

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA (UNAN-LEÓN)**  
**ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIAS.**  
**DEPARTAMENTO DE ACUÍCOLA.**



**TESIS PREVIA PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO ACUICOLA**

**EVALUACIÓN DEL EFECTO FILTRADOR DEL PEPINO DE MAR (*Isostichopus fuscus*) SOBRE LA MATERIA ORGANICA EN CULTIVOS de TILAPIA GRIS (*Oreochromis niloticus*).**

**Elabora do por:**

**Br. Alixon Enrique Pacheco Interiano.**

**Br. Aracely Mariela Trujillo Pérez.**

**Br. Hermes Ramón Reyes Guido.**

**León, Marzo 2018.**

**“A la libertad, por la universidad”**

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA (UNAN-LEÓN)  
ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIAS.  
DEPARTAMENTO DE ACUÍCOLA.**



**TESIS PREVIA PARA OPTAR AL TITULO DE INGENIERO ACUICOLA**

**EVALUACIÓN DEL EFECTO FILTRADOR DEL PEPINO DE MAR (*Isostichopus fuscus*) SOBRE LA MATERIA ORGANICA EN CULTIVOS de TILAPIA GRIS (*Oreochromis niloticus*).**

**Elaborado por:**

**Br. Alixon Enrique Pacheco Interiano.**

**Br. Aracely Mariela Trujillo Pérez.**

**Br. Hermes Ramón Reyes Guido.**

**Tutores**

**Msc. Carmen Isabel Hernández.**

**Lic. Noelia Erlinda Ceas Navas.**

**León, Marzo 2018.**

**“A la libertad, por la universidad”**

## Dedicatoria

A Dios

Por regalarme la oportunidad de vivir y cumplir todos mis logros, por darme la fuerza que necesito para llegar hasta donde hoy me encuentro, por ser el pilar fundamental de todo lo que hoy soy, por su infinito amor y misericordia y por estar a mi lado en todas las etapas buenas de mi vida.

A mis padres

Reyna Interiano y Rene Pacheco, por haberme traído a este mundo, por quererme tanto, por creer siempre en mi y darme todo su apoyo para cumplir este logro tan importante.

A mis abuelos

Silvia Hernández y Pedro Pacheco, por estar siempre conmigo, por los consejos que siempre me dieron para no perder el enfoque de mis objetivos, por estar siempre cuando más lo necesite.

A mis Tíos

Silvio Pacheco, por ser uno de los pilares fundamentales en este logro, por apoyarme siempre, aunque no fuese su responsabilidad, Roxana Pacheco, por estar conmigo en los momentos mas desesperantes de mi carrera, Edwin Pacheco, por creer en mí, por sus consejos y regaños y por estar ahí cuando mas lo necesite y finalmente pero no menos importante a Cristhian Pacheco por alentarme siempre a seguir adelante y cumplir mis sueños.

A mis hermanos

Por ser tan cariñosos conmigo, por el gran respeto que nos tenemos y por estar siempre creyendo en mi para salir adelante.

*Alixon Enrique Pacheco Interiano*

## Dedicatoria

A Dios todo poderoso

Por haberme acompañado y guiado a lo largo de mi carrera, por ser mi fortaleza en los momentos de debilidad y por brindarme una vida llena de aprendizajes, experiencias y sobre todo felicidad.

A mis padres

Por haberme apoyado en todo momento, con su amor, consejos, valores y la motivación constante que me ha permitido poder alcanzar las metas que me he propuesto a lo largo de mi vida, por estar siempre conmigo cuando más los necesite, por haber estado pendiente de mi formación y por todo el amor incondicional que han tenido siempre conmigo.

*Aracely Mariela Trujillo Pérez*

## **Dedicatoria**

A Dios, nuestro señor

Por ser el creador y motor de mi vida. Por haberme dado sabiduría, entendimiento y fortaleza a lo largo de estos años para salir adelante y permitirme cumplir con éxito una meta más en mi vida.

A mis padres

Hermes Reyes y Felipa Guido por el apoyo incondicional y consejos que me han brindado. Por motivarme cada día a ser mejor y representar pilares fundamentales en mi vida, ya que su ejemplo fue la base principal para terminar este ciclo.

A mis compañeros

Por todos los momentos compartidos y Las vivencias inolvidables que marcaron mi vida a lo largo de la carrera.

*Hermes Ramon Reyes Guido*

## **Agradecimientos**

A Dios

Por ser el responsable de haber forjado mi camino y dirigirme por el sendero correcto, el que en todo momento está conmigo ayudándome a aprender de mis errores y a no cometerlos otra vez, por darme el entendimiento y sabiduría que necesitaba para culminar mi carrera.

A mi familia

Por haber contribuido a convertirme en la persona que soy en la actualidad, muchos de mis logros se los debo a ellos entre los que se incluye este. Me formaron con reglas y algunas libertades, pero al final de cuentas, me motivaron constantemente para alcanzar mis anhelos.

A mis formadores

Por ser personas de gran sabiduría quienes se han esforzado por ayudarme a llegar al punto en el que me encuentro. Sencillo no ha sido el proceso, pero gracias a las ganas de transmitirme sus conocimientos y dedicación que los ha regidos, he logrado importantes objetivos como culminar el desarrollo de mi tesis con éxito.

*Alixon Enrique Pacheco Interiano*

## Agradecimientos

A Dios

Por ser el pilar fundamental en todo lo que soy, por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

A mis padres

José Danilo Trujillo y Lucía Pérez por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, valores y la motivación constante que me han permitido ser una persona de bien, pero más que nada por ser incondicional.

A mis hermanos

Juan Carlos, Rafael Arístides y Raquel Nahomi por sus consejos y por el apoyo que me han dado en todo momento.

A mi esposo

Michael Antonio Sandino por los ejemplos de perseverancia que siempre me transmitió, por su apoyo en los momentos más difíciles y por el infinito amor que siempre me ha demostrado.

A mis formadores

Quienes se encargaron de velar por nuestro futuro a través de sus enseñanzas procurando encaminarnos hacia un éxito seguro.

*Aracely Mariela Trujillo Pérez*

## **Agradecimientos**

A Dios y la Virgen santísima por su amor y su infinita misericordia, por haberme regalado la sabiduría y entendimiento que necesitaba para finalizar mi carrera.

A mis familiares por su apoyo, por cada uno de sus buenos consejos y ánimos los cuales me sirvieron de base para salir adelante y culminar con esta meta que me había propuesto.

A nuestros formadores, por ser nuestros guías, gracias por sus indicaciones, consejos y sabias correcciones las cuales fueron de mucha importancia para el finiquito de este trabajo.

*Hermes Ramon Reyes Guido.*



## I. Resumen

La acuicultura puede ser delimitada como una acción o rubro mercantil alternativo, en cuanto a la crianza de recursos hidrobiológicos, denominados de igual manera como peces, crustáceos, moluscos y vegetación acuática, en ambientes totalmente discordantes en relación a los naturales, en donde las variables físicas y químicas pueden ser relativamente controlables, con el objetivo de sustituir y perfeccionar las condiciones mediante las cuales estos organismos puedan satisfacer sus necesidades como si estuvieran en ambientes particularmente normales. La acuicultura a nivel mundial figura como una de las actividades con mayor utilización de los recursos hídricos en el cual se debe apostar por la implementación de sistemas que supongan un ahorro de agua. Este estudio fue realizado en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA) de la UNAN-león, con la intención de comparar dos diferentes sistemas de cultivo (Monocultivo y Policultivo), que permitieran evaluar la capacidad de filtración del pepino de mar (***Isostichopus fuscus***) sobre la materia orgánica producida en cultivos de tilapia gris (*Oreochromis niloticus*), obteniendo como resultados de la investigación 453.0 mg/LO<sub>2</sub> de materia orgánica, 0.32 mg/Lt de materia en suspensión, 6.29 mgNH<sub>3</sub>-N/L (Nitrógeno Amoniacal), 43.35 mg NO<sub>2</sub> -IL (Nitrito) y 18.4 mg NO<sub>3</sub>/L (Nitrato) para el sistema de policultivo; por otro lado se obtuvieron datos de 512 mg/LO<sub>2</sub> de materia orgánica, 4.48 mg/Lt de materia en suspensión, 17.02 mgNH<sub>3</sub>-N/L, 26.90 mg NO<sub>2</sub> -IL, 33.87 mg NO<sub>3</sub>/L para el sistema de monocultivo, denotando así la efectividad del pepino de mar (***Isostichopus fuscus***) sobre el objeto de estudio.

## Índice

Dedicatoria .....	iii
Dedicatoria .....	iv
Dedicatoria .....	v
Agradecimientos.....	vi
Agradecimientos.....	vii
Agradecimientos.....	viii
I. Resumen.....	ix
II. Introducción. ....	1
III. Objetivos .....	3
6.1 General. ....	3
6.2 Específicos.....	3
VII. Hipótesis .....	4
7.1 Hipótesis de investigación.....	4
7.2 Hipótesis estadísticas.....	4
VIII. Marco Referencial.....	5
8.1 Acuicultura. ....	5
8.1.1 Acuicultura y ambiente .....	6
8.2 Piscicultura.....	7
8.3 Generalidades de la Tilapia.....	9
8.3.1 Formas de Cultivo .....	11
8.4 <i>Oreochromis niloticus</i> .....	11
8.4.1 Clasificación Taxonómica.....	11
8.4.2 Hábitos Alimenticios .....	12
8.4.3 Reproducción .....	13
8.4.4 Parámetros de crecimiento.....	13
8.4.4.1 Oxígeno disuelto .....	14
8.4.4.2 Temperatura.....	14
8.4.4.3 Salinidad .....	15
8.4.4.4 pH .....	15
8.4.4.5 Compuestos Nitrogenados .....	15
8.5 Generalidades del pepino de mar.....	16

8.5.1	Clasificación taxonómica .....	18
8.5.2	Morfometría del tubo digestivo y alimentación del pepino de mar .....	18
8.5.3	Reproducción .....	19
8.5.4	Importancia ecológica y económica .....	19
8.5.5	Pepino de mar y acuicultura .....	20
8.5.6	Antecedentes del cultivo de pepino de mar. ....	21
8.5.7	<i>Isostichopus fuscus</i> .....	22
8.6	Parámetros de crecimiento.....	22
8.7	Generalidades del fitoplancton .....	23
8.7.1	Hábitat.....	23
8.7.2	Clasificación .....	24
8.7.3	Importancia ecológica del fitoplancton.....	25
8.7.4	Conteo de microalgas .....	25
8.8	Materia Orgánica Disuelta (MOD) .....	26
VIII.	Materiales Y Métodos .....	29
9.1	Localización del Área de estudio. ....	29
9.2	Tipo de investigación.....	29
9.3	Población y tamaño de muestra. ....	29
9.4	Establecimiento del estudio o ensayo.....	29
9.5	Desarrollo del estudio o ensayo. ....	30
9.5.1	Maduración del agua.....	30
9.5.2	Aclimatación y siembra de los organismos.....	32
9.5.2.1	Aclimatación y siembra de los alevines de tilapia gris.....	32
9.5.2.2	Aclimatación y siembra de los pepinos de mar.....	32
9.5.3	Alimentación.....	33
9.5.4	Factores Físicoquímicos.....	35
9.5.4.1	Oxígeno Disuelto.....	35
9.5.4.2	Temperatura.....	35
9.5.4.3	pH .....	35
9.5.4.4	Turbidez .....	36
9.5.4.5	Salinidad .....	36
9.5.4.6	Calibración de los equipos para la toma de parámetros físico-químicos.....	36

9.6	Materia Orgánica (MO).....	39
9.7	Monitoreo de microalgas. ....	39
9.7.1	Conteo de microalgas .....	39
9.7.2	Recuento de células pasó a paso en la cámara Neubauer. ....	40
9.7.3	Recuento de células pasó a paso en la cámara Sedgwick-Rafter. ....	42
9.8	Variables a medir. ....	43
9.8.1	Calculo de la concentración de microalgas en la cámara Neubauer. ....	43
9.8.2	Calculo de la concentración de microalgas en la cámara Sedgwick-Rafter. ....	43
9.8.3	Estimación de la diversidad de especies de microalgas. ....	44
9.8.4	Evaluación de los niveles de <b>NH<sub>4</sub></b> , <b>NO<sub>2</sub></b> y <b>NO<sub>3</sub></b> . ....	45
9.8.5	Muestreos Poblacionales. ....	45
9.8.5.1	Crecimiento Acumulado. ....	45
X.	Análisis de los datos.....	46
XI.	Resultados y Discusiones .....	48
11.1	Oxígeno disuelto .....	48
11.2	Temperatura.....	49
11.3	pH.....	50
11.4	Salinidad .....	52
11.5	Turbidez.....	53
11.6	Amonio.....	54
11.7	Nitrito.....	55
11.8	Nitrato .....	56
11.9	Dinámica de microalgas .....	57
11.10	Factor de conversión Alimenticia .....	58
11.11	Materia Orgánica.....	59
11.12	Materia en suspensión .....	60
XII.	Conclusiones .....	61
XIII.	Recomendaciones .....	63
	Bibliografía .....	64
XIV.	Anexos .....	70

## Índice de tablas

Tabla 1: Generalidades de la Tilapia .....	10
Tabla 2: Rangos de oxígeno para el crecimiento de la tilapia.....	14
Tabla 3: Parámetros de crecimiento de <i>Isostichopus fuscus</i> .....	23
Tabla 4: Alimentación Tilapia.....	34

## Índice de Figuras

Figura 1: Promedio de Oxígeno medido en el sistema de policultivo. ....	48
Figura 2: Promedio de oxígeno medido en el sistema de Monocultivo.....	48
Figura 3: Datos de temperaturas en grados Celsius tomados en el sistema de policultivo. ..	49
Figura 4: Datos de temperaturas en Grados Celsius tomados en sistema de Monocultivo. ...	50
Figura 5: Potencial de iones de Hidrogeno tomados en sistema de policultivo. ....	50
Figura 6: Potencial de iones de hidrógenos tomados en el sistema de monocultivo.....	51
Figura 7: Datos de iones de sal, tomados en los sistemas de policultivo y monocultivo. ....	52
Figura 8: Datos de turbidez medidos en sistemas de monocultivos y policultivos. ....	53
figura 9: Datos de Nitrógeno Amoniacal medidos en mg y tomados en sistemas de policultivo y monocultivo. ....	54
Figura 10: Datos de Nitrito medidos en mg y tomados en sistemas de monocultivos y policultivos.....	55
Figura 11: Datos de Nitrato medidos en mg y tomados en sistemas de monocultivos y policultivos.....	56
Figura 12: Conteo de micro algas, tomados en sistemas de monocultivos y policultivos. ....	57
Figura 13: Datos de conversión alimenticia medidos en gr y tomados en sistemas de monocultivos y policultivos. ....	58
Figura 14: Datos de materia orgánica tomados en sistemas de monocultivos y policultivos. ....	59
Figura 15: Datos de materia en suspensión tomados en sistemas de monocultivo y policultivo. ....	60

## II. Introducción.

Las acciones humanas han sido siempre los motivos principales que han producido que un bien o recurso natural sufra cambios negativos. La acuicultura como tal, debe ser discernida en toda su complejidad, haciendo a un lado la espontaneidad y despreocupación que han distinguido a las tecnologías emergentes. Las nuevas tecnologías atraen consigo éxitos inesperados, sin develar el inapelable conocimiento y sin una normativa que prevenga el cometer desaciertos y consentir los límites de capacidad de carga de los cultivos. Es por ello que en la actualidad se debe de hablar de una acuicultura que pueda perdurar en el tiempo, sin ser causa alguna para el deterioro del ambiente. Por lo tanto, una acuicultura responsable viene a ser aquella que además de ser aprovechada, se hace con conciencia (Eler & Millani., 2007)

La acuicultura es una actividad que se encuentra parcialmente industrializada, generando respuestas positivas a los requerimientos alimenticios de la población humana a nivel mundial (Villanueva & Cardona, 2013), misma que ha sido objeto de práctica desde hace más de 2000 años, de forma artesanal, reciclando residuos y aprovechando nutrientes que no son usados de manera directa para el consumo humano (Deutscha, 2006)

El reto de la acuicultura, como una industria en constante desarrollo, se centra principalmente en conseguir los usufructos económicos y sociales sin comprometer la estabilidad del medio, siendo necesarios de alguna manera estudios eficientes meticulosamente planeados que permitan corroborar que esta es una opción de producción con amplias probabilidades de ser llevada a cabo de manera sostenible (Pardo, 2006).

