

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA, UNAN-LEÓN
ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIAS
DEPARTAMENTO DE ACUÍCOLA
CARRERA DE INGENIERIA ACUÍCOLA.



Monografía de tesis para optar al grado de Ingeniería Acuícola

Evaluación de la calidad del agua en cultivos tradicionales de Tilapias *Oreochromis niloticus* y *Oreochromis* spp. del Departamento de León, junio-agosto 2022.

Autores:

- Br. Ingrid Massiel Cáceres Ortiz.
- Br. Daniel Antonio Navarro Palma.
- Br. Yoseling Junieth Palma Torrez.

León, 26 de junio 2023

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA, UNAN-LEÓN
ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIAS
DEPARTAMENTO DE ACUÍCOLA
CARRERA DE INGENIERIA ACUÍCOLA.



Monografía de tesis para optar al grado de Ingeniería acuícola

Evaluación de la calidad del agua en cultivos tradicionales de tilapias *Oreochromis niloticus* y *Oreochromis spp.* del Departamento de León, junio-agosto 2022.

Autores:

- Br. Ingrid Massiel Cáceres Ortiz.
- Br. Daniel Antonio Navarro Palma.
- Br. Yoseling Junieth Torrez Palma.

Tutora:

- Lic. Brenda Quintana.

León, 26 de junio 2023

¡A la Libertad por la Universidad!

RESUMEN

El estudio se realizó en la ciudad de León en el periodo de junio-agosto en cinco comunidades; Amatitán, la Ceiba, Troilo, Alpes, Sutiava y dos centros de experimentación el E.E.A y CDCAT. El objetivo consistió en evaluar la calidad de agua, los parámetros fisicoquímicos (oxígeno disuelto, temperatura, pH, turbidez, amonio, nitrito y nitrato) y correlacionar la abundancia de microalgas presentes, la toma de muestra se realizó en los diferentes lugares representativos. De manera general el oxígeno disuelto osciló en el último punto muestreado los Alpes (7.40mg/L) y el valor más bajo se presentó en Troilo (0.40mg/L), los valores máximo de temperatura en todos los puntos muestreados se encontraron en su punto óptimo de (25.85°C – 30.33°C), con respecto al pH los valores se observaron en los rangos óptimos de (7.27-10.47) y con respecto a NH₃/NH₄, NO₂ y NO₃ (nitrito, nitrato y amonio) tomados en diferentes puntos muestreado se observó una alteración de NH₃/NH₄, NO₂ en Amatitán y de NH₃ en CDCAT y Amatitán. En el caso de las microalgas muestran la presencia de 4 de los 4 grupos de microalgas (Clorophyta, Cyanophyta, Diatomeas y Dinoflagelados) siendo más identificadas los géneros *Oscillatoria* (86%), *Chlorella* (57%) y *Scenedesmus* (57%) con mayor frecuencia en las comunidades, el grupo de Clorophyta la concentración más alta se obtuvo en Troilo (469750 cel/ml) y la concentración más baja en CDCAT (172000 cel/ml), en el grupo de las Cyanophytas la concentración más alta fue la Ceiba y Troilo (106895 cel/ml) y el más bajo se encontró en EEA (210 cel/mg) y en el grupo de Diatomeas la concentración más alta se encontró en Alpes (11500 cel/ml) y la más baja en CDCAT Y EEA (30 cel/ml). Se encontraron los Géneros de Diatomeas como *Diatoma*, *Navicula* y *Nitzschia*, importantes por su aporte de proteína y oxígeno disuelto en los estanques productivos acuícolas.

INDICE

I. Introducción.....	1
II. Objetivos.....	3
III. Marco teórico.....	4
3.1 Sistemas de agua dulce.....	4
3.2 Biología de las Tilapias.....	4
3.2.1 La tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	4
3.2.2 Tilapia (<i>Oreochromis ssp.</i>).....	5
3.3 Sistemas extensivos.....	6
3.4 Sistemas semi-intensivos.....	7
3.5 Calidad del agua.....	7
3.6 Microalgas.....	10
3.6.1 Diatomeas.....	10
3.6.2 Cyanophytas.....	11
3.6.3 Clorophytas.....	11
3.6.4 Dinoflagelado.....	11
3.7 Cuantificación de fitoplancton.....	12
3.8 Cámara Neubauer.....	12
3.9 Cámara Sedgwick Rafter.....	13
IV. Diseño metodológico.....	15
4.1 Tipo de estudio.....	15
4.2 Área de estudio.....	15
4.3 Población de estudio.....	15
4.4 Muestreo.....	15
4.7 Procedimiento de recolección de datos.....	15
4.7.1 Cámara Neubauer.....	17
4.7.2. Cámara Sedgwick-Rafter.....	18
4.8 Plan de análisis.....	18
V. Resultados.....	19
5.1 Calidad de agua.....	19
5.1.1 Oxígeno disuelto (OD).....	19
5.1.2. Temperatura.....	20
5.1.3. pH.....	21

5.1.4. NH ₃ /NH ₄ , NO ₂ Y NO ₃	22
5.2 Microalgas.....	23
5.2.1 Clorophytas.....	24
5.2.2 Cyanophytas.....	25
5.2.3 Diatomeas.....	26
5.2.4 Dinoflagelados y Euglenas.	27
5.2.5. Genero de microalgas identificados.....	28
5.3. Correlación.....	29
VI. Conclusión.....	31
VII. Recomendaciones	32
VIII. Referencias bibliográficas.....	33
IX. Anexos.....	36

Índice de Tablas.

Tabla 1. Taxonomía de la Tilapia <i>Oreochromis niloticus</i>	5
Tabla 2. Taxonomía de la Tilapia <i>Oreochromis ssp.</i>	6
Tabla 3. Indicadores de los parámetros fisicoquímicos.	8
Tabla 4. Valores promedio de variables fisicoquímicas en los sitios de muestreo. 22	
Tabla 5. Géneros de microalgas identificadas en cada una de las comunidades muestreadas.....	28
Tabla 6. Correlaciones.....	30

Índice de Figuras.

Figura 1. Valores promedio de la concentración de oxígeno en los sitios muestreados.....	19
Figura 2. Valores promedio de la temperatura en los sitios muestreados.	20
Figura 3. Valores promedio de pH en los sitios muestreados.....	21
Figura 4. Valores promedio de la concentración de Clorofitas en los sitios muestreados.....	24
Figura 5. Valores promedio de la concentración de Cyanophyta en los sitios muestreados.....	25
Figura 6. Valores promedio de la concentración de Diatomeas en los sitios muestreados.....	26
Figura 7. Concentraciones de los grupos de microalgas menos abundantes Dinoflagelados y Euglena.....	27

AGRADECIMIENTOS

Primeramente, a Dios por concedernos la vida, inteligencia, sabiduría y perseverancia, por ser quien se encarga de darnos las fuerzas que requerimos para lograr todo lo que nos proponemos en la vida. A nuestros padres por cada uno de sus sacrificios y hacernos merecedores de este logro que consideramos nuestro.

A nuestra tutora Licda. Brenda Quintana por su enorme apoyo y enseñanza en todo el transcurso de nuestra investigación, por su esfuerzo su gran ayuda y colaboración en cada momento de consulta y soporte en la elaboración de esta Tesis.

GLOSARIO

Sistemas Tradicionales: Es aquel que utiliza grandes cantidades de agua para mantener el buen estado del cultivo.

Tilapia: Es una especie apta para cultivos en zonas tropicales, que se adapta al clima fácilmente, es de fácil manejo, resistente a la manipulación durante la siembra, cosecha y manejo de reproductores.

Fitoplancton: Este compuesto de microorganismos autótrofos capaces de realizar la fotosíntesis, su importancia es fundamental ya que son los productores primarios más importantes del océano.

Cianobacterias: Es el único grupo procariote de algas. Las cianobacterias están presentes unicelularmente o en colonias. Algunas especies de cianobacterias tienen mecanismos químicos (toxinas) y físicos (formando grandes colonias) para evitar su eliminación por ser alimento del zooplancton.

Euglenas: son protozoarios caracterizados por presentar una cubierta celular, tienen unos organelos sensibles a la luz. Cuando hay luz en su ambiente pueden realizar fotosíntesis, pero en condiciones de oscuridad son heterótrofas.

I. INTRODUCCIÓN.

El gobierno de reconciliación y unidad nacional a través del Ministerio de Economía Familiar comunitaria cooperativa y asociativa tiene como objetivo contribuir a la seguridad alimentaria de la familia y la promoción de nuevas ideas creativas, esto es de importancia ya que permite a familias en el incursionar en el sector productivo de Tilapia y desarrollar alternativas de ingresos. El éxito de la piscicultura o cultivos de peces ha tenido un gran impacto a nivel mundial, cabe mencionar que la tilapia tiene el mayor porcentaje de demanda con un 75% (según estudios realizados por empresa privada) Saavedra (2006) la tilapia es una de las especies que posee ciertas características como rápido crecimiento; reproducción y adaptación.

