al. 2009).

La cámara de Neubauer con cuatro cuadrantes cada uno con 16 cuadros menores de 250 micras. En esta cámara se cuentan los organismos menores de 25 micras y bacterias filamentosas. Se suman todos los organismos que están dentro de los 16 cuadros de cada cuadrante, empezando por el cuadro superior izquierdo de cada cuadrante siguiendo la trayectoria en forma de S.

Con relación a los organismos que se encuentren en los límites de los cuadros sobre las líneas, solo se contarán directamente los que estén sobre el lado derecho e inferior y no se tomarán en cuenta los que están sobre la izquierda y superior. (Lin,1995).

Hematocitometro (cámara de Neubauer) es una cámara de contaje adaptada al microscopio de campo claro o al de contraste de fases. Se trata de un porta objetos con una depresión en el centro, en el fondo de la se ha marcado con la ayuda de un diamante una cuadrícula. Es un cuadrado de 3mm x 3mm, con una separación entre dos líneas consecutivas de 0.25mm. Esta cámara consiste de dos partes, el elemento principal está formado por una placa de vidrio y resistente a golpes y altas temperaturas en la placa una depresión en forma de H ha sido cortada formando dos áreas de conteos elevadas.

Los hombros elevados a ambos lados de la H son aserrados con precisión a exactamente 0.1mm sobre el área de conteo, es una pieza de vidrio altamente pulido de 0.4mm, descansa sobre los hombros formando la parte superior de la cámara de conteo, las áreas de conteo están cubiertas con una capa metálica delgada de la cual da una apariencia ligeramente oscura bajo el microscopio, en esta capa varias líneas están trazadas con gran precisión el patrón, cuadrículado tiene 9 cuadros cada uno de 1mm x 1mm. Cada uno está dividido en cuadros más pequeños y el cuadro del centro está aún más subdividido en 400 cuadros de 0.05mm².

V-MATERIALES Y MÉTODOS

5.1-Localización del experimento

Estas instalaciones se encuentran ubicadas en el balneario Las Peñitas-Poneloya, a 20 km de la ciudad de León, la cual está conectada a la ciudad por medio de una carretera pavimentada, con las siguientes coordenadas: 496451 mE 1367342 mN elevación 8m (LIMA). Y 498465 mE 1366159 elevación 2m (ISLA SANTA LUCIA) respectivamente.

El Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA) e Isla Santa Lucía, son parte de las edificaciones que posee la universidad la cual está destinada a la carrera de Ingeniería Acuícola.

5.2-Flujo de agua Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas:

La toma de agua se encuentra en la parte trasera del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA), la cual se toma mediante unas tuberías de tres pulgadas que están enterradas a 1 metro de profundidad bajo la arena y a 120 metros desde la toma de agua hasta la estación de bombeo, el modelo de la bomba JHHG-53 HL de 5 HP, el agua es bombeada hacia un reservorio por medio de una bomba axial Marca STA-RITE dicho reservorio, está dividido en dos partes cada uno de ellos tienen una dimensión de 11.35 m de largo y 4.8 m de ancho, teniendo la capacidad de contener 54 m³ de agua ubicado en las instalaciones LIMA.

El agua es bombeada a todas las instalaciones del laboratorio mediante una bomba sumergible MODV SUMP PUMP modelo M100s/m serie SR#100894, 1.3 HP ubicada en el reservorio de concreto utilizando tubos de 2 pulgadas de diámetro.

5.2.1-Flujo de agua Estación Biológica Marina

La toma de agua de la Isla Santa Lucía se encuentra frente a las instalaciones, su flujo de agua está conectada a una válvula de cheque de 2plg, con una tubería de 19m largo hasta la bomba de agua marca: STARITE, Mod: JHHG-53HL, Hp: 2 ½, el agua es bombeada hacia un reservorio de 28m² con una profundidad de 200m.

5.3- Pilas de concreto en la Isla Santa Lucía y en el LIMA

Este trabajo se llevó a cabo en pilas de concreto en dos ubicaciones:

En el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA) con tres dimensiones: las pequeñas de 10m², las medianas de 12 m² y las grandes de 20m². Aunque tienen 2,5 mts de profundidad, se manejan columnas operativas de entre 80 a 100cms. Estos estanques se siembran a diferentes densidades que varían entre 12 pls por m² a 150 pls por m². Existen 16 pilas de 4 m². Con columnas operativas de 70 a 100 cms.

En La Estación Biológica Marina (Isla Santa Lucía), los estanques de concreto presentan profundidades máximas de 1,20 mts y una columna operativa de entre 60 a 90 cms. Existen 12 pilas rectangulares con diferentes áreas: las pequeñas con 6,25 m², las medianas con 12,5m² y las grandes con 25m².

5.4-Monitoreo de los Factores físico-químicos del agua de las pilas de cultivo

Los parámetros físicos y químicos se tomó a las siete de la mañana y la recolecta de la muestra de fitoplancton a las 3 de la tarde, esta fue tomada tres días a la semana, en los seis estanques que tienen un tamaño de 25m² y un nivel operativo de 75 cm las de la ISLA y 12 m² con un nivel operativo de 80 cm en LIMA.

Los equipos necesarios para para la medición de los factores físicos y químico como son: Oxímetro, pH-metro, fueron facilitados por parte de la universidad. Los factores que se tomaron en cuenta para realizar este estudio fueron los siguientes:

5.4.1-Oxígeno Disuelto

En este experimento se tomó el parámetro a las 7 de la mañana hora recomendable por la incidencia de la luz solar en las instalaciones utilizando un oxígeno metro marca (YSI-550). Se calibró con agua dulce y luego se introdujo el sensor térmico hasta unos 20 cm debajo de la superficie del agua de las pilas y se realizó la medición.