Una de las mayores problemáticas en la producción acuícola se debe a la acumulación e incremento de materiales sueltos, producidos principalmente por las excreciones de los organismos en cultivo, por las prácticas de alimentación y por

otros insumos que son adicionados en los estanques de cultivo (Tacon & Forster, 2003).

De acuerdo con lo descrito por Pardo, 2006 dentro de las actividades acuícolas, la producción en estanques ha tomado gran importancia en diferentes países a nivel mundial, en donde las estadísticas de manufactura exteriorizan un presuroso crecimiento. La práctica de la piscicultura, por ejemplo, ha generado un desmesurado potencial debido a las condiciones óptimas que prestan nuestros países en cuanto a hidrología, topografía, edafología y a la variada riqueza de especies ícticas con cualidades de cultivo. De esta manera la piscicultura se ha transformado en una actividad autóctona y provechosa, ya que al trabajar con especies naturales propias nos provee de ventajas competitivas, reduciendo costos y minimizando las necesidades de comerciar insumos y tecnologías.

El ejercicio de la piscicultura, al igual que cualquier otra industria implicada directamente en la producción de organismos vivos, atrae consigo impactos ambientales negativos, que necesitan un plan de mitigación efectivo que ayude a controlar por tanto las afectaciones ocasionadas por dichos impactos, es por ello que el presente trabajo investigativo se plantea como un tratamiento alternativo para la reducción de los productos generados en un estanque de cultivo de peces, que representan una fuente de contaminación para el medio, integrando una especie distinta a la cultivada para incentivar el aprovechamiento de los residuos que figuran como desechos, es por ello, que la información obtenida dentro de esta investigación servirá de guía a toda persona natural o jurídica que se dedique a la práctica de la acuicultura y especialmente a los dedicados a la piscicultura de aguas salobres, para la creación de un sistema de producción más limpio, pero sin omitir la obtención de las utilidades adicionales.



### III. Objetivos

#### 6.1 General.

1. Evaluar la capacidad de filtración del pepino de mar sobre la materia orgánica producida en cultivos de tilapia gris (*Oreochromis niloticus*).

#### 6.2 Específicos.

1. Monitorear el comportamiento de los parámetros físico-químicos ( $O_2$ ,  $T^\circ$ , pH, Salinidad y Turbidez), en el estanque de policultivo de pepino de mar y tilapia gris en relación al estanque de monocultivo de tilapia gris.
2. Valorar los niveles de amonio ( $NH_4$ ), nitrito ( $NO_2$ ) y nitrato ( $NO_3$ ) presentes en el estanque de policultivo en relación al estanque de monocultivo.
3. Documentar el comportamiento de la dinámica de algas en ambos estanques de cultivo.
4. Determinar y relacionar el factor de conversión alimenticia y crecimiento acumulado de los organismos (*Oreochromis sp*) en ambos estanques de cultivo.

## **VII. Hipótesis**

### **7.1 Hipótesis de investigación.**

**HI:** La adición de pepinos de mar, como un organismo filtrador en los cultivos de tilapia gris, actúa como un agente de biorremediación, teniendo un efecto positivo en cuanto a la disminución de los niveles de materia orgánica en el estanque de cultivo, en relación a un monocultivo de la misma especie.

### **7.2 Hipótesis estadísticas.**

**HO.** La filtración de materia orgánica mediante la adición de pepinos de mar a los cultivos de tilapia gris no presenta ninguna variación significativa en relación a un monocultivo de la misma especie.

**HA:** La filtración de materia orgánica mediante la adición de pepinos de mar a los cultivos de tilapia gris presenta variaciones significativas en relación a un monocultivo de tilapias.

## **VIII. Marco Referencial**

### **8.1 Acuicultura.**

En términos sencillos, la acuicultura puede describirse como un conjunto de actividades, técnicas y conocimientos, que tienen como finalidad; la producción, el desarrollo y la comercialización de organismos acuáticos, vegetales o animales, de agua dulce, salobre o salada.

Dentro del marco de producción alimenticia, la acuicultura se encuentra situada con la más alta tasa de crecimiento a nivel mundial, por lo que su contribución al sector económico y a la producción pesquera se encuentra en constante ascenso desde hace algunos años (Hernández, 2013).

El crecimiento de la población humana ha sido notorio y exponencial durante las últimas décadas, de igual manera ha sido evidenciada la demanda creciente de los múltiples productos provenientes de los recursos naturales. La acuicultura como una actividad en constante desarrollo, suele presentarse como una de las mejores estrategias para suplir las exigencias de la población humana en cuanto a la adquisición de los bienes y recursos provenientes del ambiente natural, sin embargo, el uso intensivo de los mismos sin una organización establecida, puede dar paso a la generación de serios conflictos involucrados en el aumento de las diferentes problemáticas ambientales. El desenvolvimiento de las nuevas tecnologías implicadas en la manufactura de alimentos altamente nutritivos, pero con bajos índices de destrucción para el ambiente natural, son sumamente importantes tanto para la conservación de los recursos, como para la conservación de la salud humana, (Castañeda, 1989).

La acuicultura, como un medio de producción alimenticia, ha hecho una valiosa contribución nutricional, económica y social, logrando que las agencias de desarrollo mundial la consideren como una opción que presenta una clara perspectiva en cuanto al suministro de los productos acuícolas para la población humana (Food and Agriculture Organization of the United Nations-FAO. Citado por Sandra Pardo, 2006).

La acuicultura no viene a ser una solución milagrosa para resolver el problema de la escasez de alimentos en la población humana, pero se presenta como una biotécnica generosa, capaz de contribuir al mejoramiento alimenticio de los pueblos. Los éxitos logrados por la acuicultura mundial a través del tiempo, no solo se han referido al campo de la producción, si no a otros como la ecología, limnología, oceanografía, parasitología entre otras ramas científicas que requieren del cultivo de los organismos acuáticos.

Los éxitos de la industria se encuentran a la vista y de ellos disfrutan actualmente comunidades enteras a nivel mundial. Pronto en términos históricos la acuicultura alcanzará el sitio que amerita como despensa de la humanidad; siempre y cuando el hombre adopte una posición activa para ayudar a la naturaleza a conservar y mejorar su calidad y de cierta manera a aumentar los recursos que ella nos ofrece (Sousa, 2003).

### **8.1.1 Acuicultura y ambiente**

El considerable aumento del ejercicio de la acuicultura, ha generado beneficios importantes para los diferentes países que la practican, particularmente en el ámbito socioeconómico, al producir un capital representativo a través de las exportaciones de los productos generados, al impulsar industrias de auxilio a la actividad y al promover la generación o creación de empleos. Por otro lado, si no se cuenta con una planificación adecuada y un buen manejo de los estanques, el cultivo de organismos acuícolas puede dar paso a la generación de efectos adversos desde el punto de vista ambiental (Páez-Osuna, 2010).

La acuicultura al igual que cualquier industria, genera impactos ambientales negativos, ya que es desarrollada en ecosistemas artificiales diferentes a los naturales, afectando de manera directa a los distintos cuerpos de agua, debido a la cantidad de efluentes ricos en materia orgánica que son vertidos al medio sin un previo tratamiento (Pardo, 2006).

De acuerdo con lo descrito por Mortera,(2013) se puede afirmar que una de las mayores problemáticas ambientales originadas por la práctica acuícola, ha sido la descarga directa de los efluentes con gran contenido de detritus y nutrientes como Fosforo y Nitrógeno, para lo cual es necesario la implementación de tratamientos alternativos que permitan reducir el grado de eutrofización en los cuerpos receptores.

En relación a los organismos que se cultivan, la acuicultura como tal, se ha dividido en varios tipos, siendo la piscicultura uno de los más desarrollados dentro de la industria, encabezando el cultivo de tilapia como el producto de mayor importancia, por lo tanto, el desenvolvimiento de una piscicultura más limpia, se vuelve cada vez más conveniente para el fortalecimiento de la industria y la protección del medio ambiente. Sin embargo, el desconocimiento de técnicas y procedimientos más eficientes y amigables con el ambiente para el cultivo de peces se convierte en una restricción.

### **8.1.2 Piscicultura**

Actualmente la producción pesquera, aparece como una industria seriamente amenazada, debido no solo, a que la sobrepesca está superando los límites de sostenibilidad, es decir, que se está realizando a un ritmo extremadamente acelerado, en relación a la reposición de las especies, provocando de manera directa el agotamiento de algunas de ellas. Una situación como esta, se encuentra vinculada a las alarmantes realidades de la sobrepoblación humana, de la desertización de los suelos, de la escasez de agua dulce y de la contaminación ambiental, siendo estas las consecuencias de la acelerada degradación del medio ambiente a nivel mundial, lo cual nos convoca de manera apremiante, a crear, innovar e interponer soluciones enfocadas a la protección del ecosistema.

La implementación de sistemas controlados en cuanto a la producción de algunas especies de peces, ha surgido como una alternativa eficiente, inicialmente de manera experimental y luego a escala industrial. Esta actividad constituye lo que

conocemos como piscicultura, que es uno de los renglones de producción más novedosos en la industria del sector pesquero. En pocas palabras, se puede afirmar que la piscicultura tiene por objetivo, la producción de peces para el consumo humano que la pesca o libre captura no puede proporcionar en cantidades suficientes, ya que tratándose de la producción de proteína de buena calidad dietaria, ni la ganadería tropical ni otras fuentes de producción animal pueden ofrecer (Zuluaga, 2006)

Un elevado porcentaje de la población humana a nivel mundial, ha sido y sigue siendo mal nutrida, debido a la escasez de fuentes baratas de proteína animal, por lo que se ha considerado encontrar fuentes alternativas de consumo que suplan las necesidades alimenticias a las cuales el hombre se ha enfrentado. Los peces representan una fuente alimenticia de alta calidad, es por ello que la piscicultura se presenta como una fuente de proteína animal que sirve para mejorar las dietas, y fuentes de ingresos monetarios que contribuyen al mejoramiento de la economía familiar. La práctica de la piscicultura, tiene sin lugar a dudas, una historia particularmente extensa, consistiendo en todas las fases de manejo de poblaciones de peces encontrados en ambientes artificiales o en cuerpos de agua totalmente naturales (Meyer, 2004).

Como se menciona anteriormente, la práctica de los cultivos piscícolas presenta amplias características positivas en cuanto al desarrollo de la economía familiar y al mejoramiento de la economía de los diferentes países que realizan esta práctica. Si bien es cierto que la piscicultura se presenta como una alternativa creciente para suplir las necesidades alimenticias de la población humana, entonces, nos debemos preguntar ¿Por qué debemos considerar a la piscicultura como una alternativa viable en los programas de desarrollo? ¿Qué ventajas ofrece la piscicultura que no tengan otras actividades o tipos de producción animal?, para dar respuestas a estas simples interrogantes se tomara en cuenta:

Cada año el hombre extrae una enorme cantidad de peces y otros organismos de los océanos, mares, ríos y lagos del mundo, por la pesca artesanal y comercial. Cabe mencionar que, de esta gran cantidad de organismos extraídos,

aproximadamente el 30 o 40% del total es convertido en harina de pescado para ser consumido por los animales domesticados (pollos, cerdos y vacas, principalmente). La piscicultura, de alguna manera, aporta importantes cantidades de proteína animal a precios sumamente accesibles a la comunidad. La tecnología existe, lo difícil ha sido y continúa siendo, lograr una adecuada transferencia de las diferentes tecnologías a las familias y comunidades necesitadas que cuentan con los recursos básicos para tener éxito en el cultivo de peces y posiblemente otras especies.

El cultivo de muchas de las especies de peces es muy productivo y eficiente. La alta productividad de la piscicultura es debida a que los peces son organismos bastante eficientes en convertir los nutrientes contenidos en el alimento consumido en carne. El agua, por otro lado, siendo menos densa que el aire, da apoyo físico-químico a los peces, y de esta manera estos no necesitan hacer gasto innecesario de energía, ni mucho menos de nutrientes para poder desarrollar un esqueleto fuerte y pesado, por lo que el rendimiento productivo de los peces puede llegar a ser superior al rendimiento de los animales terrestres domesticados (Pagoaga, 1993).

## **8.2 Generalidades de la Tilapia.**

La tilapia es un pez teleósteo, del orden Perciforme perteneciente a la familia *Cichlidae*, originario de África, habita la mayor parte de las regiones tropicales del mundo donde las condiciones son favorables para su reproducción y crecimiento. Es un pez de buen sabor y de rápido crecimiento, se puede cultivar en estanques y jaulas, soporta altas densidades, resiste condiciones ambientales adversas, tolera baja concentraciones de oxígeno disuelto, es capaz de utilizar la productividad primaria de los estanques y puede ser manipulado genéticamente (Pérez & Muñoz, 2004) .

**Tabla 1: Generalidades de la Tilapia**

Hábitat	Familia	Nombre Científico	Nombre Común
<b>Aguas cálidas</b>	<i>Cichlidae</i>	<i>Oreochromis aureus</i>	Tilapia plateada
<b>25° C a 34° C</b>	<i>Cichlidae</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Tilapia Gris
<b>Aguas calientes</b>	<i>Cichlidae</i>	<i>Oreochromis sp</i>	Tilapia Roja

(NICOVITA, 2002)

En la actualidad se cultivan con éxito unas diez especies. Como grupo representan uno de los peces más ampliamente producidos en el mundo. Dentro de las especies mayormente cultivadas se encuentran *Oreochromis aereus*, *O. niloticus* y *O. mossambicu*, así como varios híbridos de esta especie. La menos deseable es la *O. mossambicus* a pesar de que fue la primera especie en distribuirse fuera de África; tanto *O. aereus* como *O. niloticus* crecen más rápido y alcanzan mayor tamaño que *O. mossambicus*, aunque requieren mayor tamaño para su reproducción.