La Tilapia es una especie con gran demanda en el Municipio de León, debido a su bajo costo, además de tener un sabor aceptable para los consumidores y esto hace que su comercialización sea más rápida, así mismo es rentable para los pequeños productores, por su rápida adaptación en diferentes ambientes, los productores no poseen instrumentos de medición de parámetros fisicoquímicos como Oxigenómetro, PHchímetro, Disco de Secchi, Kit de Amonio, Nitrito y Nitrato, lo cual es una desventaja para monitorear la calidad de agua de los estanques. Las microalgas son esenciales para el crecimiento de los organismos, producen Oxígeno Disuelto y aportan proteína a los sistemas de estanquerías; la cantidad y especies de grupos taxonómicos en los estanques de producción dependen de la fuente de agua (salinidades), de los tratamientos de purificación, de las aplicaciones de fertilizantes y del manejo de los sedimentos. (Osuna, 2014)

Por lo tanto, el objetivo de esta investigación es dar a conocer de qué manera los parámetros fisicoquímicos influyen en la cantidad y géneros de los distintos grupos taxonómicos de las microalgas más predominantes y las que son indicadoras de mala calidad como Euglenas. Los resultados serán un aporte de conocimiento técnico a los productores de sistemas semi-intensivos para establecer medidas preventivas la cual impidan la proliferación de microalgas toxicas como Cianobacterias y Euglenas que desfavorecen los estanques de producción.

II. OBJETIVOS.

Objetivo General:

- Evaluar la calidad del agua en cultivos tradicionales de Tilapias Oreochromis niloticus y Oreochromis sp. del Departamento de León en el periodo junio-agosto 2022.

Objetivos Específicos:

- Medir los parámetros fisicoquímicos (Oxígeno disuelto, Temperatura potencial de Hidrogeno, Turbidez, Amonio, Nitrato, Nitrito) en los sistemas de estanquerías de producción de Tilapia.
- Cuantificar los géneros de microalgas (Clorophytas, Cyanophytas, Diatomeas y Dinoflagelados) presentes en las fuentes de agua de los sistemas de producción acuícola de Tilapia de los géneros Oreochromis niloticus y Oreochromis spp.
- Correlacionar las fluctuaciones de los parámetros fisicoquímicos con la abundancia de microalgas presentes en los sistemas de producción acuícola de Tilapias de los géneros Oreochromis niloticus y Oreochromis spp.

III. MARCO TEÓRICO

3.1 Sistemas de agua dulce.

La acuicultura de agua dulce dio inicio en el año de 1960, con el objetivo de promover el desarrollo socioeconómico en áreas rurales para la producción de estas especies de Tilapia (FAO, 2016). Los sistemas de agua dulce se practican como ocupación primaria o como otros cultivos como actividad secundaria a su vez en policultivo que permiten un sistema de criadero de peces con hortalizas utilizando un sistema de recirculación de agua dulce.

Los sistemas de manejo de lagos y embalses nos permiten el criadero de peces mediante jaula en sistemas de agua dulce utilizados en lagunas ríos y lagos.

3.2 Biología de las Tilapias.

3.2.1 La tilapia (*Oreochromis niloticus*)

Es un pez de origen tropical que soporta altas temperaturas y bajas concentraciones de oxígeno disuelto, además de que se reproducen con gran facilidad y tienen una gran resistencia a las enfermedades (Peres Muñoz & Saenz Ramos, 2015).

Son especies euritermas, siendo el rango de tolerancia de 15-30 grados centígrados. La temperatura ideal para su cultivo fluctúa entre 29 °C, aunque se reproducen a los 18 °C, su requerimiento mínimo de oxígeno disuelto es de 1.0 mg/l.

Su crecimiento es muy rápido y puede ser cultivadas en estanques y jaulas, soportan altas densidades, pueden ser manipuladas genéticamente.

Su rango de pesos en adultos es de 1.000 a 3.000 gramos. Los machos llegan a la madurez sexual de 4-6 meses y las hembras de 3-5 meses, la vida de los reproductores puede ser de 2 a 3 años.

Su incubación es bucal y dura entre 3 a 6 días, al momento de su reproducción a dos machos se le proporciona 3 hembras.

Tabla 1.

Taxonomía de la Tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> .	
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Actinopterygii
Subclase	Neopterygii
Infraclase	Teleostei
Superorden	Acanthopterygii
Orden	Perciformes
Familia	Cichlidae
Genero	Oreochromis
Especie	Oreochromis niloticus

(Hsien-Tsang & Quimtanilla, 2008)

3.2.2 Tilapia (*Oreochromis ssp.*)

La tilapia roja es originada de una mutación albina en un cultivo artesanal de Tilapia *Oreochromis mossambicus* de coloración negra, es de origen Tainan (Taiwán) en el año 1968 (Hurtado, 2022).

Las Tilapias rojas por ser de genética híbridas obtenidas en aislamiento, se adaptan más rápidos a aguas estancadas o sin movimiento (Cuerpos de agua lénticos, lagos, lagunas, reservorios, embalses y estanques) localizan buenos guaridas en los bordes de los pantanos bajos el ramaje, entre las piedras y raíces de las plantas acuáticas ya que tienen una baja tolerancia a las bajas concentraciones de Oxígeno Disuelto.

La temperatura óptima para su reproducción esta entre los 24 °C y 32 °C, mientras que por debajo de los 24 °C tendrá un crecimiento lento, y si se deja por encima de las temperaturas óptimas el organismo están más propenso a infecciones.

Se considera que la especie de Tilapia roja es tolerante a las altas salinidades, y se adaptan muy bien ya se en agua dulce como en agua salada, basado en alta tolerancia de las especies parentales.

La Tilapia roja es un pez que taxonómicamente no tiene un nombre científico porque es producto del cruce de cuatro especies de tilapia: tres de ella de origen africano y una cuarta israelita, el cruce de estas especies permitió obtener un pez cuya coloración fenotípica puede ir de desde el rojo hasta el albino, pasando por el animal con manchas negras o completamente negro.

Tabla 2.

Taxonomía de la Tilapia <i>Oreochromis ssp.</i>	
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Subfilo	Vertebrata
Subclase	Gnathostomata
Serie	Piscis
Clase	Actinopterygii
Orden	Perciformes
Suborden	Percoidei
Genero	Cichlidae
Especie	<i>Oreochromis spp.</i>

(Hurtado, 2022)

3.3 Sistemas extensivos.

Estos sistemas extensivos se realizan mayormente en estanques rústicos de tierra, su uso se centra en la siembra y cosecha de organismos, así mismo el cultivo de sistemas intensivos se caracteriza por tener densidades bajas de organismos (1 por cada uno o dos metros cuadrados), que trascienden en bajas producción (500 Kg. por hectárea sin fertilizar y de 1000 a 1500 Kg. con embalses fertilizados), a bajos costos. Los ciclos de producción se realizan una vez al año los recambios de agua se hacen muy pocas veces ya que encuentran otras fuentes de agua natural (lluvia, afluentes de ríos, etc.), baja sobrevivencias, amplia competencia entre especies, no cuentan con instrumentos para medir los parámetros fisicoquímicos del agua. Para las cosechas que pueden ser generales o parciales se utilizan redes de arrastre (Fragoso & Auro, 2022).

3.4 Sistemas semi-intensivos.

En los sistemas semi-intensivo se prepara el agua con fertilizante para tener éxito en la producción, también se utilizan alimentos suplementarios no completos ya que no hay mucha producción natural (fitoplancton).

Este es un sistema muy común para los pequeños y medianos productores que no cuentan con muchos recursos económicos para grandes inversores y que no cuentan con buen capital para comprar alimentos de buena calidad. (Saavedra, 2006)

Estos estanques tienen un área de 1,000 a 10,000 m², con una profundidad mínima de 0.8, y una profundidad máxima de 1.5 m. m. La Profundidad optima de disco de Sechii de estar entre 20 a 30 cm. Se utilizan densidades (30 a 60 peces/m²). El tiempo de ciclo es de 90 El tiempo de ciclo es de 90 - 130 días. (ASPROTILAPIA, 2004).

3.5 Calidad del agua.

Tener una buena calidad de agua es esencial para una producción acuícola y en estas influyen los parámetros fisicoquímicos, entre los más importantes están: Oxígeno disuelto, Temperatura, potencial de Hidrogeno, Turbidez, Amonio, Nitrato, Nitrito. Estas propiedades se deben mantener en un rango óptimo ya que influyen en gran parte en la producción y reproducción de los organismos. (Diaz, 2014)

Tabla 3. Indicadores de los parámetros fisicoquímicos.

PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DEL AGUA	
PARÁMETROS	RANGOS
Temperatura	24 – 36 °C
Oxígeno Disuelto	3 – 5 mg/L
Potencial de hidrogeno	6.5 – 8.5
Turbidez	25 - 39
Amonio	0.1 ml/L
Nitratos	1.5 – 2.0 ml/L
Nitritos	0.1 ml/L

(Saavedra, 2006)

3.5.1 Parámetros más importantes.

3.5.1.1 Temperatura:

Es un parámetro físico el cual mide las sensaciones de calor y frío que se encuentran en las moléculas de agua, es uno de los parámetros más importantes para mantener la calidad del agua (Gutiérrez, et al, 2022). La temperatura afecta las funciones de los organismos acuáticos también influye:

- La cantidad de oxígeno que se puede disolver en el agua
- La velocidad de fotosíntesis de las algas y otras plantas acuáticas.
- La velocidad metabólica de los organismos.
- La sensibilidad de organismos a desechos tóxicos, parásitos y enfermedades.
- Épocas de reproducción, migración y estivación de organismos acuáticos.

3.5.1.2 Oxígeno disuelto:

Es la cantidad que tiene el agua a una temperatura determinada se conoce como el porcentaje de saturación en el cuerpo de agua, es de vital importancia para el crecimiento y desarrollo de los peces. La insuficiencia de (OD) causa estrés en los organismos un cultivo. (Katari, 2022).

3.5.1.3 Potencial de Hidrógeno o pH

Es un parámetro que indica el grado de acidez del agua. Se define como la concentración de hidrógeno en el agua, se mide mediante una escala logarítmica con valores de 0 a 14. Con una disminución de pH el agua se hace más ácida y con un aumento se hace más alcalino.

Muchas reacciones químicas dentro de los organismos acuáticos (metabolismo celular) son necesarias para la supervivencia y crecimiento. Los organismos requieren un margen estrecho de valores de pH (Navarro, et al, 2013).

- En los extremos finales de la escala de pH (2 o 13), ocurren daños físicos en las branquias, esqueletos y aletas.
- Los cambios en pH pueden alterar la concentración de otras sustancias en el agua modificando el nivel de toxicidad.

3.5.1.4 Turbidez:

Es la falta de transparencia en el agua, entre más sólidos en suspensión se encuentre en el agua el valor de la turbidez será más alto. Para el desarrollo de las plantas organismos acuáticos es mejor contar con agua más transparente a un agua turbia no necesariamente en mal estado ya que la turbidez puede ser ocasionada por microorganismos y por la presencia de acillas o limos procedentes de la erosión de los suelos (Quintanilla & Castro, 2022).

Este indicador puede estar producido por partículas vivas que habitan en el cuerpo de agua como el fitoplancton o zooplancton también por descomposición de otras partículas.

3.5.1.5 Amonio:

El amoníaco es un nutriente que contiene nitrógeno e hidrógeno. Su fórmula química es NH_3 en su estado sin ionizar y NH_4 en la forma ionizada. La suma de NH_3 y NH_4 constituye el amoníaco que se mide analíticamente en el agua.

El amoníaco es el nutriente preferido para el crecimiento de las plantas con contenido de nitrógeno. Las bacterias pueden convertir el amoníaco en nitrito y nitrato para ser usado por las plantas. El nitrato y el amoníaco son las formas más

comunes de nitrógeno en los sistemas acuáticos. El nitrato predomina en aguas no contaminadas. El nitrógeno puede ser un factor importante para controlar el crecimiento de las algas cuando otros nutrientes como el fosfato son abundantes. Si el fosfato no es abundante se puede limitar el crecimiento de algas antes de usar nitrógeno. Los animales excretan amoníaco y los animales y plantas producen amoníaco en su descomposición para devolverlo en forma de nitrógeno al sistema acuático.

El amoníaco es también uno de los contaminantes más importantes porque es relativamente común, pero puede ser tóxico, disminuyendo la reproducción y el crecimiento o causando la muerte. El (NH₃) sin ionizar es altamente tóxico para los peces y la vida acuática (McDermand, 2022)

3.5.1.6 Nitritos.

El nitrito responde a una fase intermedia del proceso químico denominado de “nitrificación”, que abarca desde la descomposición del amoníaco hasta alcanzar la forma de nitrato (InfoRAS, 2022).

3.5.1.7 Nitratos.

Es el producto final de la “nitrificación” y el menos tóxico de los productos nitrogenados. En recirculación se controla por medio del intercambio diario de agua en el sistema, eliminándolo.

3.6 Microalgas.

Las microalgas son especies importante para la acuicultura debido a sus nutrientes éstas forman parte de la principal fuente de alimento para los organismos acuáticos en las diferentes etapas siendo también utilizadas como un medio alternativo para mantener la calidad de agua. Existen 4 grupos taxonómicos de microalgas Diatomeas, Cyanophyta, Clorophyta y Dinoflagelado.

3.6.1 Diatomeas.

Las Diatomeas son grupos de algas unicelulares son uno de los tipos más comunes de fitoplancton de las cuales podemos encontrar más de 20,000 especies vivas importantes para la cadena alimenticia de los organismos. Una de las características

que tiene es que se encuentra rodeada por una pared sílice, las Diatomeas contribuyen y aportan casi la mitad de biomasa microalga en los océanos también producen al menos el 20% de oxígeno. Su forma de vida es solitaria o a veces habitan en colonias pueden medir unas cuantas micras, pero algunas pueden crecer hasta 200 micras (Cervantes, et al, 2020).

3.6.2 Cyanophytas.

Las Cyanophyta (Dominio Bacteria) son organismos procariotas que carecen de núcleo, mitocondria y cloroplastos se caracterizan por ser fotosintéticos que producen oxígeno son algas azules- verdosas. Las Cyanophyta son las únicas en fijar nitrógeno atmosférico tienen la ventaja de vivir en aguas con poco nitrógeno. Algunas de ellas como la espirulina se cultivan para obtener alto contenido de proteína, vitaminas B, también pueden producir toxinas y puede afectar al zooplancton, peces etc. que consuman aguas tóxicas esta toxicidad se puede dar por los grandes crecimientos de estas especies llamado (booms) (Guáman & Gonzáles, 2016) .

3.6.3 Clorophytas.

Son conocidas como algas verdes son microscópicas pero raras veces pueden alcanzar un metro de largo su tamaño varía según su forma unicelular o microscópicas pueden ser esféricas o alargadas, con o sin escamas contienen clorofila a y b como pigmento fotosintético su pared celular es compuesta por celulosa estas algas verdes pueden habitar en el mar, lagos y ríos también en aguas con 10% de sales disueltas (Guáman & Gonzáles, 2016).

3.6.4 Dinoflagelado.

Los dinoflagelados son grupos de microalga muy importante seguido de las Diatomeas son de agua dulce y marina existen más de 4000 especies de estas. La mayoría de estas algas son unicelulares la mayoría presentan dos flagelos que le ayudan a su movimiento natatorio debido a estos flagelos tienen la capacidad de poder vivir en diferentes ambientes y las que no presentan flagelo producen esporas que contienen flagelo (Dreckmann, 2013).

3.7 Cuantificación de fitoplancton.

La cuantificación de fitoplancton se realiza para la determinación de las especies que predominan en la columna de agua del estanque y la cantidad de fitoplancton está cuantificación se puede realizar a través de las cámaras de Neubauer y Sedgwick Rafter

3.8 Cámara Neubauer.

La cámara de recuento, Neubauer, es un dispositivo de precisión hecho de vidrio óptico especial. Se utiliza para contar células u otras partículas en suspensiones bajo el microscopio. Las cámaras de recuento se utilizan principalmente para el análisis de sangre (recuento de leucocitos, eritrocitos, trombocitos). Además, las cámaras de recuento sirven para contar bacterias, espermatozoides y esporas de hongo. La cámara de Neubauer o, también llamada, Hematocímetro es un grueso portaobjetos de cristal, dividido en tres secciones, la sección media a su vez cuenta con un rayado fino formando una cuadrícula de 3 mm x 3 mm identificable fácilmente al microscopio.

Así mismo, esta sección está a exactamente 0.1 mm más bajo que las secciones laterales, estableciendo un volumen fijo una vez colocado el cubreobjetos especial (cubre hematocímetro)

Al observar al microscopio la sección central, podremos identificar un cuadrado de tres por tres, que en conjunto mide 9 mm².

En esta cuadrícula podemos localizar fácilmente los cuatro cuadrantes que están en los extremos, cada uno de ellos divididos a su vez en un conjunto de 4 x 4. En la parte central se puede apreciar un cuadro central de 1 x 1 mm dividido en 25 cuadrantes de 0.2 x 0.2 mm.

El cuadro central, al observarlo a mayor aumento, vemos que cada cuadro de esos cinco limitados por una triple línea, están constituidos a su vez por un conjunto de 4 x 4. De estos 5 cuadros se utilizan de manera rutinaria los cuatro conjuntos de los extremos y el central.