5.4.2-Temperatura

La temperatura fue medida por medio de un oxigenometro de marca YSI-500 eco Sence. Este es el mismo aparato que se utilizó para la toma de oxígeno disuelto y de la misma forma se procedió a tomar el dato de la temperatura.

5.4.3-Salinidad

Para medir la salinidad se utilizó un refractómetro marca Bio-marine.inc modelo ABMTC salinity 0-100 o/ooS. Este instrumento presenta un sensor por la cual percibe la salinidad, para calibrarlo se procede de la siguiente manera: En el prisma se coloca una gota de agua dulce de (0 So/oo). Y se ajusta con un desarmador hasta el punto 0 observado en la pantalla del aparato. La lectura del aparato siempre se realizara a contra luz.

5.4.4-pH

El pH fue medido por medio de un pH-metro portátil de bolsillo marca PHep BY HANNA. El cual fue calibrado con una solución buffer que regulaba el pH hasta 7 (pH neutro) Este instrumento presenta en la parte inferior una sonda mediante la cual se realiza la toma de dicho parámetro (acides o alcalinidad).

5.5-Muestras de agua para monitorear fitoplancton

5.5.1-Materiales:

Para recolectar las muestras, se tomaron en cuenta únicamente el agua de los estanques que sobresalieron en su coloración (tonalidad verde, marrón, turbia, etc.).

En cada punto de muestreo se registrara número de estanques, fecha y hora de la muestra, fotografía de la coloración del agua y de la muestra, datos de salinidad, PH, oxígeno, temperatura y turbidez.

Se utilizó un Tubo de pvc de 2plg. Diámetro × 1m de largo, 1 pelota de tenis color verde, se introdujo tomando 3 muestras de agua de entrada, centro y salida de agua, se depositaron en un balde para homogenizar las muestras, esta no se expuso al sol, para obtener una temperatura de 28°C, para lograr tener esta temperatura, colocamos la botella en un termo con hielo, ya capturadas las muestras en la ISLA se llevaron al laboratorio LIMA juntando las muestras tomadas aquí, se echaron en las probetas con capacidad de 250 ml, aplicando 7 gotas de lugol, dejándolas reposar durante un periodo de 18 a 24 horas, después de ese tiempo se sacó con una manguerita el agua y se echaron en un beaker de 50 ml y se procedió a la identificación en el microscopio electrónico, utilizando una libreta, lápiz, borrador y un catálogo de identificación de algas y se tomaron fotos a las algas identificadas.

5.5.2-Conteo e identificación de algas

Se procedio al conteo de algas utilizando un hematocitometro, en esta cámara se cuentan los organismos menores de 25 micras y bacterias filamentosas. Consta de cuatro cuadrantes cada uno con 16 cuadros de 250m de cada cuadrante, empezando por el cuadro superior izquierdo de cada cuadrante y siguiendo una trayectoria en forma de S. con relación a los organismos que se encuentren en los límites de los cuadros sobre las líneas, solo se contaron directamente los que estaban sobre el lado derecho e inferior y no se tomaron en cuenta los que

estaban sobre el lado derecho e inferior y no se tomaron en cuenta los que estaban sobre el lado izquierdo y superior.

Se procedió a multiplicar el total de organismo por 2500 y nos da organismos o células por ml.

Es recomendable hacer dos conteos por estanques utilizando esta cámara ya que el promedio de estos conteos será un dato más real.

VI.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1.-Identificación de géneros de fitoplancton

A continuación se presentan el listado de microalgas encontradas en las aguas de los estanques acuícolas ubicados en la Isla Santa Lucía y en el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA). Las microalgas fueron organizadas de acuerdo a su Orden, Familias y Géneros.

Se encontraron 4 Grupos, 11 órdenes, 13 familias y 13 géneros.

Para la Identificación de estos grupos se utilizó el Acta oceanográfica del pacífico. Dr. R. Jiménez. INOCAR. Vol. 2, N°2. 1983.

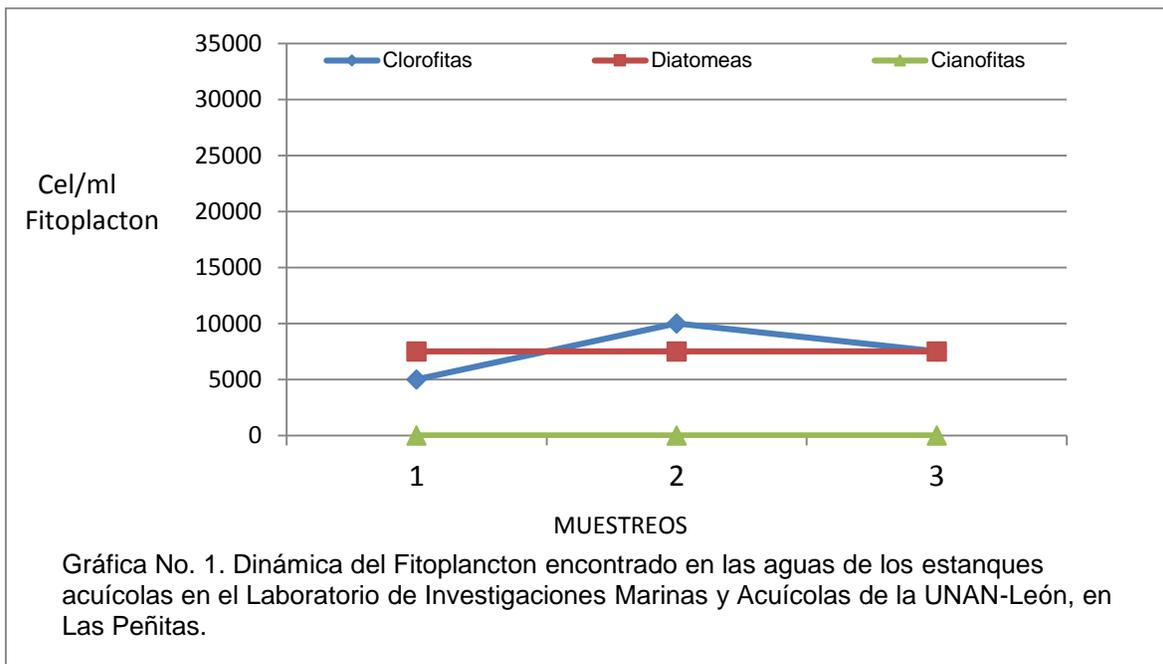
Cuadro N°1. Listado de las microalgas más frecuentes encontradas en las aguas de los estanques acuícolas de la zona de Las Peñitas, León Nicaragua. 2013.