Dentro de las principales características que se deben tener en cuenta para la elección de la especie a cultivar tenemos:

- Curvas de crecimiento rápida.
- Hábitos alimenticios adaptados a dietas suplementarias que aumentan los rendimientos (facilidad de administrar alimentos balanceados).
- Tolerancia a altas densidades de siembra, debido a altos costos de adecuación de terrenos e insumos.
- Tolerancia a condiciones extremas: resistencia a bajas concentraciones de oxígeno disuelto, niveles altos de amonio, valores bajos de pH.
- Fácil manejo: resistencia al manipuleo en siembra, transferencias, cosechas, manejo de reproductores.
- Capacidad de alcanzar tamaños de venta antes de la madurez sexual: la cosecha se hace a los 8 meses y la madures sexual se alcanza dependiendo de la pureza de la línea (luego de los 3 meses)



- Facilidad de reproducción, levante de reproductores y disponibilidad de alevinos.
- Buen fenotipo y de fácil aceptación en el mercado.
- Buenos parámetros de producción; conversión alimenticia, ganancia de peso y sobrevivencia (NICOVITA, 2002).

### 8.2.1 Formas de Cultivo

**Monocultivo:** en acuicultura o piscicultura este término tiende a hacer referencia específicamente al cultivo de una sola especie. Actualmente en la acuicultura esta es la forma de cultivo más utilizada por los productores piscícolas a nivel mundial.

**Policultivo:** es el cultivo simultaneo de dos o más especies acuáticas con diferentes características y hábitos alimenticios, con el objetivo de aprovechar eficientemente los diferentes estratos o nichos del estanque. En cuanto al cultivo de tilapia con otras especies de peces, e incluso hasta con crustáceos (camarón blanco de cultivo), ha mostrado excelentes resultados en diferentes países del mundo, en donde se realizan estas prácticas de policultivo (Pérez & Muñoz, 2004)

### 8.3 *Oreochromis niloticus*

La Tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) es una de las especies más comunes de cría a nivel mundial, es de rápido crecimiento y pueden sobrevivir en diferentes tipos de aguas, lagos y ríos de aguas residuales a canales. Es muy adaptable y puede hacer uso de una amplia gama de alimentación (incluidas las plantas), pero se alimenta principalmente de fitoplancton y algas bentónicas. A pesar que la tilapia del Nilo es considerada de agua dulce ha demostrado una gran tolerancia a la sal y puede adaptarse a vivir en condiciones salobres (FUNPROVER, 2001).

#### 8.4.1 Clasificación Taxonómica

Phylum: *Vertebrata*  
 Sub phylum: *Craneata*  
 Superclase: *Gnostamata*  
 Serie: *Picis*

Clase: *Teleostomi*  
Sub clase: *Actinopterygii*  
Orden: *Perciformes*  
Sub orden: *Percoidei*  
Familia: *Cichlidae*  
Género: *Oreochromis*  
Especie: *O. niloticus*

(Meyer, 2004)

#### **8.4.2 Hábitos Alimenticios**

La mayor parte de las Tilapias presentan tendencias hacia hábitos alimenticios inclinados a la herbivoría. Las adaptaciones estructurales a ese tipo de dieta, son principalmente un intestino largo y muy plegado, dientes bicúspides o tricúspides sobre las mandíbulas y la presencia de dientes faríngeos, que utilizan para cortar y rasgar plantas y hojas fibrosas.

Las tilapias son organismos provistos de branqui- espinas con las cuales los peces pueden filtrar el agua para poder obtener su alimentación la cual está constituida por algas y otros organismos microscópicos. Los alimentos ingeridos pasan a la faringe donde son mecánicamente desintegrados por los dientes faríngeos, esto contribuye al proceso de absorción en el intestino, el cual mide de 7 a 10 veces más que la longitud del cuerpo del pez (FONDEPES, 2004)

Para el cultivo de esta especie se han empleado diversos alimentos, tales como plantas, verduras, vegetales, desperdicios de frutas, semillas oleaginosas y cereales, todos ellos empleados en forma suplementaria, así como alimentos balanceados elaborados a base de proteína animal y vegetal. La base de la alimentación de la tilapia la constituyen los alimentos naturales que se desarrollan en el agua y cuyo contenido proteico es de un 55% (peso seco) aproximadamente. El alimento consumido tiene dos usos principales los cuales consisten en mantenimiento y crecimiento, el exceso de alimento es almacenado en forma de grasa (FUNPROVER, 2001).

### **8.4.3 Reproducción**

Las tilapias poseen sexos separados, existiendo en muchos casos una clara diferencia entre macho y hembra; que puede presentarse por la coloración del cuerpo o su tamaño, generalmente los machos son de mayor peso y tamaño que las hembras. A diferencia de otros peces cultivados tienen la característica de reproducirse fácilmente en cautiverio. De hecho suele considerarse como una problemática, la gran facilidad con la que se reproducen estos organismos así como la precocidad en la que comienzan. Cuando aparecen los alevines en un estanque de engorda, los alevines hacen competencia por el alimento en el medio y por el espacio disponible por lo que se considera una negativa en el sistema de cultivo.

Las tilapias, por lo general, suelen presentar un comportamiento reproductivo particular, los machos son los encargados de elegir el sitio de desove, ellos construyen el nido en forma de batea, el cual es limpiado constantemente atraer a una hembra. De la misma manera el área es defendida continuamente de la invasión de otros machos. La hembra después del cortejo nada dentro del nido soltando los huevos, seguida de cerca por el macho, quien expulsa el esperma cerca del área de desove, por lo que la fecundación de los huevos es externa. Una vez fertilizados los huevos la hembra los recoge y los coloca en su boca para la incubación, el cual tiene un periodo de 3 a 6 días dependiendo de la temperatura, la cual debe fluctuar entre 28 a 31 °C (Meyer, 2004).

### **8.4.4 Parámetros de crecimiento**

El crecimiento de estos organismos se presenta de manera longitudinal en todas las etapas de su vida a partir del alevín. La mayor tasa de crecimiento se da en los machos en un período de 6 a 8 meses. Uno de los puntos de importancia en el cultivo de tilapia es la calidad de agua en un estanque, que pocas veces se tiene en un cultivo.

Se dice que el agua es de buena calidad cuando se presentan niveles adecuados de Temperatura, Oxígeno disuelto, pH, Salinidad, Compuestos nitrogenados, entre otros. El conocimiento exacto de estos parámetros de cultivo es generalmente suficiente para un efectivo manejo de calidad de agua con fines de cultivar tilapia (NICOVITA, 2002).

#### **8.4.4.1 Oxígeno disuelto**

Se considera como el requerimiento más importante, al igual que la temperatura, para los cultivos de las diferentes especies hidrobiológicas. La cantidad de oxígeno disuelto en el agua es un indicador importante de la calidad del agua y de los tipos de vida existente. Si bien es cierto que las tilapias pueden tolerar niveles bajos de oxígeno disuelto (1 mg/l), está demostrado que si los niveles de oxígeno no se mantienen en concentraciones apropiadas (mayores a 4 mg/l), las tilapias se afectan y no comen lo que ocasiona que los peces puedan ser más susceptibles a las enfermedades.

**Tabla 2: Rangos de oxígeno para el crecimiento de la tilapia.**

<b>Oxígeno (mg/L)</b>	<b>Efectos</b>
<b>0.0-0.3</b>	Peces pequeños sobreviven en cortos períodos.
<b>0.3-2.0</b>	Letal a exposiciones prolongadas.
<b>3.0-4.0</b>	Sobreviven, bajas tasas de crecimiento.
<b>≥4.5</b>	Favorece el crecimiento del pez.

(Pérez, Bejarano, & Barragan, 2013)

#### **8.4.4.2 Temperatura**

La temperatura es un factor abiótico capaz de regular los procesos vitales para los organismos vivos, así como también afecta las propiedades químicas y físicas de otros factores abióticos en un ecosistema. La influencia de la temperatura en los peces es decisiva por tratarse de organismos poiquiloterms o de sangre fría. Las tilapias mueren si la temperatura baja a menos de 10° C. El rango óptimo de

temperatura es de 28-32°C. Cuando la temperatura disminuye los peces dejan de comer. Temperaturas por debajo de 23 °C su crecimiento es retardado debido a un descenso en su tasa metabólica (Boyd, 1996).

#### **8.4.4.3 Salinidad**

Las tilapias son organismos procedentes de agua dulce que evolucionaron a partir de un antecesor marino, es por ello que conservan en mayor o menor grado la capacidad de adaptarse a vivir en aguas saladas (eurihalinas). Aunque la mayoría de las especies puede vivir en agua salada, como *O. niloticus*, es importante recordar que no siempre soportan cambios bruscos de salinidad, por lo que si se pretende realizar el cultivo de esta especie en aguas salobres o saladas será necesario aclimatar los peces antes de introducirlos a los estanques. *O. niloticus* puede vivir, crecer y reproducirse a una salinidad de 24 ppt (FONDEPES, 2004).

#### **8.4.4.4 pH**

El pH puede definirse como el logaritmo negativo de la concentración de iones hidrogeno. El pH es el indicador de cuan ácida o básica se puede encontrar el agua. Este parámetro se mide en una escala de 1 a 14. La mayoría de los cuerpos de aguas naturales tienen un pH que varía entre 5 y 10. El estrés por acidez es uno de los principales efectos de un pH bajo y se manifiesta por la excesiva acumulación de mucus en el tejido branquial que interfiere con el intercambio gaseoso afectando el balance acido-base de la sangre, lo que provoca estrés respiratorio, afectando el crecimiento y desarrollo de los peces al disminuir el consumo de alimento. Los valores óptimos de pH que requiere la tilapia para su crecimiento oscilan entre 7 y 8, no pueden tolerar valores menores de 5, pero si pueden resistir valores alcalinos de 11 (FONDEPES, 2004).

#### **8.4.4.5 Compuestos Nitrogenados**

Los compuestos nitrogenados pueden ser los causantes de diversas problemáticas dentro de un sistema de cultivo, si este se sobra carga de grandes cantidades de materia orgánica. El amonio es uno de los principales compuestos nitrogenados que

pueden causar problemas en el sistema al igual que el nitrito, este es producto de la excreción orina y descomposición de la materia (degradación de la materia vegetal y de las proteínas del alimento no consumido). El amoníaco excretado existe en equilibrio en el agua entre el no ionizado ( $\text{NH}_3$ ), que en su forma es tóxico para los peces y el ionizado ( $\text{NH}_4$ ) conocido como amonio y el cual no es tóxico.

Como se refirió anteriormente, el amonio y los nitritos son las formas nitrogenadas más tóxicas, concentraciones altas de amonio en el agua pueden causar daños cerebrales en los peces, daños en las branquias afectando la captura del oxígeno, afecta el balance de las sales, lesión de los órganos internos, incrementa la susceptibilidad de enfermedades y reduce la tasa de crecimiento. Los valores de amonio en un sistema de cultivo deben fluctuar entre 0.01 a 0.1, la tilapia puede tolerar niveles de amonio entre 0.6 y 2pp; por tanto, es importante evaluar la cantidad y calidad de alimento que se está suministrando pues este suele ser la mayor fuente de producción de compuestos nitrogenados (Boyd, 1996).

#### **8.4 Generalidades del pepino de mar**

Los pepinos de mar son pertenecientes a la clase holotúridos (*Holothuridae*), del griego (*holothurion*), conocidos vulgarmente como pepinos de mar o carajos de mar, son una clase del filo equinodermos compuesto por animales de cuerpo alargado que viven en los fondos de todo el mundo. Se conocen alrededor de 200 mil especies en el mundo, de las cuales menos de un centenar son aprovechados por el hombre. Algunos de estos organismos llegan a pesar dos kilogramos y a medir un metro de longitud (Peralta, 2010).

Los holotúridos han sido encontrados en todos los océanos del planeta y a todas las profundidades conocidas, incluso en las ventilas hidrotermales, chimeneas del fondo marino por las que sale lava y gases sulfuros. Se encuentran viviendo sobre los suelos enterrados en la arena, sobre o debajo de las rocas y entre corales. Se alimentan del sedimento y con ello mantienen limpio el suelo de materia orgánica. Estos organismos pertenecen al mismo grupo que los erizos de mar o las estrellas

de mar, aunque aparentemente no presentan la misma simetría pentarradial característica de los demás representantes de este grupo.

Se consideran animales con una simetría bilateral secundaria ya que internamente sus órganos y sistemas aparecen en número múltiplo de 5, como en el resto de equinodermos, pero externamente su cuerpo alargado da la sensación de tener un solo eje de simetría. El cuerpo es musculoso en forma de cilindro, y tiene una cubierta bucal por un extremo que es rodeada por tentáculos, y en el otro extremo se halla la abertura anal (Peralta, 2010).

Los cohombros de mar pueden hallarse en todo el medio marino, desde las aguas intermareales y poco profundas, hasta profundidades abisales. Pueden ser demersales o pelágicas, hallándose la mayor diversidad de la especie en el océano indico y en la parte occidental del océano pacífico. Estos organismos son invertebrados que se mueven lentamente, relacionados frecuentemente con alcas, coral y hierbas marinas (Torral-Granada V. , 1996).

Los pepinos de mar poseen ampliaciones del intestino que funcionan como pulmones acuáticos, estos organismos utilizan como sistema defensivo, hilos mucosos pegajosos que proyectan sobre posibles agresores para irritarlos o inhabilitarlos; además en algunos casos contiene toxinas (holoturinas). Cuando algún depredador intenta atacar a los holotúridos, estos animales logran sobrevivir expulsando sus viseras para que el depredador se distraiga comiendo tales órganos los cuales son regenerados después de 30 días. Como defensa contra los parásitos los pepinos de mar sintetizan una proteína, llamada lectina, la cual inhibe el desarrollo de posibles parásitos.

La mayoría de las larvas de cohombros o pepinos de mar suelen presentar un comportamiento diurno para dificultar el acceso de los predadores. Los cohombros de mar adultos pueden ser diurnos o nocturnos presentando los diurnos mayores pautas de actividad durante el día y enterrándose en la arena o buscando grietas para pasar la noche. La especie nocturna puede esconderse o meterse en una

madriguera durante el día, para desarrollar su actividad en la noche (Toral-Granada V. , 2006)

#### **8.4.1 Clasificación taxonómica**

Los holotúridos (pepinos de mar), son una de las 5 clases de existentes de equinodermos. Aproximadamente se registran unas 1500 especies distribuidas en seis órdenes y 25 familias. Los seis órdenes están divididos y diferenciados por la presencia o ausencia de podios (sistema ambulacral), la forma de la boca, la presencia o ausencia de músculos retractores bucales aparatos respiratorios y túbulos de cuverian. Dentro de las diferentes especies de pepinos de mar que se han registrado, se hallan numerosas incertidumbres taxonómicas por lo que se ha considerado la realización de algunos estudios para revisar la taxonomía (Toral-Granada V. , 1996)

#### **8.4.2 Morfometría del tubo digestivo y alimentación del pepino de mar**

Los pepinos de mar, ingieren sedimento superficial, detrito y microorganismos asociados mediante sus tentáculos extendidos con los que son capaces de atrapar cualquier partícula u organismos que colisione con ella. La dieta de estos organismos está compuesta por cuatro grupos tróficos más importantes: macroalgas, invertebrados, microalgas y detrito. El tracto digestivo de los holotúridos es muy largo y tiene otras funciones además de la digestión y absorción de nutrientes, ya que acumula lípidos y proteínas, considerándose un órgano almacenador, que puede estar asociado a una flora bacteriana que cumple con la función de degradación de la materia orgánica. Sin embargo, aunque el intestino puede atrofiarse en ciertos periodos de inactividad, poseen células llamados entericitos que desempeñan las funciones de absorción, digestión intracelular y lubricación de las paredes estomacales junto a la mucosa. Respecto al peso seco y largo del intestino, este tiende a ser menor en los ejemplares del intermareal que en los de submareal y el tamaño del intestino se relaciona positivamente con el tamaño corporal (Ruiz, Ibáñez, & Cacerez, 2007).