3.9 Cámara Sedgwick Rafter

La cámara de recuento Sedgwick Rafter son utilizadas para contar partículas y microorganismos de una capacidad volumétrica de 1ml de agua u oro líquidos transparentes, Consta de un marco de cerámica rectangular. Posee un grabado de 1000 cuadrados y está cubierto por un cubreobjeto grueso. Esta cámara es idónea para microscopio convencionales y microscopios invertidos (Moreno & al., 2012).

Procedimientos:

- Se extrae una muestra de la suspensión de microalgas utilizando una pipeta graduada. Llenar lentamente la cámara de Sedgwick-Rafter, girando la parte posterior de cubreobjetos.
- Dejar reposar cinco minutos para permitir que las células se depositen en el fondo de la cámara y examinar a una magnificación inicial de 20x y luego 40x con un microscopio óptico convencional.
- Antes de reiniciar el recuento, se observa detenidamente toda la extensión de la cámara para identificar las principales especies presentes en la muestra. Compruebe que los organismos se dispersen a azar a través del área de conteo y no se encuentran restringidos a una región en particular.
- Al iniciar el conteo, se selecciona una cuadrícula al azar y cuente todas las células individuales dentro de la plaza; solo considere en el conteo aquellos organismos cercanos o superpuestos a las caras A y B-B-D de la plaza, excluyendo a los que se encuentren en contacto con las caras B-C y C-D.
- Las cuadrículas adicionales a contar deben ser seleccionadas sobre una base objetiva, sin cualquier sesgo hacia los contenidos. Por ello, se corren cinco lugares hacia la derecha desde la plaza 1 (plaza inicial) y se continúa el conteo a la nueva plaza (plaza inicial 2). Se repite el proceso.
- Como alternativa, en lugar de un intervalo fijo de cinco cuadrantes, se puede utilizar números aleatorios para determinar el espaciamiento entre los cuadrantes.
- Para calcular la población (T) entre las especies cuantitativas en la cámara de Sedgwick-Rafter se utiliza la fórmula $T = 1000 \cdot (C) / 10 \cdot (N)$ donde C es el

número de organismos cuantificados N (número de placas). T se expresa como el número de organismos (células o colonias) presentes en 1ml de la muestra.

IV. DISEÑO METODOLÓGICO

4.1 Tipo de estudio

El estudio es descriptivo y de corte transversal, ya que se recolectó información en conjunto de las variables que se tomaron en cuenta.

4.2 Área de estudio

El estudio se realizó en el periodo lluvioso junio-agosto en 9 comunidades del Departamento de León. (Troilo, Los Alpes, Amatitán, Sutiava, La Ceiba, Unidad Experimental Acuícola Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinarias UNAN-LEON.

4.3 Población de estudio

La Población que se estudió fueron los sistemas de estanquerías de producción artesanal de Tilapias *Oreochromis niloticus* y *Oreochromis* spp en diferentes localidades del Departamento de León, en el cual se le realizó cuantificación e identificación de los principales grupos taxonómicos de microalgas presentes asimismo el análisis de Parámetros Físicoquímicos (Oxígeno, Temperatura, Potencial de Hidrógeno, Amonio, Nitrito, Nitrato y Turbidez), con el fin de determinar la presencia de microalgas indicadoras de la mala calidad de agua.

4.4 Muestreo

En cada muestreo estuvo presente un técnico investigador del Ministerio de Economía Familiar Comunitaria Cooperativa y Asociativa (MEFCCA), se realizó un muestreo en estanques de cada protagonista.

4.7 Procedimiento de recolección de datos.

El muestreo se realizó en distintos sectores del Municipio de León, en donde se realizó la caracterización de la zona esto para conocer el sistema de arborización, las fuentes de agua, los sistemas de estanquería, el tratamiento de las aguas. Una vez conocido los lugares de estudio se realizó los muestreos de parámetros físicoquímicos (Oxígeno disuelto, Temperatura, potencial de Hidrógeno, Turbidez, Salinidad, Amonio, Nitrato, Nitrito) se tomaron muestras en las fuentes de agua a

un volumen de 1 litro tomadas a una profundidad entre 15 y 35 cm de la columna de agua entre las 10 am y la 1 pm.

El Oxígeno disuelto y temperatura se tomaron con un Oxigenómetro digital, marca YSI™ primeramente, se calibró y se introdujo el electrodo a 20 cm de la columna de agua haciendo movimientos circulares, para obtener valores reales del medio; Mientras tanto El Potencial de Hidrógeno(PCE-PH22) se calibró y luego se introdujo el sensor en la superficie del cuerpo de agua se esperó un minuto para que se estabilizará la lectura y el valor que marca el pH metro fue la medida; Mientras tanto La salinidad se tomó calibrando con solución salina el salinómetro, se limpió el prisma cuidadosamente con un paño suave, posteriormente se dejó caer de 2 a 3 gotas de la muestra recolectada. Se observó en el ocular el límite azul y blanco, y hasta donde termina la parte azul fue la concentración de sal encontrada en la muestra; Por otra parte, la turbidez se tomó observando la suspensión de partículas en el cuerpo de agua utilizando un disco de secchi esto quiere decir que ese introdujo el disco en la columna de agua, el cual nos permitió ver el grado de turbidez que presentaba el cuerpo de agua (Sainz Carrion, 2003).

Por otro lado, el Amonio se tomó llenando un tubo de ensayo limpio con 5ml de agua, se añadió 8 gotas del reactivo de prueba Amoniacó No.1, luego, se añadió 8 gotas del reactivo No.2.; Se colocó el tapón sobre el tubo de ensayo y se agitó vigorosamente durante 5 segundos. Se esperó 5 minutos con el fin de que el color se desarrollará, posteriormente se leyó el resultado del análisis para comprobar el color de la solución con la tarjeta de color. El tubo se colocó en una zona bien iluminada sobre el fondo blanco de la carta. El color más parecido indico la concentración de amoniaco en mg/L de la muestra de agua. Se enjuagó el tubo de ensayo con agua limpia luego de su uso. El test de Nitrato se realizó llenando el tubo de ensayo limpio con 5ml de agua, se añadieron 10 gotas del reactivo de prueba Nitrato No.1; se tapó el tubo de ensayo y agitó para mezclar la solución. Se agitó la solución de ensayo de Nitrato No.2 durante 30 segundos y luego se agregó 10 gotas del reactivo No.2; Se colocó el tapón sobre el tubo de ensayo y se agito vigorosamente durante 1 minuto, se esperaron 5 minutos con el fin de que el color

se desarrolle. Se leyó el resultado del análisis comparando el color de la solución con la tarjeta de color, y el tubo se colocó en una zona bien iluminada sobre el fondo blanco de la carta. El color más parecido indicó la concentración de amoníaco en mg/L de la muestra de agua. Se enjuagó el tubo de ensayo con agua limpia después de su uso. Y como último parámetro el test de Nitrito se realizó llenando el tubo de ensayo limpio con 5ml de agua; se añadieron 5 gotas del reactivo de prueba Nitrito; Se colocó el tapón sobre el tubo de ensayo y se agitó vigorosamente durante 5 segundos; se esperaron 5 minutos con el fin de que el color se desarrolle. Se leyó el resultado del análisis comparando el color de la solución con la tarjeta de color. El tubo se colocó en una zona bien iluminada. El color más parecido indicó la concentración de amoníaco en mg/L de la muestra de agua. Se enjuagó el tubo de ensayo con agua limpia después de su uso (API, 2002).

Después de finalizadas la toma de los parámetros fisicoquímicos se sacaron las muestras para el conteo de fitoplancton, esta se tomó a una profundidad de 10 a 15 cm aproximadamente donde estuvo agua de la superficie parte media y del fondo del estanque. Las muestras fueron transportadas en tubos cónicos de 100ml y luego fijadas con Lugol utilizando 0.5ml, sacando la proporción con una regla de 3, posteriormente las muestras se rotularon y se colocaron en una hielera a 27 °C para una mejor conservación y fueron trasladadas a laboratorio multiuso de la Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria. Se realizó el conteo de microalgas en dos diferentes cámaras donde se identificaron microalgas Chlorophytas en la cámara Neubauer y Diatomeas, Cyanophytas y Dinoflagelados en la cámara Sedgwick-Rafter con el siguiente proceso de identificación y conteo.

4.7.1 Cámara Neubauer.

Se recolectaron muestra de los diferentes lugares en estudio luego se limpió y se colocó en papel toalla la cámara Neubauer con una pipeta se extrajo muestra de los tubos cónicos colocando una gota con una pipeta desechable en cada cuadrante de la cámara luego se colocó un cubre objeto y con papel toalla se retiró el exceso de muestra, se llevó la cámara al microscopio y se enfocó el cuadrante de conteo con el lente ocular 4x una vez enfocado se pasó al lente ocular 40x y se ubicó en el

primer cuadrante donde se procedió a contar los 16 cuadrantes de izquierda a derecha solamente las microalgas clorofitas que estaban dentro de cada cuadrante, se sumaron las especies encontradas y se multiplicaron por 2500, el resultado se expresó como Cel/ml (Molina & Villareal, 2008).