Grupo	Orden	Familia	Género
Diatomeas	<i>Coscinodiscales</i>	<i>Coscinodisceaceae</i>	<i>Coscinodiscus</i>
	<i>Naviculales</i>	<i>Naviculaceae</i>	<i>Navícula</i>
	<i>Thalassiosiphysales</i>	<i>Catenulaceae</i>	<i>Amphora</i>
	<i>Thalassiosirales</i>	<i>Skeletonemaceae</i>	<i>Skeletonema</i>
		<i>Biddulphiaceae</i>	<i>Biddulphia</i>
	<i>Chaetocerotales</i>	<i>Chaetocerotaceae</i>	<i>Chaetoceros</i>
	<i>Bacillariales</i>	<i>Bacillariaceae</i>	<i>Nitzschia</i>
Cianofitas	<i>Chroococcaceae</i>	<i>Chroococcaceae</i>	<i>Chroococcus</i>
	<i>Nostocales</i>	<i>Nostocaceaea</i>	<i>Anabaena</i>
	<i>Oscillatoriales</i>	<i>Oscillatoriaceae</i>	<i>Oscillatoria</i>
Dinoflagelados	<i>Gonyaulacales</i>	<i>Ceratiaceae</i>	<i>Ceratium</i>
		<i>Gonyaulacaceae</i>	<i>Gonyaulax</i>
Clorofitas	<i>Volvocales</i>	<i>Chlamydomonaceae</i>	<i>Chlamydomonas</i>

6.2.- Dinámica del Fitoplancton

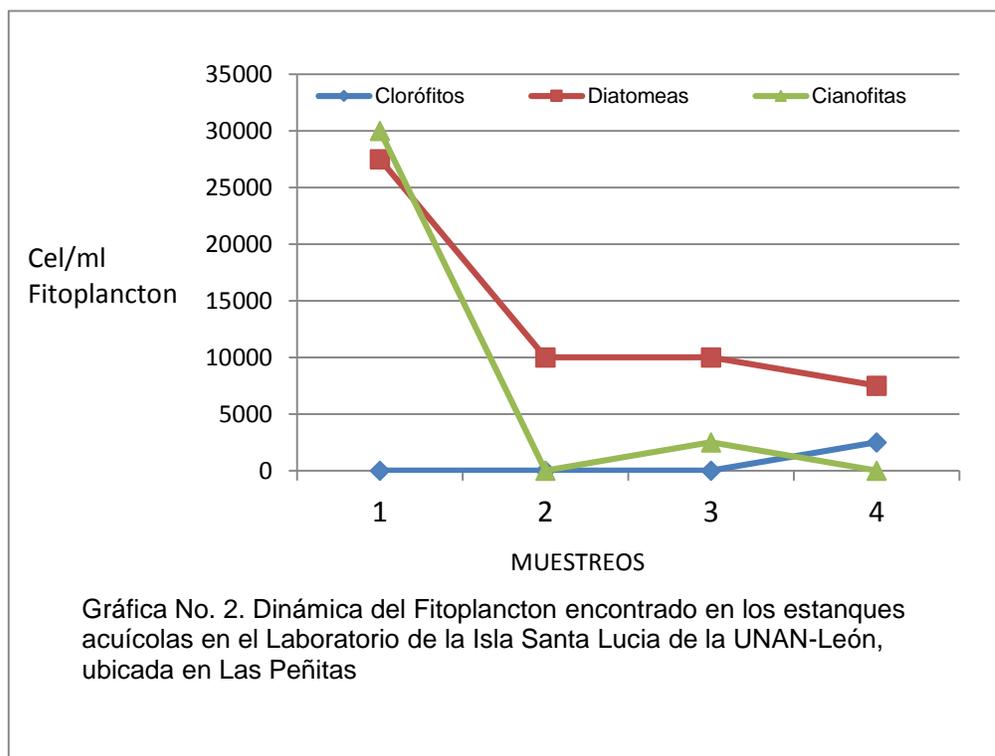
De todas las muestras de microalgas encontradas en el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas, se pudo determinar que los valores de la dinámica de fitoplancton variaron entre 0 y 10,000 cel/ml, para los tres grupos de la comunidad fitoplanctonica que tuvieron presencia en los muestreos (Clorofitas, Diatomeas y Cianófitas). Presentando para las clorofitas 5,000 cél/ml el primer muestreo, representando el valor más bajo, y de 10,000 cél/ml, para 2 muestreos siendo este el más alto. Con respecto a las diatomeas el valor obtenido fue de 7,500 cél/ml manteniéndose este valor durante los tres muestreos realizados. Las Cianofitas no tuvieron presencia en los muestreos. Ver gráfica No. 1.