### **8.4.3 Reproducción**

La mayoría de los cohombros o pepinos de mar son desovadores diseminadores, que liberan sus gametos en la columna de agua. El éxito de su reproducción depende directamente de la densidad de adultos para lograr concentraciones de espermias y huevos suficientemente grandes que puedan entrar en contacto. Las corrientes de agua juegan un papel muy importante en la reproducción de estos organismos, puesto que estas arrastran los gametos liberados con lo que contribuyen a la reproducción; sin embargo, no se dispone de información sobre si estas corrientes de agua inducen a la reproducción, pero si se sabe que la reproducción de algunas de las especies puede guardar relación directa con la temperatura del mar. Algunas de estas especies pueden tener un ciclo reproductivo anual, bianual e incluso no seguir una pauta reproductiva. Aunque la mayoría de estos organismos son dioicos (es decir sexos separados, machos y hembras) hay algunas especies en las que existen ejemplares de varios sexos (hermafroditismos) y algunas especies se reproducen asexualmente por fisión (Toral-Granada V. , 2006)

### **8.4.4 Importancia ecológica y económica**

El pepino de mar es un equinodermo de importancia pesquera cotizado en muchos países del mundo, debido a su elevado valor comercial, especialmente en los países asiáticos, ya que es utilizado en la industria farmacéutica y como alimento. La importancia ecológica de estos organismos radica en la filtración de sedimentos y a la devolución de nutrientes a los procesos de la red alimentaria; revuelven de igual manera las capas superiores de sedimento en las lagunas, los arrecifes y otros ecosistemas donde habitan, facilitando con ello la penetración de oxígeno. Por otro lado, al ingerir sedimentos modifican su composición. Particularmente las especies pequeñas son filtradores muy activos, por ejemplo, un individuo de 30 cm puede procesar 120 g de sedimento diario, lo que significa un promedio de 44 kg de sedimento procesado anualmente por individuo.

Las especies de pepino de mar pueden calificarse de importancia comercial alta, media o baja sobre la base de la abundancia, la apariencia, el olor, el color, el

espesor del tegumento y el valor. Una vez elaborado y según el plato y la ocasión en que se servirá, el pepino de mar obtiene diferentes precios, con arreglo al contenido de humedad, apariencia exterior, tamaño, grosor de la carne y tipo de especie (Sosa, Ramos, Rodríguez, & Rojas, 2015).

#### **8.4.5 Pepino de mar y acuicultura**

A pesar de las crecientes preocupaciones por los efectos de la acuicultura sobre la diversidad y el medio ambiente, este es uno de los sistemas de producción de alimentos de más rápido crecimiento en el mundo, sobre todo en países en desarrollo, por lo que se puede decir, que la acuicultura seguirá contribuyendo a la seguridad alimentaria y al alivio de la pobreza.

La maricultura con retornos de cohombros de mar se ha convertido en un vigoroso sector de la maricultura china, extendiéndose gradualmente esta actividad en las provincias de Fujian, Guandong y Hianan, donde se producen grandes cantidades de cohombros de mar, operaciones de cultivo o reproducción se han extendido a otros países como Vietnam, Japón, las Islas Marshall y Nueva Zelanda. Estos países producen cohombros de mar en cautividad y liberan ejemplares jóvenes para mejorar las poblaciones silvestres existentes o producen pepinos de mar como alternativa a la captura de poblaciones silvestres.

En la actualidad, los países miembros de la FAO no han comunicado la producción de cohombros de mar en acuicultura, pero con las tendencias actuales de producción, cabe suponer que los cohombros de mar de operación de acuicultura constituyen una gran parte de la producción mundial total (Toral-Granada V. , 2006).

La acuicultura puede proporcionar seguridad alimentaria y también incita a las comunidades a dejar de depender de la pesca propiamente dicha para poder atender todas sus necesidades económicas, no obstante, hay que ser muy prudentes cuando las nuevas operaciones de acuicultura para los cohombros de mar puedan destruir hábitats naturales como manglares o ejercer algún tipo de presión sobre las poblaciones que se encuentran en niveles críticos. Por otro lado, las poblaciones silvestres se pueden ver beneficiadas de estas operaciones si se

establece una moratoria completa, puesto que esto permitirá tasas de recuperación naturales de la población. Además, una mayor educación sobre medio ambiente y comunicación con las diferentes comunidades locales permitirá cambiar efectivamente el actual método de auge y de presión por uno que refleje una mayor sostenibilidad del medio a largo plazo (Toral-Granada V. , 1996).

#### **8.4.6 Antecedentes del cultivo de pepino de mar.**

Pese a que todavía no se registran datos, a nivel nacional, concernientes a la investigación en estudio, se presentan algunas referencias similares que abordan la misma problemática.

La mayoría de los estudios que se han desarrollado en este sentido, son con moluscos de agua salada, tal es el caso del sururu de mangle *Mytella guyanensis* y de la ostra *Crassostrea rhizophorae* probados en la biorremediación de los impactos ocasionados por los efluentes de la camaronicultura en el nororiente brasileiro. El estudio consistió en la colocación de los moluscos en bandejas dentro del estanque de camarones, próximos a la salida de agua, en una relación de 9000 semillas por 5 hectáreas de espejo de agua, logrando de esta manera, reducir la carga de fosfatos, nitritos y nitratos de los efluentes liberados al medio (Olivera & Brito., 2005).

Relacionado a los moluscos de agua dulce se hallan algunas referencias en Europa (Reeders, Vaate, & Slim., 1989), y en lagos de América del norte con *Dreissenia polymorpha*, presentándose como una excelente filtradora capaz de aumentar la transparencia y disminuir la clorofila después de su inclusión (Bunt, Mac, & Sprules, 1993).

Un trabajo con énfasis en la mitigación de la eutrofización en estanques de cultivo de salmón fue llevado a cabo en Chile, con *Diplodon Chilensis*, convirtiendo estanques cerrados hiper-eutroficos en estanques oligotróficos. La capacidad filtradora del molusco declinó después de 60 días, necesiándose una mayor investigación al respecto (Soto & Mena, 1999).

#### **8.4.7 *Isostichopus fuscus***

*Isostichopus fuscus* pertenece a la familia *Stichocopodidae* y se distribuye desde el Golfo de California hasta los Galápagos y el Ecuador. En México se localiza en los estados de Sonora, Nayarit, Jalisco, Colima y Guerrero, de igual manera se encuentra distribuido en las costas del océano Pacífico e Indico. Los individuos pequeños de esta especie se localizan principalmente dentro de oquedades y grietas entre las piedras, así como debajo de las mismas, mientras que organismos de tallas grandes se encuentran principalmente sobre rocas, además son organismos de vida nocturna. Esta especie no presenta dimorfismo sexual externo, la proporción sexual es 1:1. Las gónadas presentan cinco estadios de desarrollo: indiferenciado, gametogénesis, madurez, desove y postdesove (Peralta, 2010).

*Isostichopis fuscus* es una especie susceptible de ser cultivada en nuestro país, con base en su amplia distribución y su valor comercial. Trabajos experimentales del cultivo de esta especie se han desarrollado en Ecuador desde hace tres años. Los estudios para el conocimiento de su cultivo también se han dirigido a la engorda en área naturales, con una eficiencia estimada del 30%. Tradicionalmente se ha intentado llevar a cabo la engorda en arrecifes artificiales o trasplantando juveniles en áreas de crecimiento. Este tipo de proyecto ha tenido respuestas positivas en países como China, Japón y Filipinas, donde la clave del éxito ha radicado en un programa bien diseñado de participación del gobierno y los pescadores, siendo estos últimos los responsables del manejo y protección de dichos sistemas (Ruiz, Ibáñez, & Cacerez, 2007).

#### **8.5 Parámetros de crecimiento**

Dentro de los parámetros de crecimiento de la especie se deberán tomar en cuenta los siguientes factores físico- químicos:

**Tabla 3: Parámetros de crecimiento de *Isostichopus fuscus***

Parámetro	Intervalos establecidos
Oxígeno Disuelto	7 mg/l de saturación
Salinidad	25-35 ppm
Ph	7.0-8.0
Alcalinidad	1.82-4 mg/l 90-120 mg CaCo3/l
Amoniaco	≤0.12 mg NH3 (ionizado)/l
Nitritos	≤0.1 mg/l
Temperatura	29 °C

(Peralta, 2010)

## **8.6 Generalidades del fitoplancton**

De acuerdo con lo escrito por Oliva-Martínez, Godínez-Ortega, & Zuñiga-Ramos, (2015), el termino que refiere al fitoplancton como tal proviene del griego (phyton-planta) y (plankston-errante). Los cuales conforman una comunidad de organismos que se encuentran suspendidos en la zona fótica de la columna de agua. El fitoplancton a su vez es considerado como el principal elemento de las redes tróficas del agua, así como potencial indicador de la calidad de la misma.

### **8.6.1 Hábitat**

El fitoplancton puede encontrarse en aguas continentales, presentando índices de desarrollo en ambientes lenticos que incluyen aguas estancadas como lagos, lagunas y embalses, estanques para acuicultura; también puede ser encontrado en ambientes loticos de agua con una corriente unidireccional, como manantiales, ríos, arroyos, cascadas y también canales. Las condiciones ambientales en lagos y ríos varían por su tamaño, profundidad, temperatura, luz, transparencia, oxígeno, nutrientes, PH y salinidad (Wher, 2003).

## 8.6.2 Clasificación

El fitoplancton puede presentar una amplia y varia biodiversidad, encontrándose diversas especies en función de las condiciones naturales que presente el lugar o la presencia o ausencia de nutrientes, o debido a otros aspectos relativamente importantes. Dentro de las especies fitoplanctónicas, se conoce la presencia de cuatro grupos de importancia ecológica:

**Diatomeas:** son un grupo de algas unicelulares y eucarióticas pertenecientes a la clase Bacillariophyceae cuyos microorganismos presentan un rango de tamaño fluctúa entre 50 y 500  $\mu\text{m}$ .

Las Diatomeas son una especie de fitoplancton estrictamente autótrofas, presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila a y c, betacarotenos, fucoxantinas, diatoxantina y diadinoxantina. Una característica única de este tipo de algas es que se encuentran rodeadas por una pared celular hecha de sílice (dióxido de silicio hidratado) llamada frustula. A este grupo se les encuentra solitarias o conformando cadenas. Constituyen el grupo más importante del fitoplancton debido a que contribuyen con el 90% de la productividad de los sistemas (Tomas, 1997).

**Dinoflagelados:** son un grupo de organismos unicelulares, los cuales corresponden a un grupo de fitoplancton marino de carácter cosmopolita. Sus poblaciones suelen distribuirse en función a la temperatura, salinidad y profundidad, con un tamaño que fluctúa entre 50 y 500  $\mu\text{m}$ . Los Dinoflagelados pueden ser divididos en dos grandes grupos diferenciados por la presencia o ausencia de placas de naturaleza celulósica en su pared celular. De acuerdo a esta característica se les suele denominar como tecados o atecados.

**Las clorofíceas:** son un grupo de algas verdes, las cuales representan clorofila y clorofila b, cuyo tamaño comprenden las microscópicas, unicelulares hasta las grandes algas formadas por filamentos de considerable longitud. La mayoría de sus especies se encuentran profusamente distribuidas por todo el mundo. Todas son poseedoras de clorofila, lo que les permite sintetizar sustancias alimenticias a partir de materias minerales (Osorio, 2011.)

**Las Cianofíceas:** también llamadas cianòfitas o cianobacterias, son un conjunto de microorganismos procarioticos puesto a que carecen de una membrana celular. Dichos organismos presentan también pigmentos fotosintéticos como la clorofila, carotenos y ficocianina.

Las cianobacterias, son en general, organismos fotosintetizadores, pero algunas viven heterotróficamente. Estas microalgas comparten con algunas otras bacterias la capacidad de utilizar N<sub>2</sub> atmosférico como fuente de nitrógeno. La reproducción de las algas verde azules puede llevarse a cabo por división celular, por fragmentación de colonias o de filamentos y por esporas (Velasco, 2003).

### **8.6.3 Importancia ecológica del fitoplancton**

Dado que el fitoplancton se encuentra en la base de la cadena alimentaria de los ecosistemas acuáticos, este sirve como alimento para organismos mayores, es decir realiza la parte principal de la producción primaria en los ambientes acuáticos, pero sobre todo los marinos. Por otra parte, el fitoplancton es el responsable principal de la presencia de oxígeno en la atmosfera. El fitoplancton también puede ser responsable de algunos problemas ecológicos cuando este logra desarrollarse de manera exponencial debido a una situación de exceso de nutrientes y de temperatura favorable, multiplicándose rápidamente hasta formar los llamados afloramientos o blooms algales.

Además de cumplir con las acciones antes mencionadas, el fitoplancton también se encarga de la fijación del CO<sub>2</sub> atmosférico, de manera tal que el carbono pasa a ser parte de la cadena alimentaria y por lo tanto fuente de energía. De esta manera la cadena trófica va enriqueciéndose, pues el fitoplancton es consumido por el zooplancton que a su vez pueden ser consumidos por diferentes peces (Altamirano, 1989).

### **8.6.4 Conteo de microalgas**

El objetivo de realizar un conteo de microalgas no se debe solamente a establecer la población o densidad de células por mililitro que puede haber en un recipiente, si

no también determinar numéricamente el grado de división celular en un determinado tiempo. Por lo tanto, los resultados permiten estimar en cierto modo la situación de un cultivo y relacionarlo con la curva de crecimiento de esa población.

El método empleado para realizar un conteo de algas es sencillo, ya que implica el uso de un dispositivo que permita el contaje, de todos los dispositivos conocidos y utilizados para contar algas en los laboratorios marinos comerciales de nuestro medio es el hemocitometro o cámara New Bauer, de igual manera para fines de investigación también se hace uso de la cámara Sedgwick-Rafter, (Weber, 1973). el conteo o recuento de microalgas se aborda a partir de la página 40.

### **8.7 Materia Orgánica Disuelta (MOD)**

La Materia Orgánica Disuelta (MOD), es una compleja mezcla heterogénea de macro-moléculas, cuyos principales componentes en los cuerpos de agua, son sustancias húmicas, carbohidratos y aminoácidos. La MOD en las aguas naturales puede ser originada por la descomposición del material biológico procedente de restos de animales, plantas y microorganismos.

Las fuentes de materia orgánica en las aguas estuarinas de estanques pueden provenir de escurrimientos de los ríos o erosiones de terrenos agrícolas por efectos de lluvias que ponen en contacto al agua con materiales vegetales y que luego llegan a los estuarios o canales de marea, ingresando mediante el bombeo; desechos fecales; muerte y descomposición de organismos acuáticos como el fitoplancton y zooplancton; así también por desperdicios o remanentes de alimentos balanceados, constituyendo el detritus. Parte de esta materia orgánica se sedimentará en el fondo de los estanques, mientras que otra permanecerá en suspensión (Spence, 2011).