4.7.2. Cámara Sedgwick-Rafter.

Se utilizaron las diferentes muestras de los lugares en estudio para la identificación y conteo de las especies de microalgas Diatomeas, Cyanophytas y Dinoflagelados se procedió a limpiar y se colocó en papel toalla la cámara Sedgwick-Rafter, con una micro pipeta se extrajo muestra de los tubos rack colocándola en la cámara Sedgwick-Rafter llenándola lentamente girando la parte posterior del cubre objeto se dejará reposar por 5 minutos, luego se examinó en un lente de 20x y luego con un lente óptico de 40x donde se procedió a contar las especies de microalgas que estén dentro de 20 cuadrantes (Molina & Villareal, 2008).

4.8 Plan de análisis.

Todos los datos obtenidos fueron registrados en una base de datos en Excel (Microsoft), y posteriormente analizados en el programa spss donde se aplicará un análisis de varianza de un factor (ANOVA), así mismo se realizará una prueba Post hoc con el objetivo de determinar el grado de correlación que pudiese haber entre las variables entre las variables cualitativas.

V. RESULTADOS.

5.1 Calidad de agua

Parámetros fisicoquímicos

Se presentan los valores promedio de parámetros físicos químicos colectados en los puntos de muestreo. En la tabla 1 se describen los valores obtenidos en cuanto a amonio, nitrito y nitrato. Observándose de manera general que los parámetros se encuentran dentro de los rangos óptimos para el cultivo de tilapia.

5.1.1 Oxígeno disuelto (OD)

Según Saavedra (2006) los rangos óptimos de oxígeno son de 5.0 – 9.0 mg/l, para un cultivo adecuado de Tilapia, mientras mayor sea la cantidad de materia orgánica más alta será la demanda de oxígeno disuelto. El estudio presentó rangos de 7.40mg/l en los Alpes y el más bajo fue en Troilo de 0.40mg/l.

Tomando en cuenta los valores obtenidos podemos decir que los niveles de oxígeno disuelto estuvieron por debajo de los rangos óptimos en la Ceiba, Troilo, Amatitán, Sutiaba y CDCAT, ya que no contaban con una adecuada iluminación por exceso de arborización.

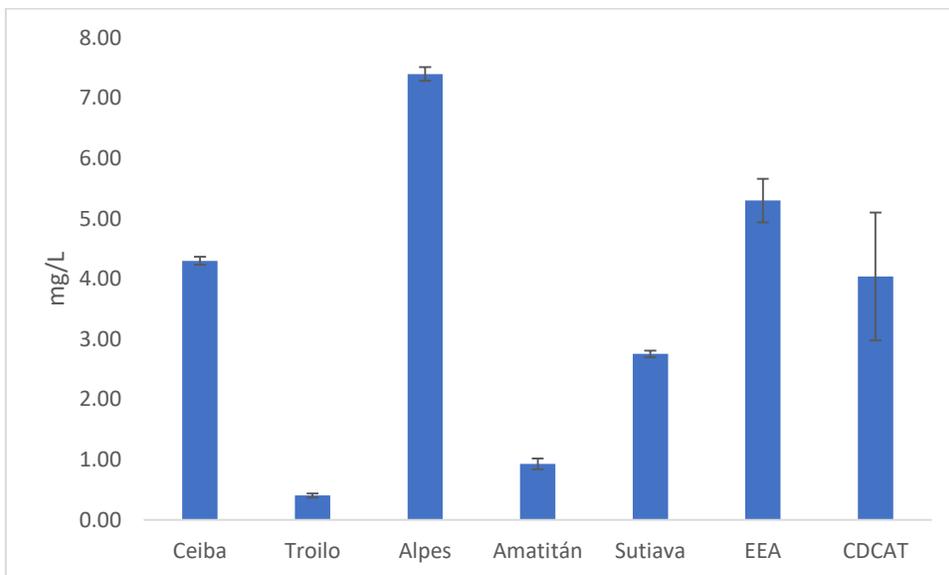


Figura 1. Valores promedio de la concentración de oxígeno en los sitios muestreados.

5.1.2. Temperatura.

El valor de la temperatura en los sitios muestreados osciló de los 30.33 °C en EEA y los 25.85 °C en CDCAT.

Según Saavedra (2006) los valores óptimos de temperatura oscilan entre 20-30 °C. En temperaturas menores de 15 °C no tienen un adecuado crecimiento.

(Lara, 1996) establece que el rango óptimo de temperatura para un crecimiento de microalgas 25°C a los 34° y según los valores obtenidos la temperatura fue adecuado para el crecimiento de las microalgas.

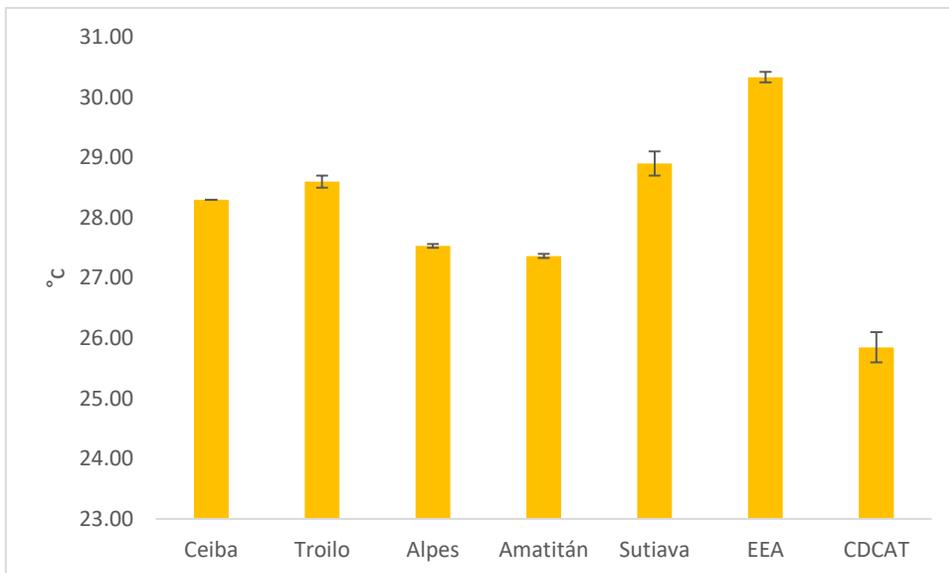


Figura 2. Valores promedio de la temperatura en los sitios muestreados.

5.1.3. pH.

la Tilapia tiene un mejor crecimiento en aguas de pH neutro o alcalino (Saavedra, 2006). Un alto valor de pH (10 durante las tardes) no les afecta y su límite aparentemente es de 11, los valores adecuados para su cultivo son de 6.5 a 9.

Se puede observar que los valores de pH fluctuaban en un rango de 10.47 en E.E.A a 7.25 en la Ceiba, por lo que se encuentra en un rango óptimo para el cultivo de tilapias.

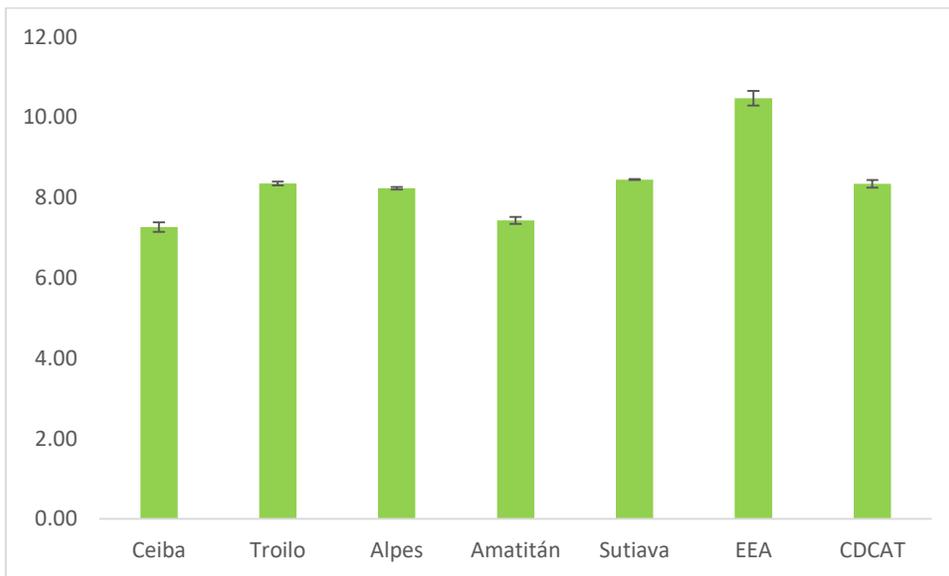


Figura 3. Valores promedio de pH en los sitios muestreados.