Según Treece 1994, las densidades mínimas para las diatomeas es de 20,000 cél/ml, para las clorofitas es de 50,000 cél/ml, las Cianofitas tienen un valor máximo de 40,000 cél/ml. Observándose en la gráfica número 1 que la dinámica de fitoplancton correspondiente a aguas del LIMA se encuentra por debajo de los valores mínimos de los cuales estos se deberían de encontrar.



Para las muestras de fitoplancton obtenidas de los estanques de la Isla Santa Lucia, se obtuvieron los siguientes resultados: para el caso de las clorofitas en los primeros tres muestreos no se observó su presencia, sino hasta en un cuarto muestreo donde se obtuvieron 2,500 cél/ml. Para las diatomeas el valor más alto fue de 27,500 cél/ml y el más bajo fue de 7500 cél/ml. Las Cianofitas tuvieron 30,000 cél/ml como valor más alto, mientras que 2,500 cél/ml fue el valor más bajo. Ver gráfica No. 2

Se pudo corroborar que los resultados, según la gráfica No. 2, las clorofitas se mantuvieron por debajo de los valores aceptables, Según Treece 1994, las densidades mínimas para las diatomeas es de 20,000 cél/ml, para las clorofitas es de 50,000 cél/ml, las Cianofitas tienen un valor máximo de 40,000 cél/ml. Y los resultados obtenidos fueron: las diatomeas con su valor más bajo en el cuarto muestreo estuvo por debajo de los valores aceptables y con su valor más alto en el primer muestreo se encontró dentro de los valores aceptables, las cianofitas su valor más bajo del segundo al cuarto muestreo estuvo por debajo de los valores aceptables y su valor alto que fue en el primer muestreo estuvo dentro de los valores aceptables.

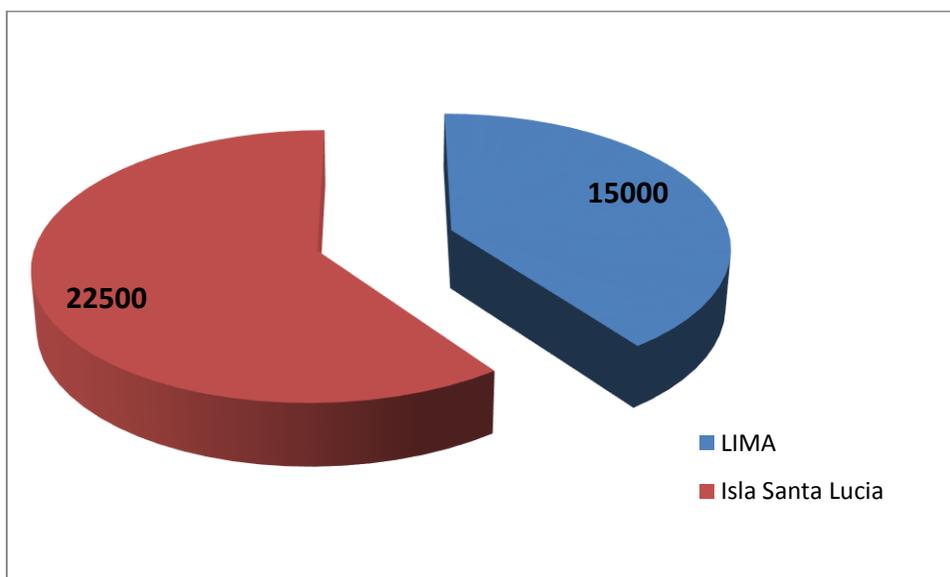


6.3- Comparación de poblaciones de fitoplancton del LIMA vrs la Isla Santa Lucia

Los valores de fitoplancton por mililitro estuvieron entre 22,500 y 15,000 cel/ml en las condiciones experimentales (aguas de los estanques en LIMA y aguas de los estanques en Isla Santa Lucia). En la aguas de los estanques Isla Santa Lucia la cantidad fue de 22,500 cel/ml. y en las aguas de los estanques del LIMA la cantidad de fitoplancton fue de 15,000 cel/ml. La tendencia observada indica que en aguas de los estanques de la Isla Santa Lucia se obtuvo una mayor cantidad de cel/ml que en las aguas de los estanques del LIMA.

Según Martínez 2011, el agua estuarina es rica en nutrientes y por ende en donde se podrán reproducir mayor cantidad de fitoplancton aprovechable para el camarón como alimento.

En el grafico número 3 se pudo observar que si se obtuvo un mejor resultado en las aguas de los estanques de la Isla Santa Lucia influenciada directamente por los manglares (es agua estuarina) que la del LIMA (tiene agua oceánica) en cuanto a cantidad de fitoplancton se refiere. Ver gráfico No. 3.