La descomposición de materia orgánica la realizan las bacterias, quienes la usan como alimento y están presentes en todos los estanques. Las bacterias descomponen rápidamente la materia orgánica en presencia de oxígeno y producen productos finales no tóxicos como dióxido de carbono y agua; mientras que, en ausencia de oxígeno, la materia orgánica es descompuesta anaeróbicamente



produciendo productos tóxicos tales como sulfuro de hidrógeno, nitrito y metano, también, la descomposición de la materia orgánica está influenciada por factores tales como: temperatura, pH y naturaleza de la materia orgánica. La descomposición es mayor cuando la temperatura y pH se incrementa hasta niveles de 35 °C y 8.5, respectivamente (NICOVITA, 1996).

En los estanques, dependiendo de su ubicación (suelos eriazos o manglárnicos) y manejo, pueden existir dos formas de materia orgánica: moléculas simples (azúcares, proteínas y grasas), de más fácil y rápida descomposición; en comparación a la segunda forma de materia orgánica: moléculas complejas (celulosa, lignina y taninos). Sea cual fuera el origen o ubicación, todo esto en realidad constituye la materia orgánica total, pero la materia orgánica disponible para la utilización por las bacterias, es solamente una fracción que en acuicultura se conoce por materia orgánica o carbono disponible.

Básicamente los elementos químicos que constituyen la materia orgánica son carbono y nitrógeno, los cuales también químicamente constituyen a las bacterias en un 50% de carbono y 10% de nitrógeno; además, a través de la degradación son capaces de asimilar el carbono orgánico disponible en aproximadamente el 5% (NICOVITA, 1996)

La deficiencia tanto de carbono como de nitrógeno limita la descomposición bacteriana de materia orgánica, se considera que la tasa óptima de carbono: nitrógeno es de 10:1. Cuando existe una concentración mayor de nitrógeno con respecto a la concentración de carbono (tasa C/N baja) en la materia orgánica, ésta se descompondrá rápidamente en comparación con una tasa C/N alta y a la vez se eliminará al ambiente más compuestos amoniacales (Fiallo, 1997).

Si en el ambiente de cultivo existe materia orgánica con muy poco nitrógeno, no habrá suficiente cantidad de este elemento para completar la descomposición. Si las bacterias degradadoras de materia orgánica no encuentran nitrógeno suficiente, ellas extraerán éste a partir de las formas existentes en el agua: nitratos y amonio. De no ser así, estas desaparecerán del estanque. Por lo que para que exista

biomasa bacteriana en los estanques debe haber materia orgánica en cantidad suficiente.

Se considera que los suelos de estanques deberían tener niveles de materia orgánica disponible desde aproximadamente 3-10% para que exista una buena liberación de carbono y sea utilizada para la formación de bacterias degradadoras de materia orgánica y desarrollo de microorganismos acuáticos. La aplicación de melaza (que contiene sacarosa, azúcar simple) en forma líquida en las entradas del estanque o diluida en agua sobre la superficie del estanque, en cantidades que van desde de 5-12 galones por hectárea es una forma de aplicar carbono orgánico particulado, de fácil disponibilidad, que contribuirá en la proliferación de bacterias benéficas y la constitución estructural de diatomeas y otros organismos acuáticos, que al final constituyen el detritus (Fiallo, 1997).

## **VIII. Materiales y Métodos**

### **9.1 Localización del Área de estudio.**

Este trabajo investigativo fue realizado en el período de junio a octubre del año 2017, en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA), localizada en las coordenadas 496457mE y 1367324mN, ubicado en la localidad de Las Penitas, León- Nicaragua.

### **9.2 Tipo de investigación.**

La investigación realizada, es de tipo pre-experimental o correlacional, debido a que el tipo de estudio que se ha llevado a cabo persigue medir el grado de relación existente entre dos variables distintas.

### **9.3 Población y tamaño de muestra.**

La población de estudio, en este caso Pepino de mar de la especie *Isostichopus fuscus* fue extraída de las zonas costeras del océano pacifico, frente a la comunidad de Las Peñitas, la extracción de estos organismos se realizó por medio de buceo a una profundidad de 40m, la determinación de la cantidad de organismos seleccionados se hizo en relación al tamaño del dispositivo experimental, de igual modo fue necesario el estudio de la población de tilapia gris (*Oreochromis niloticus*) la cual fue cultivada en el dispositivo experimental, obtenida y trasladada desde la finca, Quinta Yolanda, ubicada en kilómetro 83 carretera León-Mangua.

### **9.4 Establecimiento del estudio o ensayo.**

El dispositivo experimental estuvo constituido de dos recipientes plasticos con una capacidad de 1200 litros cada uno, los cuales fueron sembrados a una densidad de 10 organismos (*Oreochromis sp.*), por metro cubico, con un peso promedio de 1.77 gramos en cada dispositivo. Uno de los dispositivos experimentales estuvo dispuesto para un sistema de policultivo, el cual estuvo integrado por los dos tipos de organismos en estudio, tilapia gris (*Oreochromis sp*) y pepinos de mar

(*Isostichopus fuscus*), mismos que fueron sembrados a una densidad de 4 pepinos por metro cúbico, el otro dispositivo estuvo compuesto únicamente de uno de los organismos en estudio (*Oreochromis sp*), por lo que el diseño experimental estuvo basado en un estudio comparativo entre los dos tipos de cultivos que fueron realizados. La selección de los organismos en estudio en este caso pepinos de mar (*Isostiphocus fucus*), fue hecho a través de un método no selectivo (al azar), debido a que los organismos que se necesitaban para la investigación no se encontraban en un lugar en el cual se pudieran seleccionar los mejores ejemplares que presentaran las características más adecuadas para el estudio, es por tal razón que la muestra en cuestión fue seleccionada omitiendo los parámetros de selectividad. Por otro lado, los organismos de la especie *Oreochromis niloticus*, fueron escogidos selectivamente, especialmente aquellos ejemplares que presentaron las mejores características morfológicas y fisiológicas, teniendo en cuenta el peso deseado y el sexo requerido para el estudio, por lo que se recomienda la selección de organismos 100% machos, lo cual estará certificado por el laboratorio de procedencia.

## **9.5 Desarrollo del estudio o ensayo.**

Para dar inicio con el trabajo investigativo fue necesario comenzar con el lavado y desinfección de los recipientes plásticos (Dispositivos experimentales). Para la realización de este procedimiento se hizo uso de 50 ppm de cloro líquido (Hipoclorito de sodio), para evitar la contaminación de nuestros organismos causada por agentes patógenos o bacterias. Posterior a ello se procedió con el llenado de los mismos hasta el nivel operativo correspondiente.

### **9.5.1 Maduración del agua.**

Para realizar el proceso de maduración del agua de los dispositivos experimentales fue necesario la utilización de fertilizante inorgánico:

Fertilizante 1: es un fertilizante acuícola 100% soluble, a base de nitrógeno nítrico, el cual promueve el fitoplancton y zooplancton, aportando de manera inmediata oxígeno al medio, lo que produce una mayor estabilidad en el cultivo.

Fertilizante 2: promotor y regulador específico de un grupo de microalgas denominado Diatomeas, las cuales son alimento natural para los organismos cultivados.

Los fertilizantes utilizados nos brindan características diferentes, los cuales aportan cada uno de ellos, los nutrientes necesarios al agua de cultivo, para el afloramiento de las algas que sirven como fuente alimenticia para los organismos en estudio.

El fertilizante fue aplicado a ración de 50 lb de fertilizante 1 X 10 lb de fertilizante 2/ hectárea (Hurtado, Conversación personal, 11 de abril de 2017), este proceso se realizó una semana antes de la siembra de los alevines, para promover el crecimiento de microalgas que servirán de alimento para nuestros organismos en cultivo (*Oreochromis sp.*) y de igual manera proporcionar oxígeno disuelto al agua a través de la fotosíntesis; la proporción adecuada de fertilizantes fue determinada mediante la implementación de la siguiente fórmula:

Fertilizante 1.

$$50\text{lbs} \times 454\text{ g} = 22,700\text{ g}/10000\text{ m}^2\text{ (1 Ha)} \times 1.3\text{ m}^3\text{ (area del estanque)} = 29.51\text{ g}$$

Fertilizante 2.

$$10\text{lbs} \times 454\text{ g} = 4540\text{ g}/10000\text{ m}^2\text{ (1 Ha)} \times 1.3\text{ m}^3\text{ (area del estanque)} = 5.90\text{ g}$$

## **9.5.2 Aclimatación y siembra de los organismos.**

### **9.5.2.1 Aclimatación y siembra de los alevines de tilapia gris.**

Dentro del procedimiento de siembra de tilapia en agua salobre, se debe incluir un periodo de aclimatación, el cual implica el incremento gradual de la salinidad hasta alcanzar la que tiene el dispositivo receptor.

La aclimatación y siembra de los alevines de tilapia fue realizado de la siguiente manera: al llegar los alevines al área de estudio, transportados en una bolsa plástica, se midieron los valores de temperatura y salinidad tanto de la bolsa como del dispositivo para conocer los grados de diferencia que se presentaban.

Los alevines contenidos en la bolsa fueron depositados en los recipientes plásticos en donde estos se encontraban con la misma agua en la cual provenían, para poder realizar el proceso de aclimatación, debido a que los alevines son provenientes de agua dulce será conveniente aumentar la salinidad lo más despacio y lento posible procurando aumentar 1ppm de salinidad cada 40 minutos o 1 hora aproximadamente, cuidando aumentar la salinidad de 2-5 ppm por día (no se deberá exceder este promedio de salinidad, para evitar el estrés de los organismos).

Una vez que los grados de diferencia de salinidad se alcanzaron en el dispositivo de aclimatación, en relación a los dispositivos, los organismos fueron depositados en un recipiente plástico el cual se dejó flotar dentro del dispositivo durante 30 minutos, posteriormente se liberaron los organismos en los dispositivos introduciendo un poco el recipiente en el cual se encontraban, moviendo este mismos de manera lenta por todo el dispositivo procurando que los alevines fueran depositados sin causar estrés (USAID, 2007).

### **9.5.2.2 Aclimatación y siembra de los pepinos de mar.**

La aclimatación y siembra de los pepinos de mar fue realizada de la siguiente manera: el buzo encargado de la recolección de los pepinos de mar realizó la

captura de 4 ejemplares de la especie, que se colocaron en un recipiente plástico de manera individuales los cuales se encontraban llenos con agua de mar a temperatura ambiente, posterior a ello, los recipientes en el que fueron colocados los pepinos se introdujeron en una hielera plástica , la cual se mantuvo tapada durante todo el traslado, esto con el objetivo de impedir el paso de la luz del sol, para prevenir estrés y el desvisceramiento de los organismos.

Posterior al traslado se estableció un tiempo de reposo de al menos 3 o 5 minutos para evitar seguir estresando más al organismo y a continuación se verificó los parámetros físico-químicos, una vez que se realizó este procedimiento se procedió a desempacar a los organismos en un recipiente plástico de color negro lleno con agua de mar y con una línea de distribución de oxígeno, la cual estuvo siempre dispuesta durante el traslado.

Al llegar los pepinos al área de estudio se procedió a realizar la toma de parámetros físico-químicos, tanto del recipiente de traslado de los pepinos de mar como del dispositivo en el que fueron depositados, con la finalidad de conocer la diferencia de grados en la que se encontraban, una vez obtenido este dato, se dejó flotar el recipiente en el dispositivo durante 25 minutos, para luego proceder con los recambios, estos fueron realizados de manera lenta, poco a poco, en periodos cortos de 5 minutos, tiempo en el que se continuo con la toma de parámetros, este procedimiento fue realizado hasta que se consiguió igualar los grados de diferencia entre el dispositivo y el recipiente, una vez que este procedimiento fue llevado a cabo se procedió a liberar a los organismos en el dispositivo (Peralta, 2010).

### **9.5.3 Alimentación**

Para la alimentación de nuestros organismos en cultivo (Tilapia Gris), se hizo uso de alimento peletizado para camarón, Nicovita 28% proteínas, las raciones alimenticias fueron divididas en cuatro dietas durante el día, las cuales se distribuyeron de la siguiente manera: 50% por la mañana, la cual se dividió en 25% a las 8 de la mañana y 25% a las 11 de la mañana; el 50% restante fue distribuido a las 2 y 4 de la tarde, dividiendo la dieta en partes iguales.

Para calcular las raciones de alimento que fueron entregadas a nuestros organismos en cada dieta; se hizo uso de una tabla alimenticia que relaciona el número de organismos en cultivo de acuerdo al peso, brindando de igual manera el porcentaje de alimento que se proporcionó, de acuerdo a lo antes mencionado.

**Tabla 4: Alimentación Tilapia**

<b>Peso en gramos</b>	<b>% Ración de Alimento</b>
<b>1-14</b>	<b>10</b>
<b>15-20</b>	<b>7</b>
<b>21-34</b>	<b>5</b>
<b>35-44</b>	<b>4</b>
<b>45-54</b>	<b>3</b>
<b>55-229</b>	<b>2.5</b>
<b>230-330</b>	<b>2</b>
<b>331-380</b>	<b>1.9</b>
<b>381-432</b>	<b>1.8</b>
<b>433-516</b>	<b>1.6</b>

(Pronagro, 2002)

Calculo de las raciones de alimentación:

- Se tiene un peso promedio de 1.77 g = 1-14 aplicar el 10% según tabla.
- Se tiene 10 organismos en total.
- $10 * 1.77g = 17.7 g * 10\% = 1.77 g$  dieta total durante el día.

Esta tabla fue utilizada únicamente como referencia para dar inicio a la alimentación de nuestros organismos, ya que el método de alimentación del cual hicimos uso, es el llamado método de saciedad, el cual consiste en tomar y brindar alimento a nuestros organismos hasta que estos dejen de consumirlo, mismo que se pesó y anotó la cantidad que fue brindada en cada ración. El alimento proporcionado a nuestros organismos en cultivos fue ofrecido a través de alimentación boleada, la cual consiste en la distribución del alimento de manera uniforme por todo el



estanque lo que facilitó la disposición del alimento brindado para nuestros organismos.

#### **9.5.4 Factores Físicoquímicos**

De igual manera se monitorearon los parámetros físico-químicos (Oxígeno, Temperatura, pH, turbidez y salinidad), con una periodicidad diaria dos veces al día, 6:00 am y 6:00 pm, Los cuáles fueron archivados mediante el uso de una bitácora personal.

##### **9.5.4.1 Oxígeno Disuelto.**

Para poder medir el oxígeno disuelto de nuestro dispositivo experimental se hizo uso de un Oxígenómetro marca (YSI-550A), ya que es un aparato multifuncional, el cual mide Oxígeno y temperatura; debe ser calibrado a la hora de su utilización para la obtención de datos verdaderos, los cuales se toman introduciendo el electrodo del Oxígenómetro a no menos de 40 cm de profundidad y así poder archivar estos datos en nuestra bitácora.

##### **9.5.4.2 Temperatura.**

Para poder medir la temperatura de nuestro dispositivo experimental se hizo uso de un Oxígenómetro marca (YSI-550A), ya que es un aparato multifuncional, el cual mide Oxígeno y temperatura; debe ser calibrado a la hora de su utilización para la obtención de datos verdaderos, los cuales se toman introduciendo el electrodo del Oxígenómetro a no menos de 40 cm de profundidad y así poder archivar estos datos en nuestra bitácora.