5.1.4. NH₃/NH₄, NO₂ Y NO₃.

Según Nicovita (2002) el rango límite permitido para el crecimiento de tilapia en nitratos es de 1.5 – 2.0 mg/l, en nitrito de 0.1 mg/l y en amonio entre 0.01- 0.1mg/L.

Los sitios muestreados tienen valores de nitrato de 0.50mg/l en el CDCAT y de 0mg/l en Los Alpes y ECAV. El nitrito tiene valores de 0.50 mg/l en Amatitán y 0mg/l en el resto de los sitios muestreados. El amonio tiene valores de 0.50mg/l en Amatitán, en Troilo 0.25mg/l y el resto de los lugares en 0mg/l.

Nuestros resultados reflejan que los valores de Nitrato y Nitrito se mantienen en los valores óptimos en todos los sitios muestreados, exceptuando el amonio en Amatitán, pero esto no limita la producción de tilapias, ni el crecimiento de microalgas, ya que el pH se encuentra en 7.43, no está en un valor que haga que el amonio se pueda transformar en tóxico.

Tabla 4. Valores promedio de variables fisicoquímicas en los sitios de muestreo.

Comunidad	NH ₃ /NH ₄ (mg/L)	NO ₂ (mg/L)	NO ₃ (mg/L)
Amatitán	0.50	0.50	15
La Ceiba	0.00	0.00	15
Troilo	0.25	0	10
Los Alpes	0	0	0
Sutiava	0	0	15
ECAV	0	0	0
CDCAT	0	0	50

5.2 Microalgas

Durante el estudio fueron identificados cinco diferentes grupos, encontrándose en mayores concentraciones Clorophytas, Cyanophytas y Diatomeas, a diferencia de Dinoflagelados y Euglenas quienes se presentaron en menor concentración en los lugares muestreados (ver figura 1 y 2). Asimismo, durante el estudio fueron identificados los géneros de microalgas (ver tabla 5) observándose que *Oscillatoria* (86%), *Chlorella* (57%) y *Scenedesmus* (57%) se presentaron con mayor frecuencia en las comunidades (Tabla 5).

Es importante señalar que los Géneros de cianobacterias (*Oscillatoria*, *Chroococcus*, *Anabaena* y *Microcystis*) que se identificaron pueden producir efectos tóxicos en el medio, asimismo se identificaron Euglenas las cuales son indicadoras de mala calidad de agua.

5.2.1 Clorophytas.

Treece (1994) presento que las densidades deseables de microalgas en un cultivo de tilapia varían en caso de las diatomeas pueden ir de 20,000 Cel/ml a más, las Cyanophytas pueden alcanzar una población máxima de 40,000 Cel/ml, las Clorophytas por encima de las 50,000 Cel/ml.

No obstante, se concluye que la cantidad de Clorophytas no son similares a las reportadas por el autor, ya que la concentración mas alta se obtuvo en Troilo (469750 Cel/ml) y la concentración más baja en CDCA (172000 Cel/ml) sin embargo, no afectaran al crecimiento de las tilapias ya que no son toxicas.

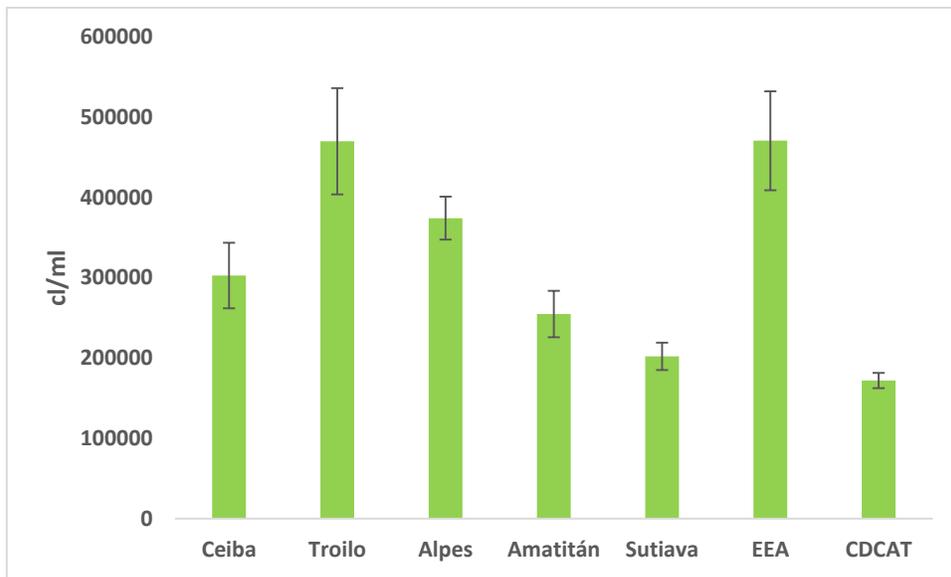


Figura 4. Valores promedio de la concentración de Clorofitas en los sitios muestreados.

5.2.2 Cyanophytas.

Las Cyanophytas producen excesiva biomasa e inhiben la capacidad fotosintética de otras microalgas por oscurecer el agua, producen toxinas, provocan olores desagradables en el agua, disminuye la concentración de oxígeno disuelto y, por tanto, su disponibilidad para organismos consumidores e inhiben el crecimiento de otras especies del fitoplancton que sirven de alimento a los consumidores (Muciño Et al, 2014)

Según Treece (1994), las densidades deseables de Cyanophytas pueden alcanzar una población máxima de 40,000 Cel/ml,

Por lo anteriormente descrito podemos decir que las concentraciones de Cyanophytas no son similares a las reportadas por el autor, Se puede observar que las concentraciones más altas fueron la ceiba y Troilo (106895 Cel/ml) y el porcentaje más bajo se encontró en EEA (210 Cel/ml) sin embargo, esto sería un problema en el desarrollo de las tilapias debido a que en grandes concentraciones son tóxicas.

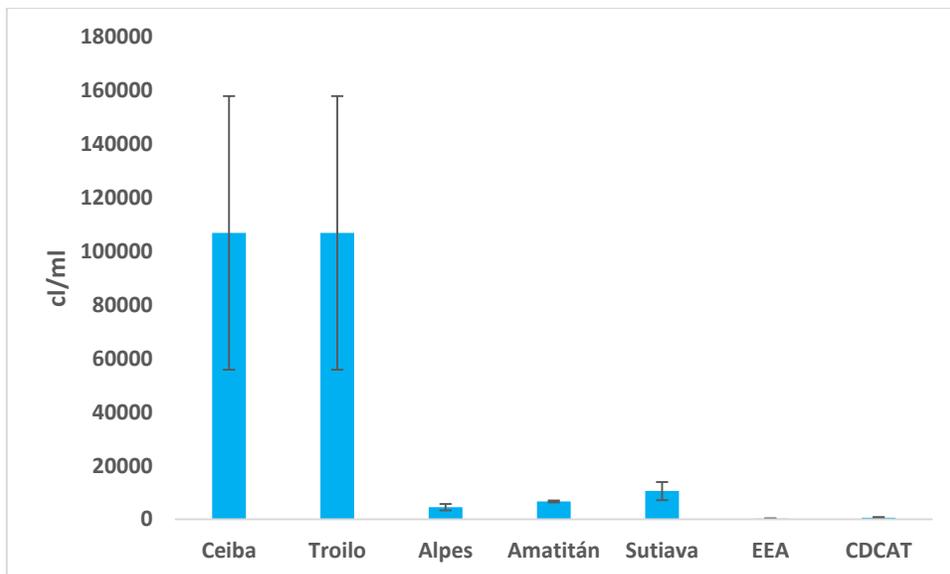


Figura 5. Valores promedio de la concentración de Cyanophyta en los sitios muestreados.

5.2.3 Diatomeas.

La aplicación de tierra de diatomeas en Acuicultura está generando importantes beneficios relacionados con la absorción de compuestos nitrogenados, aumento de zooplancton, mejoramiento de suelos y aumento de la producción final (Celdran, 2021)

Según Treece (1994), las densidades deseables de Diatomeas pueden ir de 20,000 Cel/ml a más, las concentraciones más altas se encontraron en Alpes (11500 Cel/ml) y las concentraciones más bajas en CDCAT y EEA (30 Cel/ml).

Por consiguiente, podemos decir que las concentraciones de Diatomeas no son similares a las reportadas por el autor antes mencionado, sin embargo, no representa un problema en el cultivo.