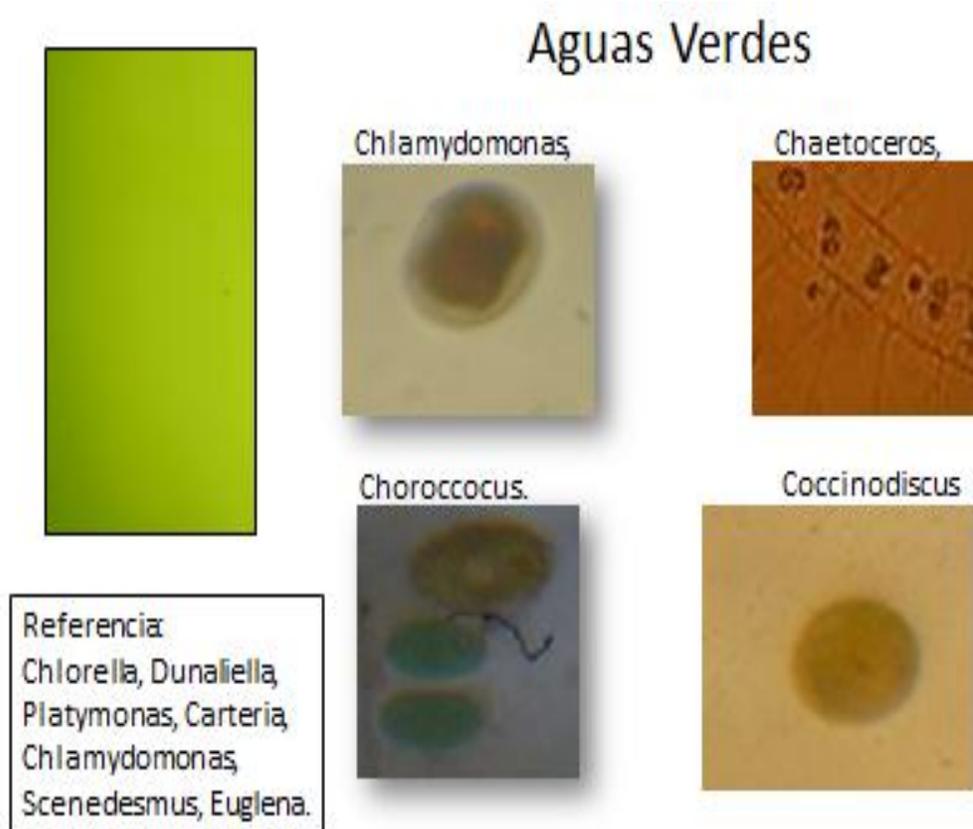
Gráfica No. 3. Cantidad de fitoplancton por mililitro encontrado en la Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA) en comparación a las encontradas en los estanques de la Isla Santa Lucia.

6.4.- Asociatividad existente entre coloración del agua, géneros más frecuentes y los géneros referenciados

La coloración de las aguas fueron asociadas al tipo de géneros fitoplanctónicos causante de esa coloración, en este trabajo se analizaron las muestras de agua fijadas con lugol.

También se asociaron la coloración de las aguas con las referencias bibliográficas existente especialmente de Chen Chieh Chun. (1997). Se encontraron las siguientes asociatividades:

Esquema N°1 de generos encontrados en relacion al color verde del agua y su referencia bibliografica.



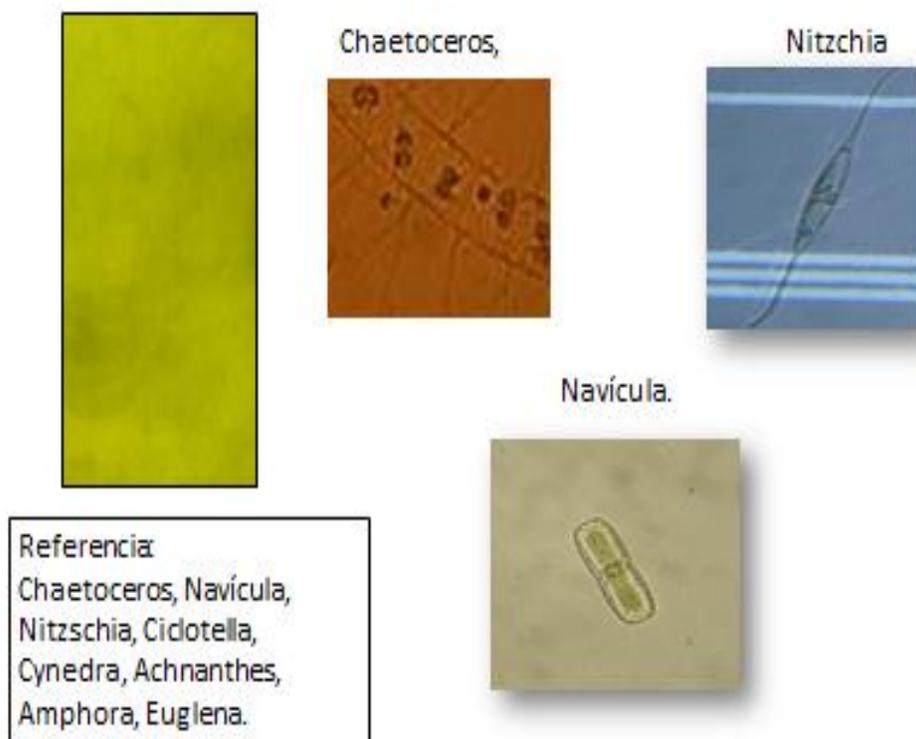
En esta coloración de aguas verdes, se encuentran géneros del grupo de las clorófitas y diatomeas. En la Referencia se reportan del mismo grupo.

La coloración de las aguas fueron asociadas al tipo de géneros fitoplanctónicos causante de esa coloración, en este trabajo se analizaron las muestras de agua fijadas con lugol.

También se asociaron la coloración de las aguas con las referencias bibliográficas existente especialmente de Chen Chieh Chun. (1997). Se encontraron las siguientes asociatividades:

Esquema N°2 de generos encontrados en color amarillo del agua y su referencia.