##### **9.5.4.3 pH**

La medición del pH fue realizada con un pH-metro marca PHep BY HAANA. El dispositivo fue debidamente calibrado con una solución buffer. Para tomar el dato introdujimos el equipo 2 cm por debajo de la superficie del agua y así obtuvimos el dato para archivarlo y analizarlo posteriormente. Este dato fue tomado de igual manera a la misma hora en que se tomó la temperatura y el oxígeno.

#### **9.5.4.4 Turbidez**

La medición de la turbidez del agua fue tomada haciendo uso de un disco de Secchi, este instrumento fue introducido en el estanque y hasta donde se observó las líneas de intercepción pintadas en negro, se tomó como la medición de la transparencia del agua. Esta toma fue realizada a las 10 y 30 minutos de la mañana.

#### **9.5.4.5 Salinidad**

La medición de la sal disuelta en el agua fue tomada haciendo uso de un salinometro o refractómetro, tomando una muestra de agua del dispositivo experimental a no menos de 30cm de la superficie del agua, procurando tomar 5ml de muestra aproximadamente, depositando de 4 a 5 gotas de la muestra tomada en la cámara del refractómetro. El refractómetro fue primeramente calibrado con agua dulce teniendo como punto de partida 0 ppm de salinidad.

#### **9.5.4.6 Calibración de los equipos para la toma de parámetros físico-químicos.**

**Oxígenometro.**

**Antes de calibrar.**

- Para calibrar con precisión el YSI 550A, es necesario conocer la siguiente información:
- La salinidad aproximada del agua que analizará.
- El estado de las baterías y membrana.
- En el caso que se necesite hacer un cambio de membrana al equipo, es necesario depositar 7 gotas de agua destilada dentro de la membrana, para obtener un mejor funcionamiento del equipo.

**Calibración en mg/L.**

- Asegúrese de que la esponja dentro de la cámara de calibración del instrumento esté húmeda. Inserte la sonda en la cámara de calibración.
- Encienda el instrumento y permita que las lecturas se estabilicen. Esto puede

tomar de 5 a 15 minutos, dependiendo en la edad del instrumento y condición de la sonda.

- Presione y suelte las teclas FLECHA ARRIBA y FLECHA ABAJO al mismo tiempo para menú de calibración.
- Pulse la tecla MODE hasta que aparezca mg/L en el lado derecho de la pantalla para las unidades de oxígeno.
- Pulse ENTER.
- CAL aparecerá ahora en la esquina inferior izquierda de la pantalla, el valor de calibración en la parte inferior derecha y la lectura actual de DO (Oxígeno Disuelto) será la pantalla principal. Una vez que la lectura de DO es estable, presione el botón ENTER.
- La pantalla LCD le pedirá que introduzca la salinidad aproximada del agua que va a analizar. Puede ingresar cualquier número de 0 a 70 partes por mil (PPT) de salinidad. Utilice las teclas de flecha para aumentar o disminuir el ajuste de la salinidad. Cuando aparezca la salinidad correcta en la pantalla LCD, presione ENTER. El instrumento volverá al funcionamiento normal (Barberena, Conversación personal, 13 de Mayo de 2017).

### **pHmetro.**

Antes de comenzar con la calibración, verifica que tengas a la mano lo siguiente:

- Las soluciones de calibración pH 4.0, pH 7.0 y pH 10.0
- El pequeño desarmador tipo reloj que viene incluido con el pHmetro (en el caso de que sea necesaria su utilización y el pHmetro disponga de ello).
- Agua destilada.
- Un par de vasos de plástico transparentes desechables o en otra instancia hacer uso de un beaker.

### **Calibración del pHmetro.**

- Enjuagar el beaker o un vaso plástico desechable con agua destilada y espera a que esté completamente seco, posterior a ello vierta la solución

calibrador pH 4.0.

- Asegúrese que la solución sea suficiente para cubrir el electrodo (la esfera de cristal en la punta del pHmetro), después verifica que el dispositivo se encuentre apagado, sumérgelo en la solución de pH que vertiste en el vaso, enciende el dispositivo y espera a que la lectura del instrumento se estabilice o deje de cambiar.
- Si la pantalla del pHmetro muestra la lectura de 4.0, no es necesario calibrar, de lo contrario usa el destornillador para ajustar los pequeños que están a un costado del pHmetro hasta que la lectura de 4, en el caso que el dispositivo no cuente con estos tornillos, utiliza la tecla CAL, flechas arriba y abajo para calibrar hasta llegar a 4.
- Antes de continuar, apaga el pHmetro, enjuaga el electrodo con agua destilada y sécalo con una toalla de papel absorbente.
- Continúa la calibración con el resto de las soluciones siguiendo los mismos pasos anteriormente realizados.
- Recuerda no regresar la solución del vaso a la botella de solución de calibración, ya que se contamina y dará lecturas erróneas cuando se vuelva a utilizar (Somarriba, Conversación personal, 14 de Mayo de 2017)

### **Salinometro o refractómetro.**

- Limpiar y secar cuidadosamente la tapa y el prisma antes de comenzar la medición.
- Colocar 1-2 gotas de agua destilada en el prisma, al cerrar la tapa el agua se repartirá homogéneamente entre la tapa y el prisma. Se debe evitar la formación de burbuja de aire debido a que podría inferir en resultado negativo en la medición de la salinidad.
- Sostener el refractómetro bajo la luz solar, el valor se podrá leer entre el limite claro/oscuro, si el limite no se encuentra en 0% (línea del agua), ajustarlo con ayuda del tornillo de calibración bajo la cobertura de goma del refractómetro, girando el ocular podrá ajustar la escala para una mejor visión.

- Limpiar y secar la tapa y el prisma nuevamente y repetir el proceso anterior con el agua que se desea analizar, repetir el proceso de limpieza cada vez que se utilice el refractómetro para evitar que queden restos que afecten futuras mediciones (M. Pereira, Conversación personal, 14 de mayo de 2017)

## **9.6 Materia Orgánica (MO)**

Para medir los niveles de materia orgánica que presenta el dispositivo experimental fue necesaria la utilización de un instrumento denominado Cono de Imhoff, para ello, se tomó una muestra de 1L de agua, introduciendo el cono al dispositivo hasta la altura del hombro para poder tomar la muestra del fondo a la superficie de la columna de agua, la muestra tomada se dejó sedimentar durante 45 minutos, posterior a ello fueron removidas la paredes del cono mediante una varilla o rotación, a continuación se dejó reposar durante 15 minutos más. Se registró el volumen de sólidos sedimentados en la parte inferior del cono. Este procedimiento fue realizado de manera semanal en las instalaciones del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA).

## **9.7 Monitoreo de microalgas.**

### **9.7.1 Conteo de microalgas**

Para realizar el recuento de microalgas se hizo uso de dos tipos de cámaras de recuento, la primera es la denominada cámara Neubauer, es un instrumento utilizado en medicina y biología para realizar recuento de esporas y células en un medio líquido, esta cámara de recuento está adaptada al microscopio de campo claro o al de contraste de fases. Se trata de un porta objeto que tiene dos zonas ligeramente deprimidas en cuyo fondo se ha marcado con la ayuda de un diamante una cuadrícula de dimensiones conocidas, la cuadrícula de recuento está formada por 9 cuadrados grandes, el cuadrado grande central está dividido en 25 cuadrados medianos, cada uno de ellos con 16 cuadrados pequeños en su interior, los cuatro cuadrados grandes de las esquinas están formados por 16 cuadrados medianos. El

recuento se puede realizar tanto en el cuadrado grande central como en los de las esquinas, dependiendo del tamaño de las células en estudio.

### **9.7.2 Recuento de células pasó a paso en la cámara Neubauer.**

**Preparación de la muestra:** para realizar el recuento de células en la cámara Neubauer se tomó una muestra de agua del dispositivo a 30 cm de profundidad, la cual fue depositada en un tubo de ensayo, y fijada con solución lugol, 0.5 microlitros, (3 a 4 gotas), posterior a ello se dejó reposar la muestra por 2 horas aproximadamente, para luego ser montada a la cámara y al microscopio.

**Introducción de la muestra en la cámara Neubauer:** se tomó 1 microlitro de la muestra que se ha preparado anteriormente con la ayuda de una pipeta.

Se colocó un cubre objetos sobre la cámara Neubauer, en posición horizontal sobre la superficie en la cual se estaba trabajando, en un lugar donde sea cómodo pipetear

Se introdujo la punta de la pipeta para poder succionar la muestra de agua que se necesitó para ser depositada en la cámara de recuento.

Se sacó la punta de la pipeta de la muestra y siempre manteniéndola en posición vertical se llevó hasta la cámara Neubauer, se colocó la Punta de la pipeta en el borde del cubre objeto, en el extremo de la cámara Neubauer. Se trató de dejar que el líquido penetrara entre la cámara y el cubreobjetos desde el lateral, por capilaridad.

Se suelta suavemente la muestra mientras se supervisa que el líquido está entrando correctamente y de forma uniforme en la cámara, en caso que se produzcan burbujas, el cubreobjetos se haya movido o algo haya salido mal, repetir la operación.

**Preparación y enfoque del microscopio:** para hacer el recuento de células al microscopio fue necesario dar seguimiento a lo siguiente;

Colocar la cámara Neubauer en la bandeja del microscopio. Si el microscopio dispone de pinzas de sujeción, fijar la cámara con ellas. Posteriormente a ello se debe proceder a encender la luz del microscopio.

Enfocar el microscopio hasta que puedan verse nítidas las células mirando por el binocular. Iniciando el enfoque de la cámara con el objetivo de 4x, y luego que se ha localizado la cámara se utilizarán los objetivos de 10x y 40x para realizar el reconocimiento y conteo de las células.

Buscar el primer cuadro donde se vaya a realizar el conteo, realizar el conteo del primer cuadro, existe una variable dentro del propio conteo, en el cual, si las células tocan el límite superior o el límite izquierdo del cuadro, se deben contabilizar las células, pero estas no se contabilizan si tocan el límite inferior o el límite de derecho, de ser así la célula será contada para un cuadrante, pero ya no será tomada en cuenta para el siguiente.

El recuento de las células debe ser realizado en forma de zigzag o en forma de "S", partiendo del primer cuadrante superior o inferior, ya sea de derecha a izquierda o viceversa (la forma de contar dependerá de la comodidad para realizar el conteo), hasta contar todos los cuadrantes que se desean contar.

Anotar los resultados de cada conteo en una bitácora personal para realizar los cálculos correspondientes (CRIP, 2012)

La otra cámara de la cual se hizo uso para realizar los recuentos de microalgas fue la cámara Sedgwick-Rafter, este tipo de cámaras es utilizado para el recuento de partículas o microorganismos en 1 ml de muestra de agua u otro tipo de líquido. Esta cámara presenta dimensiones que comprenden 50 mm X 20 mm de lado y un 1 mm de profundidad, con una capacidad de 1 ml de muestra, es apta para la realización de conteos de células relativamente grandes, el alto de la cámara no permite realizar observaciones con gran aumento. Para llenar la cámara se recomienda ubicar el cubre objeto en forma diagonal y colocar la muestra por el espacio libre que queda entre este y el porta objetos de esta manera se evita la formación de burbujas de aire que podrían introducir una fuente de error al medir el volumen de la muestra.

### **9.7.3 Recuento de células pasó a paso en la cámara Sedgwick-Rafter.**

**Preparación de la muestra:** para realizar el recuento de células en la cámara Sedgwick-Rafter se tomó una muestra de agua del dispositivo a 30 cm de profundidad, la cual fue depositada en un tubo de ensayo, y fijada con solución lugol, a una proporción de 0.50 ml por cada 100 ml de muestra, posterior a ello se dejó reposar la muestra por 2 horas aproximadamente, para luego ser montada a la cámara y al microscopio.

**Introducción de la muestra en la cámara Sedgwick-Rafter:** se tomó 1ml de la muestra que se ha preparado anteriormente con la ayuda de una pipeta.

Se introdujo la punta de la pipeta para poder succionar la muestra de agua que se necesitaba para ser depositada en la cámara de recuento.

Se sacó la punta de la pipeta de la muestra y siempre manteniéndola en posición vertical fue llevada hasta la cámara Sedgwick-Rafter, se coloca la Punta de la pipeta en el borde del cubre objetos, el cual fue ubicado en forma diagonal a la cámara, la muestra por tanto fue depositada entre el espacio que forma el cubre objetos y la cámara para evitar la formación de burbujas que nos puedan crear un factor de error.

Se suelta suavemente la muestra mientras se supervisa que el líquido está entrando correctamente y de forma uniforme en la cámara, en caso que se produzcan burbujas, el cubreobjetos se haya movido o algo haya salido mal, repetir la operación.

**Preparación y enfoque del microscopio:** para hacer el recuento de células al microscopio fue necesario dar seguimiento a lo siguiente;

Colocar la cámara Sedgwick-Rafter en la bandeja del microscopio. Si el microscopio dispone de pinzas de sujeción, fijar la cámara con ella. Posterior a ello se debe proceder a encender la luz del microscopio.



Enfocar el microscopio hasta que puedan verse nítidas las células mirando por el binocular. Iniciando el enfoque de la cámara con el objetivo de 4x, y luego que se ha localizado la cámara se debe utilizar el objetivo de 10x para realizar el reconocimiento y conteo de las células.

Para realizar el conteo en la cámara Sedgwick-Rafter, se debe tomar en cuenta que la cámara consta de 1000 cuadrantes en total, de los cuales se contarán únicamente 12 cuadrantes, iniciando de la esquina superior izquierda, el conteo debe ser realizado en forma de “S”, contando el número de organismos encontrados, es necesario no contar los organismos encontrados en los bordes, por lo que, al sedimentarse la mayoría de los organismos quedan en el extremo de la cámara.

Anotar los resultados de cada conteo en una bitácora personal para realizar los cálculos correspondientes.

## **9.8 Variables a medir.**

### **9.8.1 Cálculo de la concentración de microalgas en la cámara Neubauer.**

La concentración de microalgas resultantes de los conteos realizados en esta cámara fue estimada mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Concentración} = \frac{\text{numero de células} \times 10,000}{\text{numero de cuadrantes}}$$

### **9.8.2 Cálculo de la concentración de microalgas en la cámara Sedgwick-Rafter.**

La concentración de microalgas resultantes de los conteos realizados en esta cámara fue estimada mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Concentración} = \frac{\text{numero de células} \times 1,000}{\text{numero de cuadrantes}}$$

(Somarriba, entrevista personal, 14 mayo de 2017)

### 9.8.3 Estimación de la diversidad de especies de microalgas.

Para poder determinar la diversidad de especies de microalgas que se presenten en el dispositivo experimental hizo uso de una técnica denominada índice de Shannon-Weaver, la cual es usada en ecología para poder medir la diversidad específica de especies. Este índice es representado normalmente como  $H'$  y suele expresarse con un número positivo, el cual varía entre 0.5 a 5 en la mayoría de los ecosistemas, aunque su valor normal se encuentra entre 2 y 3, valores inferiores a 2 se consideran bajos en diversidad y superiores a tres se consideran altos en diversidad.

Para poder hacer nuestras estimaciones con el índice de Shannon-Weaver fue necesaria la utilización de la siguiente formula:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \log_2 p_i$$

Dónde:

- **S** – número de especies (la riqueza de especies)
- **$p_i$**  – proporción de individuos de la especie  $i$  respecto al total de individuos (es decir la abundancia relativa de especies  $i$ ):  $\frac{n_i}{N}$
- **$n_i$**  – número de individuos de la especie  $i$ .
- **N** – número de todos los individuos de todas las especies (Pla, 2006)

De esta manera se pudo contemplar la cantidad de especies presentes en el área de estudio (refiriéndose a riqueza de especies), y la cantidad relativa de individuos de cada una de esas especies (abundancia).