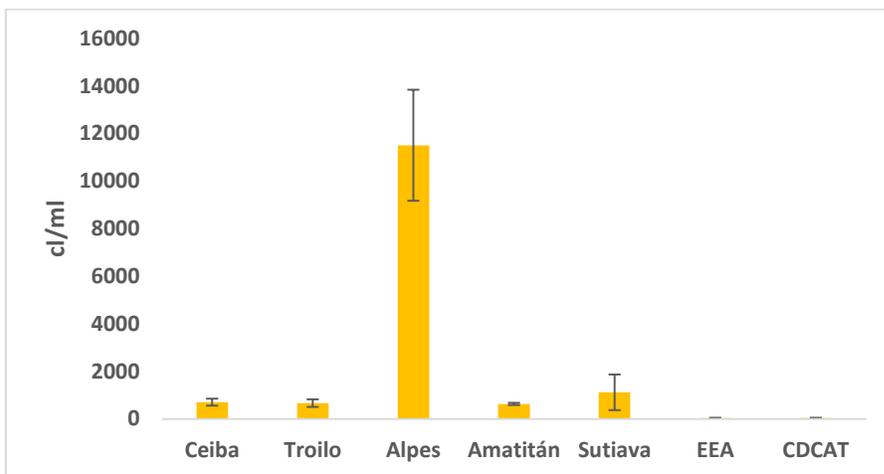


Figura 6. Valores promedio de la concentración de Diatomeas en los sitios muestreados.

5.2.4 Dinoflagelados y Euglenas.

5.2.4.2. Dinoflagelados.

Los dinoflagelados son protistas con flagelos que pertenecen al grupo de fitoplancton. Estos ingresan a través de la entrada de agua e inmediatamente proliferan en abundancia al encontrarse con los nutrientes (nitrógeno y fósforo), y en las condiciones favorables (Panorama Acuícola, 2022).

Según Treece (1994) las densidades deseables en el caso de los Dinoflagelados son de 500 Cel/ml. En la figura 7 se muestra que la concentración más baja de Dinoflagelados fue en EEA (1 cel/ml) y la más alta en Amatitán (335 cel/ml).

Por lo expuesto anteriormente podemos decir que las concentraciones de Dinoflagelados no son similares a las reportadas por el autor antes mencionado, Sin embargo, no presentarán un problema para el cultivo.

5.2.4.3. Euglenas.

Son organismos bio-indicadores de la calidad de agua, se pueden encontrar en agua de pésima calidad. la concentración más alta de Euglenas fue en la Ceiba (775 cel/ml). Podemos decir que las concentraciones de Euglenas afectan el desarrollo de los organismos en cultivo.

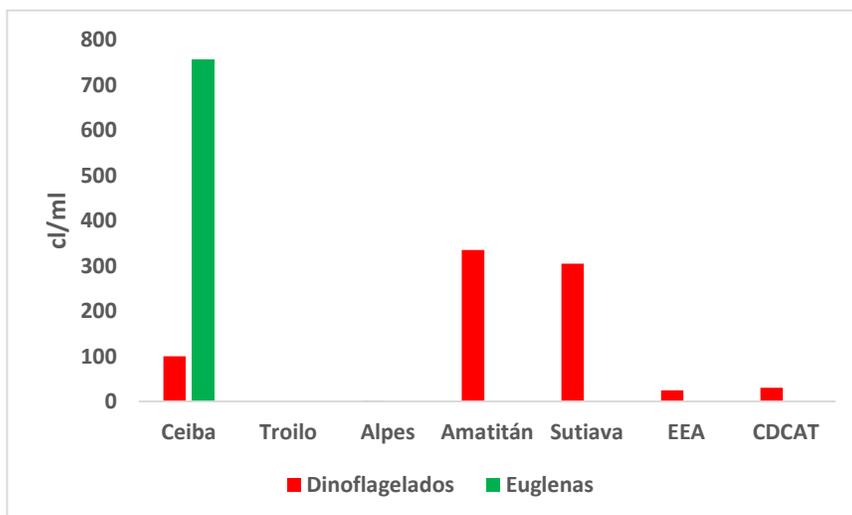


Figura 7. Concentraciones de los grupos de microalgas menos abundantes Dinoflagelados y Euglena.

5.2.5. Genero de microalgas identificados.

En la tabla 5 se describen los géneros de microalgas que se identificaron durante el estudio, el total de géneros de microalgas encontrados fue de 13. La división de Chlorophytas obtuvo la mayor cantidad de géneros encontrados observándose que, *Chlorella* (57%) y *Scenedesmus* (57%) se presentaron con mayor frecuencia en las comunidades (Tabla 5), seguido de la división de Diatomeas y Dinoflagelados en las que se encontraron más especies, pero en menor cantidad (Ver tabla 5).

Tabla 5. Géneros de microalgas identificadas en cada una de las comunidades muestreadas.

Géneros de Microalgas	Amatitán	Ceiba	Troilo	Los Alpes	Sutiava	EEA	CDCAT
<i>Oscillatoria</i>		X	X	X	X	X	X
<i>Chrococcus</i>			X	X		X	
<i>Anabaena</i>		X					
<i>Microcystis</i>					X		
<i>Chlorella</i>		X	X	X	X		
<i>Oocystis</i>					X	X	
<i>Scenedesmus</i>	X			X	X		X
<i>Micractinium</i>	X		X			X	
<i>Nitzschia</i>		X			X		
<i>Diatoma</i>				X	X		
<i>Navicula</i>					X		
<i>Prorocentrum micans</i>						X	

5.3. Correlación.

Tras realizar el análisis de correlación de Pearson entre grupo de microalgas y parámetros fisicoquímicos, se observa que en los sitios muestreados la concentración de Diatomeas tiene una correlación positiva regular con el OD ($r=0.544^*$). En caso de los Dinoflagelados se observó una correlación positiva muy alta con el Amonio y el Nitrito (0.940).

En el oxígeno se observó una correlación negativa regular con el amonio y una correlación negativa regular con el nitrito. En el pH se observó una correlación positiva regular con la temperatura (0.660). también se presentó un valor de $r: 1.000$ entre el nitrito y el amonio, lo cual indica que existe una correlación muy alta entre ambas variables.

Tabla 6. Correlaciones.

		Diatomeas	Dinoflagelados	Oxigeno (mg/L)	Temperatura (°c)	ph	amonio (mg/ L)	nitrito (mg/L)	nitrato (mg/ L)
Diatomeas	Correlación de Pearson	1	-.111	.544*	-.161	-.080	.151	.151	-.102
	Sig. (bilateral)		.359	.020	.522	.751	.775	.775	.828
	N	70	70	18	18	18	6	6	7
Temperatura (°c)	Correlación de Pearson	-.161	-.231	.093	1	.660**	-.336	-.336	.209
	Sig. (bilateral)	.522	.356	.713		.003	.514	.514	.653
	N	18	18	18	18	18	6	6	7
amonio (mg/ L)	Correlación de Pearson	.151	.940**	-.539	-.336	-.428	1	1.000**	-.250
	Sig. (bilateral)	.775	.005	.270	.514	.398		.000	.685
	N	6	6	6	6	6	6	6	5
nitrito (mg/L)	Correlación de Pearson	.151	.940**	-.539	-.336	-.428	1.000**	1	-.250
	Sig. (bilateral)	.775	.005	.270	.514	.398	.000		.685
	N	6	6	6	6	6	6	6	5
nittrato (mg/ L)	Correlación de Pearson	-.102	-.233	.024	.209	.173	-.250	-.250	1
	Sig. (bilateral)	.828	.615	.959	.653	.710	.685	.685	
	N	7	7	7	7	7	5	5	7

*. La correlación es significativa al nivel 0,05 (bilateral).

**.. La correlación es significativa al nivel 0,01 (bilateral).

a. No se puede calcular porque al menos una variable es constante.

VI. CONCLUSIÓN

1- Los parámetros fisicoquímicos monitoreados en los estanques se mantuvieron en los valores estables para el cultivo de tilapia, a excepción del parámetro de oxígeno estuvo fuera del intervalo óptimo acercándose a valores críticos en Amatitan y Troilo.

2- Se encontraron los cuatro grupos taxonómicos más predominantes en producción acuícola, se encontraron dinoflagelados como *Prorocentrum micans* y diatomeas como *Diatoma*, *Navicula* y *Nitzschia*, géneros importantes por su aporte de proteína y oxígeno disuelto en los estanques productivos acuícolas.

3- Al evaluar la relación entre parámetros y grupos algales se observó que dinoflagelados presentan una alta correlación con amonio y nitritos.

Los parámetros fisicoquímicos se encuentran dentro de los rangos apropiados en la acuicultura para el desarrollo de las tilapias, así mismo las características fisicoquímicas presente en el estanque son compatibles con el ambiente en el que las microalgas pueden desarrollarse adecuadamente.