Aguas Amarrillas

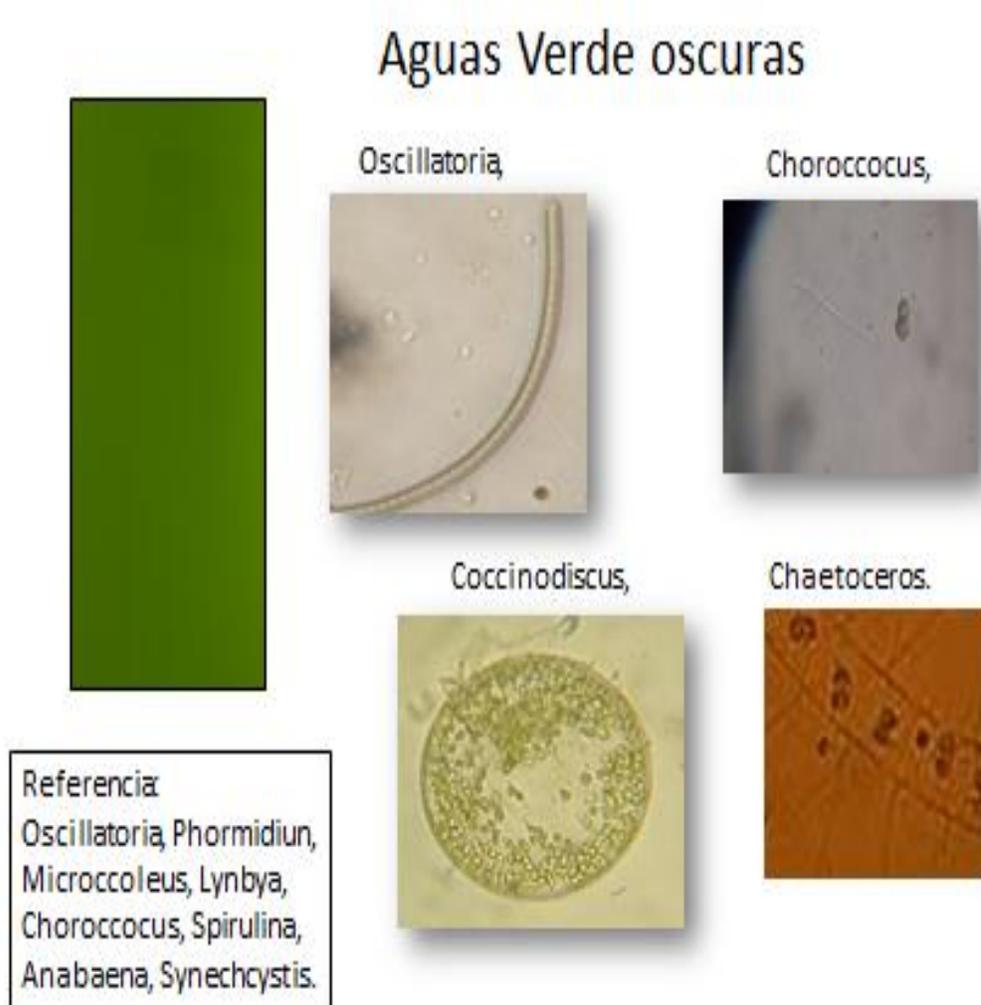


En las aguas amarillas el grupo de las diatomeas es mas abundante. Fue corroborado por este estudio y por los estudios de Chen Chieh Chun. (1997).

La coloración de las aguas fueron asociadas al tipo de géneros fitoplanctónicos causante de esa coloración, en este trabajo se analizaron las muestras de agua fijadas con lugol.

También se asociaron la coloración de las aguas con las referencias bibliográficas existente especialmente de Chen Chieh Chun. (1997). Se encontraron las siguientes asociatividades:

Esquema N°3 Géneros encontrados en relación al color verde oscuro del agua y su referencia bibliográfica.



Las aguas verdes oscuras observadas en este trabajo fueron causadas principalmente por el grupo de las cianofíceas.

La coloración de las aguas fueron asociadas al tipo de géneros fitoplanctónicos causante de esa coloración, en este trabajo se analizaron las muestras de agua fijadas con lugol.

También se asociaron la coloración de las aguas con las referencias bibliográficas existente especialmente de Chen Chieh Chun. (1997). Se encontraron las siguientes asociatividades:

Esquema N°4 de géneros encontrados en relación al color marrón a pardo del agua y su referencia bibliográfica.



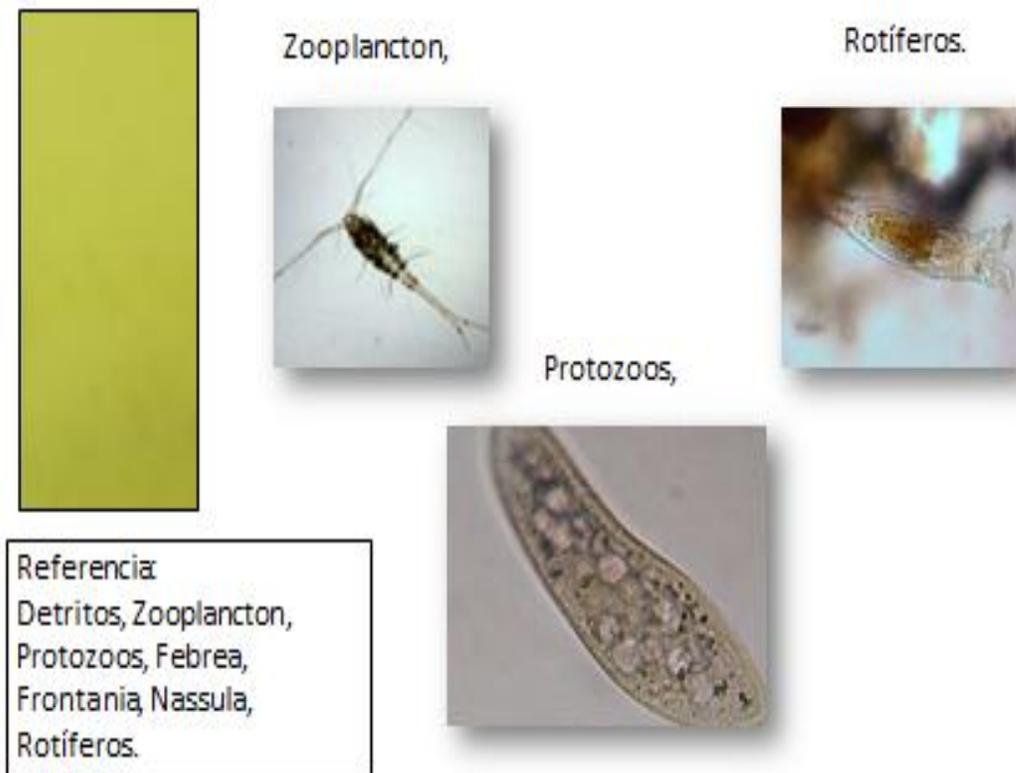
En las aguas marrón y pardo el grupo de las diatomeas es el grupo con mayor frecuencia de observación en este estudio y coincide con los estudios de Chen Chieh Chun. (1997).