Los recuentos y estimaciones de la diversidad de microalgas fueron realizados periódicamente una vez por semana, tomando la muestra de agua de nuestro dispositivo experimental, la cual fue trasladada al laboratorio de fitopatología ubicado en las instalaciones de la facultad de ciencias agrarias y veterinarias de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua – León.

#### **9.8.4 Evaluación de los niveles de $NH_4$ , $NO_2$ y $NO_3$ .**

Para realizar esta evaluación fue necesario hacer un análisis químico al agua de nuestro dispositivo, tomando una muestra de agua de los mismos, la cual fue trasladada al laboratorio de Química del agua, ubicado en el departamento de química de la facultad de Ciencias y Tecnologías (UNAN), en la ciudad de León, en donde se harán los respectivos análisis, estos fueron realizados cada 30 días partiendo del primer día de cultivo.

#### **9.8.5 Muestreos Poblacionales.**

##### **9.8.5.1 Crecimiento Acumulado.**

Para determinar el crecimiento de las Tilapias fue necesario realizar el pesaje de las mismas cada 7 días después de la siembra, a las 9 am, los organismos serán capturados haciendo uso de una atarraya o mediante un chayo, posterior a su captura fueron pesados haciendo uso de una balanza gramera con capacidad de 200 gramos de peso, los organismos capturados fueron metidos en bolsas plásticas para evitar su movimiento y así obtener un mejor resultado durante el pesaje de los mismos, el resultado del pesaje fue anotado en la bitácora de registro, el peso promedio registrado de cada 7 días representó el crecimiento acumulado obtenido.

## **X. Análisis de los datos.**

Para realizar el análisis de los datos recolectados de esta investigación, se hizo uso de una hoja de cálculo en Microsoft Excel, la cual fue de utilidad para la realización de cálculos, gráficos y tablas, necesarios para realizar el análisis de nuestros resultados.

También fue necesaria la utilización de una base de datos a través de un programa llamado, SPSS versión 23. En este programa, se llevó a cabo la prueba estadística de normalidad de los datos a través de la prueba Kolmogorov-Smirnov, para analizar dos poblaciones distintas, en este caso referente a esta investigación, buscando a analizar el comportamiento de distribución de los datos.

En el caso de que los datos presenten aproximaciones similares o una distribución de los datos normal, era necesario realizar la prueba T de student, método paramétrico utilizado para realizar comparaciones entre las medias de dos poblaciones independientes, en caso contrario que los datos presentaran diferentes aproximaciones para contrastar la presencia de diferencias entre las medias, se haría uso de la prueba U de Mann-Whitney, que es un método no paramétrico aplicado a dos muestras independientes usado para comprobar la heterogeneidad de dos muestras ordinales.

Para determinar si se hace uso de la prueba T de student, se debe cumplir con las siguientes condiciones:

- El nivel de medición de la variable dependiente debe ser por intervalos o razón.
- Al estudiar dos o más poblaciones, se debe tener una varianza homogénea y dispersión similar en sus distribuciones.
- La distribución de los valores de la variable dependiente (media) debe seguir una distribución normal (se distribuye en una curva normal).

Para determinar si se sigue un método no paramétrico, en este caso U de Mann-Whitney, se deben cumplir las siguientes condiciones:

- Las observaciones de ambos grupos son independientes.
- Bajo la hipótesis nula la distribución de ambos grupos es la misma y bajo la hipótesis alternativa, los valores de una muestra tienden a exceder a los de la otra:  $P(X > Y) + 0.05$   $P(X = Y) > 0.05$ .

# XI. Resultados y Discusiones

## 11.1 Oxígeno disuelto

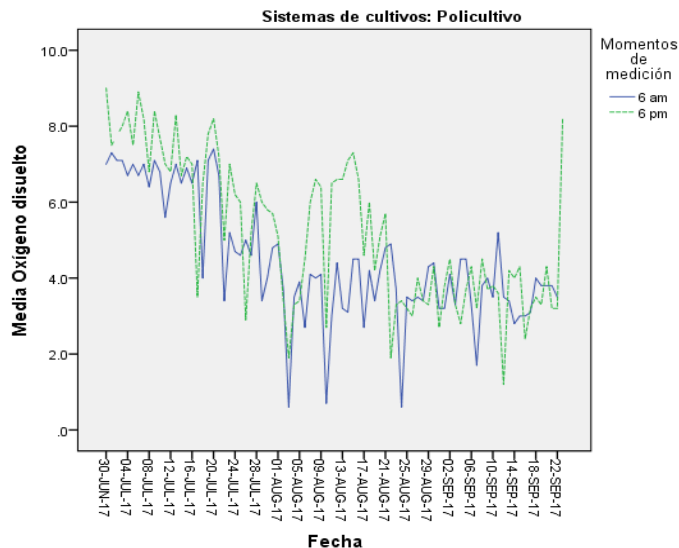


Figura 1: Promedio de Oxígeno medido en el sistema de policultivo.

Basado en la figura 1, el oxígeno disuelto presentó una amplia variabilidad a lo largo del cultivo, con máximo de 9.3 mg/Lt y un mínimo de 0.64 mg/Lt, con un rango mínimo entre ambos momentos de monitoreo, no mayor a 1.5 entre valores.

Aunque Peralta, (2010) señala un oxígeno óptimo de 7.0 mg/Lt para el cultivo y desarrollo del pepino de mar (*Isostichopus fuscus*) y Pérez, Bejarano, & Barragan, (2013) muestra un oxígeno mayor a 4.5 mg/Lt para el cultivo de Tilapia Gris (*Oreochromis niloticus*)

no se presentó ningún tipo de afectación en los organismos cultivados pese al inestable comportamiento del oxígeno disuelto presente en el dispositivo.

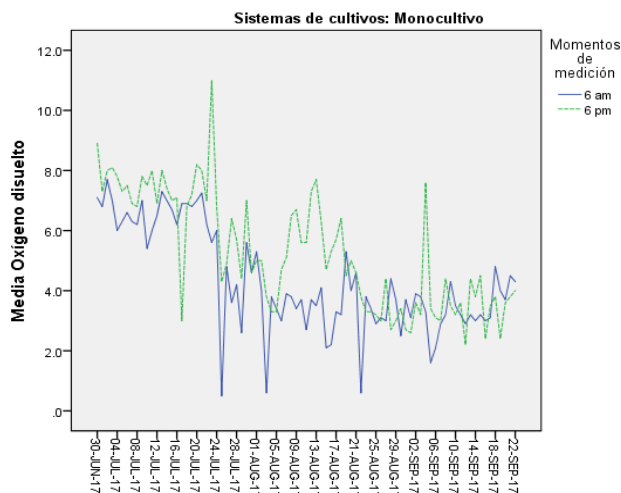


Figura 2: Promedio de oxígeno medido en el sistema de Monocultivo

En base a la figura 2: el comportamiento del oxígeno disuelto en el sistema de monocultivo monitoreado en dos momentos del día, presentó un máximo 11.5 mg/Lt y un mínimo de 0.6 mg/Lt con un valor promedio de 3mg/Lt por la mañana y cercano a 6 mg/Lt por la tarde.

Según Pérez, Bejarano, & Barragan, (2013), el oxígeno disuelto óptimo para el cultivo de Tilapia Gris (*Oreochromis niloticus*), debe ser mayor a 4.5 mg/lit de concentración, y asegura que valores menores a este dato pueden ser nocivos para los organismos cultivados, sin embargo, en este sistema de cultivo se muestran valores menores, y se confirma que no se presentan afectaciones a exposiciones bajas de oxigenos en periodos relativamente cortos, los cuales no repercutieron de manera negativa en el desarrollo y crecimiento de los organismos que fueron cultivados.

## 11.2 Temperatura

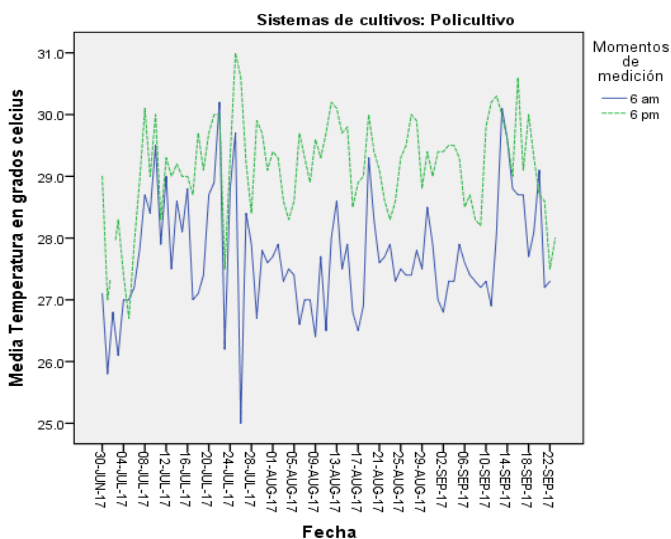


Figura 3: Datos de temperaturas en grados Celsius tomados en el sistema de policultivo.

Respecto a la figura 3, el parámetro de temperatura monitoreado en dos momentos del día en el dispositivo experimental de policultivo muestra un promedio de 28°C, con un máximo de 31°C y un mínimo de 25°C, encontrándose dentro de los rangos óptimos, tanto para el crecimiento y desarrollo del pepino de mar (*Isostichopus fuscus*), como para la Tilapia Gris (*Oreochromis niloticus*), mostrándose esta dispersión en los datos por la inestabilidad del clima durante el periodo de cultivo (Junio-October 2017).

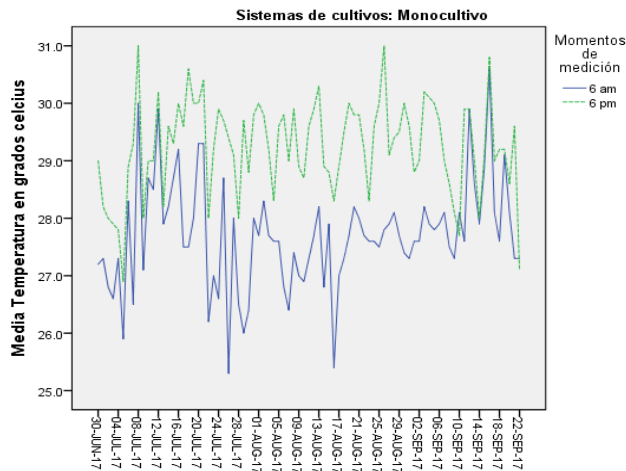


Figura 4: Datos de temperaturas en Grados Celsius tomados en sistema de Monocultivo.

Acorde a la figura 4, el comportamiento de la temperatura en el dispositivo de monocultivo tuvo una amplia dispersión entre los dos momentos de monitoreo, encontrándose a si con una media de 27.5°C a las 6: am y de 29.5°C a las 6: pm, encontrándose los datos dentro de los rangos recomendados

para el cultivo de Tilapia Gris (*Oreochromis niloticus*), asociando esta varianza al comportamiento del clima durante el tiempo de cultivo.

### 11.3 pH

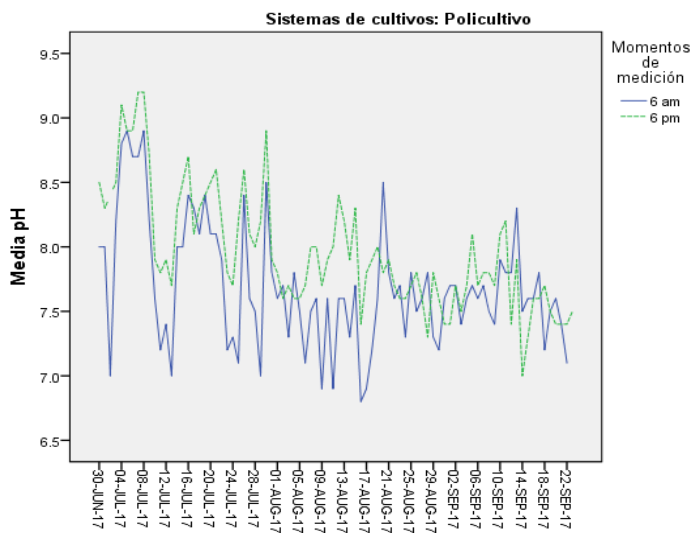
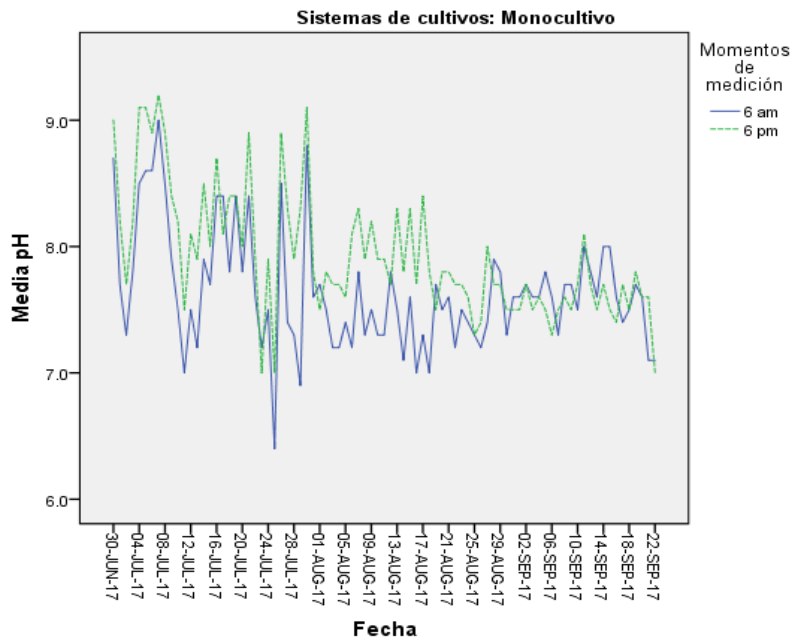


Figura 5: Potencial de iones de Hidrogeno tomados en sistema de policultivo.

En base a la figura 5, la variabilidad de pH evaluado en el sistema de policultivo, se encuentra con similitudes entre los momentos de monitoreo (6: am y 6: pm), pero amplia dispersión entre valores, dando así una media de 7.5, un máximo de 9.3 y un mínimo de 6.4. Manteniéndose de esta manera dentro de los rangos óptimos propuestos por (Peralta, 2010)

para el pepino de mar (*Isostichopus fuscus*), y (FONDEPES, 2004) para el cultivo de la Tilapia Gris (*Oreochromis niloticus*).





**Figura 6: Potencial de iones de hidrógenos tomados en el sistema de monocultivo.**

En relación a la figura 6, el pH muestra mayor tasa de variabilidad en las primeras semanas de cultivo, en ambos momentos de monitoreo (6: am y 6: pm), posteriormente los valores se encuentran cercanos a la media (7.5), siendo así un máximo de 9.2 y un mínimo de 6.4 para ambos momentos.

Dado esto, se puede señalar que este parámetro se encontró dentro de los rangos requeridos para el cultivo de la Tilapia Gris

(*Oreochromis niloticus*) en conformidad con lo descrito por (Boyd, 1996), quien asegura que exposiciones bajas de pH (menores a 5) puede provocar estrés por acidez a los organismos en cultivo.