VII. RECOMENDACIONES

- A productores de tilapia de las distintas localidades, se les recomienda desarrollar un monitoreo semanal de los estanques de cultivo para identificar los grupos de microalgas que influyen en la disminución de oxígeno disuelto.
- A futuros estudiantes, realizar investigaciones sobre incidencia de microalgas del género Euglenas en estanques de producción de tilapia ya que son indicadoras de mala calidad de agua.
- Asimismo, hacer una evaluación de la calidad del agua en las diferentes zonas del país donde se está desarrollando el cultivo de tilapia de forma artesanal.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- API. (2002). *nitrite (NO₂-) test kit introduction*. Obtenido de <https://apifishcare.com/pdfs/products-us/nitrite-test-kit/api-nitrite-test-kit-instruction-manual.pdf>
- ASPROTILAPIA. (2004). *SISTEMAS DE PRODUCCION SISTEMAS DE PRODUCCION*. Obtenido de https://www.ciabcr.com/charlas/jornadaacuicola/7_Sistema_de_Cultivo_de_Tilapia.pdf
- Celdran Sabater, D. (25 de agosto de 2021). *Uso de tierra de diatomeas en acuicultura simbiótica*. Obtenido de Panorama Acuicola Magazine : <https://panoramaacuicola.com/2021/08/25/uso-de-tierra-de-diatomeas-en-acuicultura-simbiotica/>
- Cervantes, V. (2020). *Cultivo y composición bioquímica de diatomeas marinas (Bacillariophyta) de la Bahía de Santa Lucía, Acapulco, México*. Obtenido de https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-66432020000100011
- Díaz, J. D. (2014). *Calidad del agua en la acuicultura*. Obtenido de <https://es.slideshara.net/JorgeDiaz45/calidad-de-agua-en-acuicultura>
- Dreckmann, K. (2013). *Manual de prácticas de laboratorio Biología de Algas*. Obtenido de UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA: <http://publicacionescbs.izt.uam.mx/DOCS/biologiadealgas.pdf>
- FAO. (2016). *FAO. Org*. Obtenido de <https://www.fao.org/3/AC862S/AC862S07.htm#:~:text=La%20piscicultura%20de%20agua%20dulce,los%20materiales%20alimenticios%20del%20agua>
- Fragoso, M., & Auro, A. (2022). *ZOOTECNIA ACUÍCOLA*. Obtenido de https://fmvz.unam.mx/fmvz/p_estudios/apuntes_zoo/unidad_9_zootecniaacuicola.pdf
- Guáman, M., & Gonzáles, N. (2016). *Catálogo de microalgas y cianobacterias de agua dulce del ecuador*. Obtenido de https://www.academia.edu/39724165/CAT%C3%81LOGO_DE_MICROALGAS_Y_CIANOBIOTERIAS_DE_AGUA_DULCE_DEL_ECUADOR
- Gutiérrez, R. e. (2022). *PROTOTIPO MÓVIL PARA EL MONITOREO DE CALIDAD DEL AGUA EN*. Obtenido de TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO CAMPUS I.T. COLIMA : <http://electro.itchiuhua.edu.mx/revista/2022/SUB-2868.pdf>

- Hsien-Tsang, s., & Quimtanilla, M. (2008). *manual sobre reproduccion y cultivo de tilapia*. Obtenido de El salvador, centroamerica : www.mag.gob.sv/.../manual%20reproduccion%20y%20cultivo%20tilapias
- Hurtado, N. (2022). *TILAPIA: alternativa social y economica de tercer milenio*. Obtenido de Lima-Peru: <http://www.revistaaquatic.com>
- InfoRAS. (2022). *Sulfuro de hidrógeno y Nitrito en sistemas acuícolas*. Obtenido de <https://info-ras.cl/h2s-y-no2-en-sistemas-acuicolas-ras/>
- Katari, U. I. (2022). *Oxigeno Disuelto (ppm)*. Obtenido de <https://www.studocu.combo//document/unersidad-indigena-boliviana-aymara-tupac-hatari/arte-cultura/folleto-del-agua-trabajo-de-investigacion/40139101>
- Lara, M. (1996). *Conceptos bsicos del fitoplancton* . Obtenido de books.google.com.ni/books/about/Fitoplancton.html?id=ISwkAAAA&redir_esc=y
- McDermand, L. (2022). *La comprensión del amoníaco en los estanques acuícolas*. Obtenido de International Aquafeed: <https://aquafeed.co/entrada/la-comprensi-n-del-amon-aco-en-los-estanques-acu-colas-20354/>
- Molina, C., & Villareal, H. (2008). *Estrategias de alimentacion en la etepa de engorda del camaron*. Obtenido de <https://www.cibnor.gob.mx/images/stories/biohelis/pdfs/Estrategias-de-alimentacion-en-la-etapa-de-engorda-del-camaron.pdf>
- Moreno, J., & al., e. (2012). *Aspectos ecologicos y metodologicos del muestreo, identificación y cuantificación de cianobacterias y microalgas ecuatorianas*. . Obtenido de Facultad de Ciencias Naturales e IML. Universidad Nacional de Tucumán. : <https://core.ac.uk>
- Muciño-Márquez, R., Figueroa-Torres, M., & y Aguirre-León, A. (2014). *Cianofitas de los sistemas fluvio-lagunares Pom-Atasta y Palizada del Este, adyacentes a la Laguna de Términos, Campeche, México*. Obtenido de https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-27682015000100003
- Navarro, Á. (2013). *Construcción de un Sistema de Instrumentación para la Medición de la Temperatura, pH y Oxígeno*. Obtenido de Universidad Tecnológica de Pereira: <https://www.redalyc.org/pdf/849/84929153017.pdf>
- NICOVITA. (2002). *Manual de crianza de Tilapia*. Obtenido de <http://www.industriaacuicola.com/biblioteca/Tilapia/Manual%20de%20crianza%20de%20tilapia.pdf>

- Osuna, J. (2014). *Obtienen biodiesel a partir de microalgas de agua dulce*. Obtenido de dcyt Agencia iberoamericana para la difucion de la ciencia y tecnologia: <https://www.dicyt.com/noticias/obtienen-biodiesel-a-partir-de-microalgas-de-agua-dulce#:~:text=Las%20microalgas%20dulces%20pertenece%20al,accesible%20obtener%20una%20mayor%20cantidad>.
- Panorama Acuicola Magazine* . (19 de octubre de 2022). Obtenido de Cómo reducir las concentraciones de dinoflagelados de una manera sostenible: <https://panoramaacuicola.com/2022/10/19/como-reducir-las-concentraciones-de-dinoflagelados-de-una-manera-sostenible/>
- Peres Muñoz, M. M., & Saenz Ramos, M. I. (2015). *crecimiento de las tilapias Oreochromis niloticus en cultivo monosexual y ambos sexos en sistema de produccion semi-intencivo*. Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/1234456789/228251.pdf>
- Quintanilla, A., & Castro, J. d. (2022). *Estudio de la calidad del agua en estanques e implementación de un protocolo de buenas prácticas acuícolas en la producción de camarón marino en Camaronera Eben Ezer, San Alejo, La Unión*. Obtenido de <http://redicces.org.sv/jspui/handle/10972/4555>
- Saavedra Martínez, M. A. (2006). *Manejo del cultivo de Tilapia*. Obtenido de <https://www.google.com/url?sa=t&source=web&rct=j&url=https://www.crc.iri.edu/download/MANEJO-DEL-CILTIVO-DE-TILAPIA-CIDEA.pdf&ved=2ahUKEwjDo-Ht54n9AhUoRjABHdILCpoQFnoECCgQAQ&usg=AOvVaw18bFOxdCZs47pIKnIAAuW->
- Saavedra, M. (2006). *Manejo del cultivo de Tilapia* . Obtenido de Universidad centroamericana, Managua Nicaragua : <https://www.crc.uri.edu/download/MANEJO-DEL-CULTIVO-DE-TILAPIA-CIDEA.pdf>
- Sainz Carrion, L. (2003). *Tecnicas de Bacteriología, Análisis en fresco, Calidad de Agua y Buenas practicas de Manejo y Bioseguridad en Granjas Camaroneras* . Obtenido de <http://www.cesasin.com.mx/ManualCapacitacion.pdf>
- Treece, G. D. (1994). *Métodos para mejorar la Camaronicultura en centroamerica*. Obtenido de Texas A&M University, Sea Grant College : <http://www.cesasin.com.mx/CentroAmerica/5%20Fertilization.pdf>

IX. ANEXOS.

Anexo 1.

Toma de Parámetros Físicoquímicos.

Toma de Potencial de Hidrógeno



Toma de Oxígeno Disuelto



Test por colorimetría de nitrato.



Resultados de test de Amonio



Resultados de test de nitrito.



Resultados de test de nitrato.



Anexo 2.

Análisis de las muestras recolectadas.

Rotulación de las muestras recolectadas.



Montado de muestras para conteo de algas.



Conteo de microalgas en cámara de Neubauer