La coloración de las aguas fueron asociadas al tipo de géneros fitoplanctónicos causante de esa coloración, en este trabajo se analizaron las muestras de agua fijadas con lugol.

También se asociaron la coloración de las aguas con las referencias bibliográficas existente especialmente de Chen Chieh Chun. (1997). Se encontraron las siguientes asociatividades:

Esquema N°5 de generos encontrados en relacion al color turbio del agua y su referencia bibliografica.

Aguas Turbias



En las aguas turbias el zooplankton es mas frecuente, esto coinciden los microorganismos encontrados en este estudio y los reportados por Chen Chieh Chun. (1997).

VII.-CONCLUSIONES

1. En el listado de genero de fitoplancton podemos concluir que existen comunidades fitoplanctonica representativas de las aguas de cultivo las cuales fueron divididas según su orden, familia y género.
2. Las comunidades fitoplanctonica encontradas en LIMA durante los muestreos para Diatomeas 22500 cel/ml, Clorofitas 22500 cel/ml y Cianofitas no tuvieron presencia en los muestreos. Las comunidades fitoplanctonica encontradas en Isla Santa Lucia durante los muestreos para Diatomeas 55000 cel/ml, Clorofitas 2500 cel/ml, Cianofitas 22,500 cel/ml.
3. La cantidad de fitoplancton es mejor en las aguas experimentales de la isla santa lucia obteniendo un resultado de 22500 cel/ml. Y para las aguas experimentales en LIMA fue de 15000 cel/ml.
4. Las coloraciones encontradas fueron: Aguas verdes donde se encontraron Chaetoceros, Chlamydomonas, Navícula, Coccinodiscus, y según la referencia las especies esperadas son: Chaetoceros, Navícula, Nitzchia, Ciclotella, Cynedra, achnanthes, Amphora, Euglena. Agua verde oscura donde se encontró Oscillatoria, Coccinodiscus, Chaetoceros, Chorococcus y las especies esperadas según referencia son Oscillatoria, Phormidium, Microcoleus, Lynbya, Chorococcus, Spirulina, Anabaena, Synechcystis, en aguas color amarillo las especies encontradas fueron: Nitzchia, navícula, Chaetoceros, y las especies esperadas según referencia son: Chaetoceros, Navícula, Nitzchia, Ciclotella, Cynedra, Achnanthes, Amphora, Euglena, en aguas color turbio las especies encontradas fueron: zooplancton, rotíferos y protozoos y según referencia las especies esperadas son Detritos, Zooplancton, Protozoos, Febrea, Frontania, Nassula, Rotíferos, en aguas marrón a pardo las especies encontradas fueron: Chaetoceros, coccinodiscus, navícula y Chlamydomonas y las especies esperadas según referencia son Chaetoceros, Navícula, Nitzchia, Ciclotella, Cynedra, achnanthes, Amphora, Euglena.

5. Con los resultados obtenidos, aceptamos nuestra H0: Si la dinámica del fitoplancton es mejor en cantidad y en género en las aguas del cultivo de camarón en aguas salobres.

.

VIII.-RECOMENDACIONES

- 1- Contar con los equipos necesarios y en buen estado para un mejor análisis de los resultados.
- 2- Hacer análisis de fitoplancton diariamente para determinar si los grupos de algas existentes en los estanques son deseados para la nutrición de los organismos en cultivo y así evitar proliferaciones de fitoplancton.
- 3- Mantener una buena calidad de agua en los estanques donde están los organismos en cultivo para garantizar buena calidad y cantidad de fitoplancton deseado en los estanques.

IX. –BIBLIOGRAFÍA

Acta oceanográfica del pacífico. Dr. R. Jiménez. INOCAR. Vol. 2, N°2. 1983. Ecuador. Pag509.

Álvarez Arellano, H. G. 1994. Folleto de algas, aspectos biológicos generales, Capitulo 1 y 2, [En línea] impreso en ecuador. Escuela superior politécnica del litoral. Documento en formato pdf. Disponible en: <http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/algas/capitulo1.pdf>. (Consulta: 12 de mayo del 2013). Pág. 3-8. Ecuador.

Boyd. C.E. and D. Gautier. 2000. Effluent composition and water quality standars. Global aquaculture advocates department of fisheries and allied aquacultures. Album University, Alabama 36849 USA. Pag.61-66.

Burford, M. 1997. Phytoplankton dynamics in shrimp ponds. Aquaculture Research, 28(5) Pag.360. Oriental, Australia.

Cifuentes, J. L. 1997. El océano y sus recursos V: plancton [en línea]. Fondo de la cultura económica, México D F, segunda edición, disponible en: [http://bibliotecadigital.ilcu.edu.mx/sites/ciencia/volumen1/ciencia2/35/htm/\(consulta](http://bibliotecadigital.ilcu.edu.mx/sites/ciencia/volumen1/ciencia2/35/htm/(consulta) : 12 de mayo del 2013) pág. 1-37. México D.F.

Chen Chieh Chun. 1997, MEDE-PESCA. Monitoreo del control de la calidad del fitoplancton, misión técnica agropecuaria de la república de China. Pág. 3-12. China

Clifford, H. C. 1994. El manejo de los estanques camaroneros. Proceeding of Seminario Internacional de Camaronicultura, Camarón 94, México. Pag16-34.

Cano S. Scarlette. 2003. Fitoplancton y coliformes como indicadores de la calidad del agua en el parque nacional laguna del tigre, petén. Cap. III, Pág. 12-15. Guatemala.

Fox, J.M. 1983. Intensive Algal Culture Techniques. in James P. Mcvey, editor. Handbook of Mariculture, Volume 1, Crustacean Aquaculture. CRC Press, Inc. Boca Raton, FL. Pag. 15.

Focken, U., Groth, A., Coloso, R., and Becker, K. 1998. Contribution of natural food and supplemental feed to the gut content of *Penaeus monodon* Fabricius in semi-intensive pond system in the Phillipines. *Aquaculture*, 164 Pag. 105-116.

Haraldsson, C. y Granéli, E. 1995. Trace metal as nutrients. Pag.275. Gotemburgo, Suecia

Hernández Marine, M. 1979. Influencia del pH sobre las algas edáficas. *Acta Botánica Malacitana*, 5: 15-20, vol. V. Málaga. Pág. 15-17.

HUET, Marcel, 1973. "Tratado de piscicultura". ISBN. Pag.84. Madriz, España.

Herrera C. 1999 Crecimiento de camarones *Litopenaeus Vannamei* en estanques, manejados con sistema semi-intensivo. Estero real, Nicaragua. Periodo transitorio seco-lluvioso, tesis de licenciatura, Nicaragua. Unan-León.

Herrero, A. & Flores, E. (2002). *The Cyanobacteria: Molecular Biology, Genomics and Evolution* (1st edition). Caister Academic Press. Pag.65. Norfolk, Estados Unidos de America.

Herrera Sirias, C. Martínez Gonzalez, E. 2009. Folleto guía del componente curricular Calidad de agua en estanques acuícolas. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, Facultad de Ciencias y Tecnología, Departamento de Biología. Pág. 38. León, Nicaragua.

Herrera Sirias C. 2012. Factores Físicos y Químicos de los estanques camaroneros. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, Facultad de Ciencias y Tecnología, departamento de biología. Pag 58. Leon, Nicaragua.

Jory, D. E. 1995. Management of natural productivity in marine shrimp semintensive ponds. *Aquaculture Magazine* (Nov/Dic). Pag.100. Estacion acuícola de Boca Ambuila, Cuba.

Lin, Franklin. 1995. MEDE-PESCA. Monitoreo de fitoplancton en estanques de cultivo de camarones, (misión China). Pag.1-5.

Martínez Córdova Luis, M.C. Alfredo Campaña Torres y Q.B. Marcel Martínez Porchas.2004. Manejo de la Productividad Natural en el Cultivo del Camarón. Hermosillo, Sonora.

Martínez González Evenor y Claudia Herrera Sirias, 2009. Fitoplancton y productividad natural 65 Pag. León, Nicaragua.

Martínez Gonzales, E. Herrera Sirias, Claudia y Ortega, Salvador. 2009. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, Facultad de Ciencias Tecnología, Departamento de Biología. Manual de fitoplancton en aguas marinas y estuarinas. León, Nicaragua. Pag.45

Treece, Granvil D. 1994. Métodos para mejorar la Camaronicultura en Centroamérica, Fertilización. Texas A&M University, Sea Grant College Program 2700 Earl Rudder Frwy.South College Station, Texas 77845. Pág. 94-98.

Porciel D. y Martínez M. 1997. Dinoflagelados y Diatomeas. Pag.10. Patagonia, San Juan Bosco.

Yusoff, F.M., Zubaidah, M.S., Matias, H. B. y Kwan .T. S. 2002 Phytoplankton succession in intensive marine shrimp culture pondstreated with a commercial bacterial product. Aquacult. Res. Pag.33, 269-278.

X.- ANEXOS

Cuadro No. 1. Comparación de la coloración reportada por Chen Chieh Chun y la encontrada en este estudio.

Color	Genero esperado (según -Chen Chieh Chun. 1997).	Genero encontrado
Verde	<i>Chlorella, Dunaliella, Platymonas, Carteria, Chlamydomonas, Scenedesmus, Euglena.</i>	<i>Chlamydomonas, Chaetoceros, Coccinodiscus, Chroococcus.</i>
Amarrillo	<i>Chaetoceros, Navícula, Nitzschia, Ciclotella, Cynedra, Achnanthes, Amphora, Euglena.</i>	<i>Chaetoceros, Nitzschia, Navícula.</i>
Verde oscuro	<i>Oscillatoria, Phormidium, Microccoleus, Lynbya, Chorococcus, Spirulina, Anabaena, Synechcystis.</i>	<i>Oscillatoria, Chorococcus, Coccinodiscus, Chaetoceros.</i>
Turbio	<i>Detritos, Zooplancton, Protozoos, Febrea, Frontania, Nassula, Rotíferos.</i>	<i>Zooplancton, Protozoos, Rotíferos.</i>
Marrón a pardo	<i>Chaetoceros, Navícula, Nitzschia, Ciclotella, Cynedra, achnanthes, Amphora, Euglena.</i>	<i>Chaetoceros, Coccinodiscus, Navícula, Chlamydomonas.</i>



Foto 1. Pilas de El LIMA



Foto 2.- Pilas de Estación Biológica



Foto 3.- Laboratorio de fitoplancton



Foto 5. Equipos utilizados