Dicha variabilidad en las primeras semanas de cultivo es atribuida al proceso de aclimatación, donde los organismos liberan excretas que contienen elementos nitrogenados que influyen directamente sobre el pH del agua.

## 11.4 Salinidad

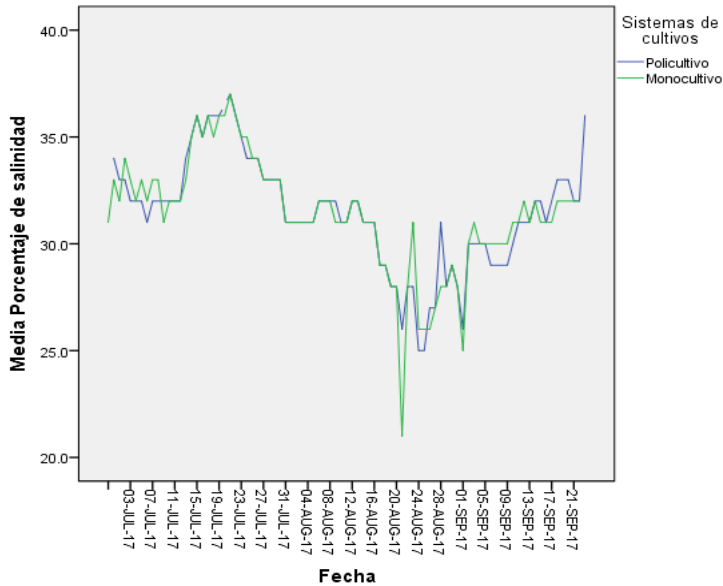


Figura 7: Datos de iones de sal, tomados en los sistemas de policultivo y monocultivo.

Los datos de salinidad tuvieron comportamientos similares en ambos sistemas de cultivo (policultivo y monocultivo), con una dispersión entre 22 y 36 ppm, con valores por encima de los 30 ppm dentro de las primeras semanas de cultivo, mientras que para las siguientes semanas predominaron valores por debajo de los 30 ppm hasta los 33 ppm. Prevalciendo así dentro de los rangos óptimos señalados por **(FONDEPES, 2004)**, para la tilapia gris (*Oreochromis*

*niloticus*) y **(Peralta, 2010)**, para el pepino de mar (*Isostichopus fuscus*), por tal razón el desarrollo de los organismo se lleva acabo con gran efectividad,

## 11.5 Turbidez

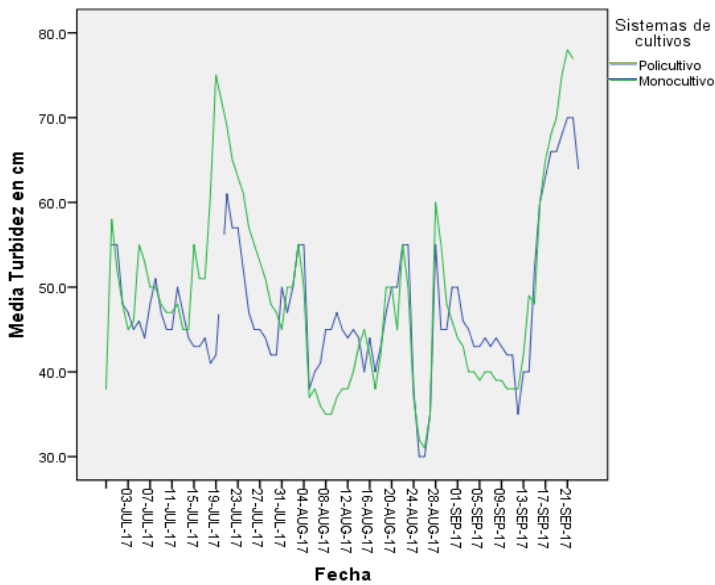


Figura 8: Datos de turbidez medidos en sistemas de monocultivos y policultivos.

Dado los valores presentes en la figura(8), la turbidez encontrada en el sistema de policultivo tuvo mayor dispersión con respecto al sistema de monocultivo, siendo este el que muestra un valor máximo de 78 cm de profundidad y un mínimo de 32 cm, mientras que el monocultivo presento un valor máximo de 70 cm de profundidad y 30 cm como mínimo, siendo atribuido dicha diferencia a la presencia de organismos

filtradores dentro del estanque de policultivo los cuáles de acuerdo a (Ruiz, Ibáñez, & Cacerez, 2007) presentan características alimenticias inclinadas principalmente al consumo de micro algas y materia orgánica.

## 11.6 Amonio

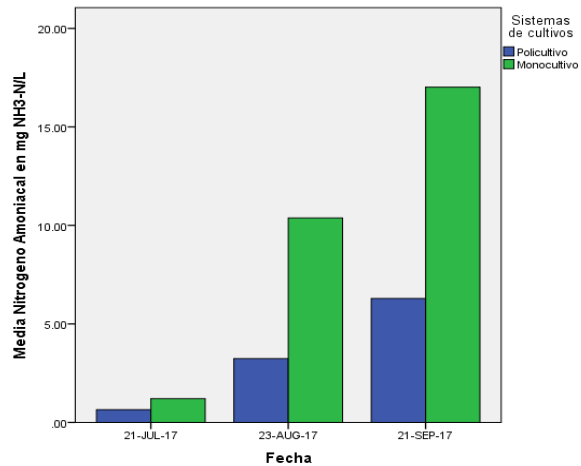


figura 9: Datos de Nitrógeno Amoniacal medidos en mg y tomados en sistemas de policultivo y monocultivo.

Los valores de nitrógeno amoniacal difieren notablemente entre ambos sistemas de cultivo, siendo el monocultivo el que muestra los valores más altos de amonio a lo largo del ciclo, presentándose valores de 17.02 mgNH<sub>3</sub>-N/L para el monocultivo y 6.29 mgNH<sub>3</sub>-N/L para el policultivo como resultados finales.

Dado esto, puede decirse, que el notable aumento de este parámetro, en ambos

sistemas de cultivo, puede atribuirse a los desechos excretados por los organismos cultivados y al incremento o acumulación de la materia orgánica dentro del dispositivo, en concordancia con lo descrito por (Boyd, 1996).

Aunque en ambos sistemas de cultivo la incidencia de este parámetro se muestra en aumento, para el sistema de policultivo el dato es menor, ya que de acuerdo con Ruiz, Ibáñez, & Cacerez (2007), el pepino de mar (*Isostichopus fuscus*) posee hábitos alimenticios inclinados al consumo de detritus o materia orgánica, lo que no permitió la descomposición total de la misma, evitando de esta manera una mayor acumulación del amonio dentro del dispositivo.

## 11.7 Nitrito

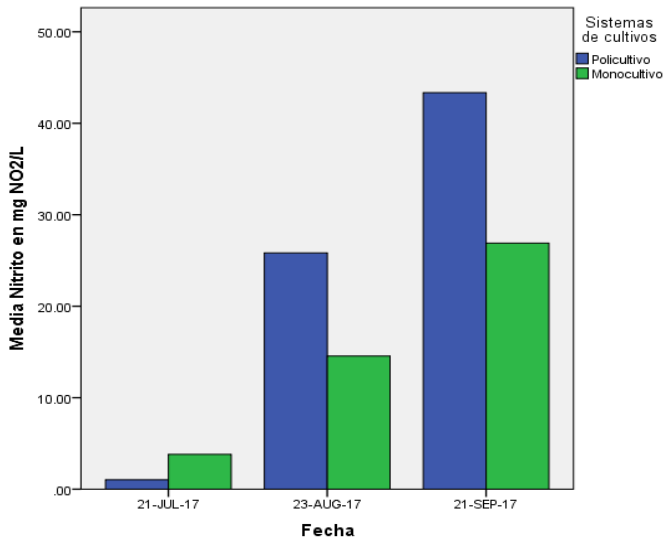


Figura 10: Datos de Nitrito medidos en mg y tomados en sistemas de monocultivos y policultivos.

En cuanto a los valores de nitrito presentes en la figura 10, se puede determinar una notable desigualdad en ambos sistemas de cultivo, (monocultivo y policultivo), obteniendo valores de 43.35 mg N<sub>02</sub> -IL para el policultivo y 26.9 mg N<sub>02</sub> -IL para el monocultivo, como resultados finales, notándose de esta manera el incremento de este parámetro para el sistema de policultivo en relación al sistema de monocultivo.

De acuerdo a lo descrito por Sosa, Ramos, Rodriguez, & Rojas, (2015), la importancia ecológica del pepino de mar (*Isostichopus cuscús*), radica en la filtración de sedimentos y a la devolución de nutrientes a los procesos de la red alimentaria; por lo que el incremento del nitrito se atribuye a la interferencia de este organismo en el proceso de amonificación, ya que al filtrar o consumir la materia orgánica se reducen los niveles de nitrógeno amoniacal, como se muestra en la figura (9), pero se permite que el nitrito transformado durante este proceso sea acumulado en mayores cantidades dentro del estanque de policultivo.

## 11.8 Nitrato

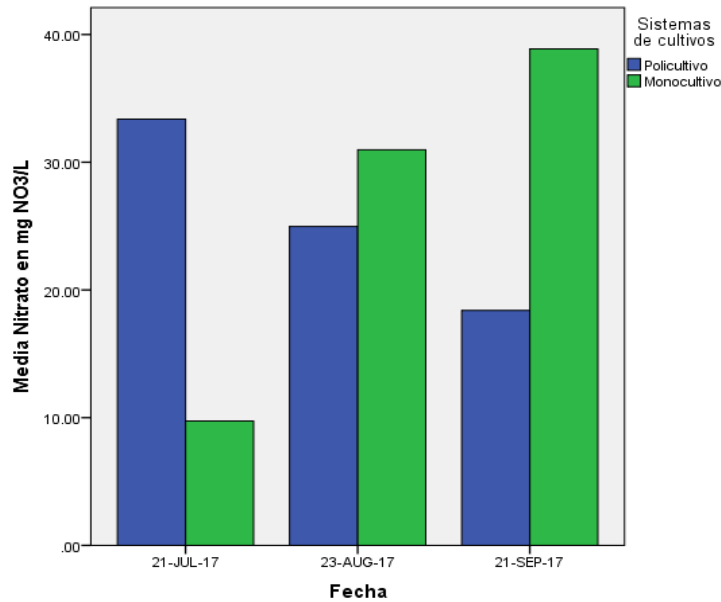


Figura 11: Datos de Nitrato medidos en mg y tomados en sistemas de monocultivos y policultivos.

En relación a los datos presentes en la figura 11, se observa una diferencia significativa entre ambos sistemas de cultivo (monocultivo y policultivo) durante el periodo de estudio, notándose una curva de aumento para el sistema de monocultivo y una de descenso para el policultivo, obteniendo como resultados finales, valores de 33.87 mg NO<sub>3</sub>/L para el monocultivo y 18.4 mg NO<sub>3</sub>/L para el policultivo.

En los datos presentados en la figura (10) se pueden apreciar valores altos de Nitrito en el sistema de policultivo, por lo que al seguir la secuencia del ciclo del nitrógeno se esperaría que todo ese nitrito acumulado fuese convertido a nitrato durante el proceso de nitrificación, pero al ser el pino de mar un organismo consumidor de fitoplancton al igual que la tilapia, puede atribuirse el descenso del nitrato, en el sistema de policultivo, al consumo de este nutriente por parte de las micro algas, ya que (Velasco, 2003), menciona que algunas de las especies de fitoplancton necesitan una fuente de Nitrógeno como nutriente para su desarrollo, es por ello se puede decir que las micro algas utilizaron el nitrato como fuente de nitrógeno para mantener su curva de crecimiento.

## 11.9 Dinámica de microalgas

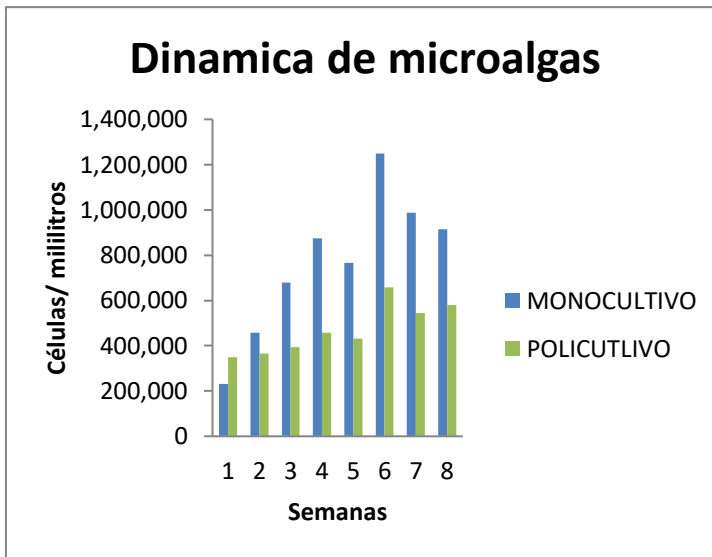


Figura 12: Conteo de micro algas, tomados en sistemas de monocultivos y policultivos.

Los conteos de micro algas realizados en ambos sistemas de cultivo (monocultivo y policultivo) presentan diferencias significativas entre ambos, siendo el sistema de monocultivo el que presenta los mayores datos de micro algas encontradas en el dispositivo, siendo en la semana 6 donde se observan los mayores datos de conteo para ambos sistemas de

cultivo.

Si bien se observa en la figura (12), en el sistema de monocultivo, el número de micro algas se presenta con mayores valores a partir de la segunda semana de cultivo, en relación al sistema de policultivo, esto es debido a que como se menciona anteriormente, dentro del sistema de policultivo se tienen organismos filtradores que presentan características alimenticias orientadas al consumo de micro algas principalmente, esto descrito por Ruiz, Ibáñez, & Cacerez (2007), es por tal razón que se puede decir que la acción realizada por los pepinos de mar al consumo de micro algas fue la que permitió que el número de micro algas dentro del dispositivo con policultivo se mantuviera dentro de un rango menor en relación al monocultivo.

## 11.10 Factor de conversión Alimenticia

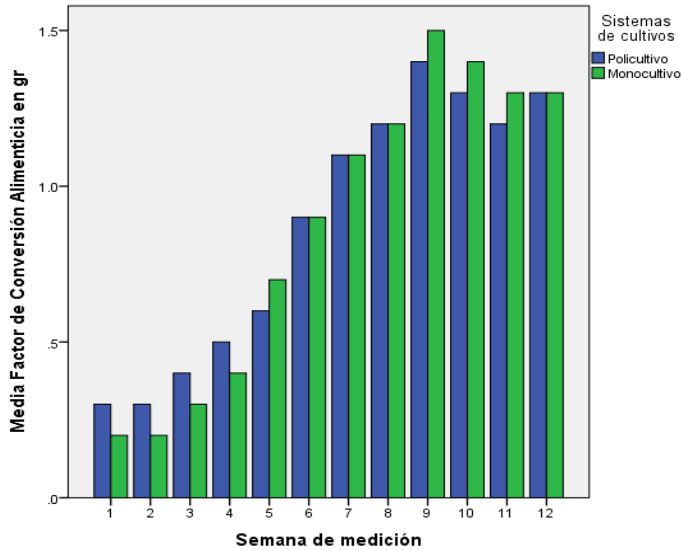


Figura 13: Datos de conversión alimenticia medidos en gr y tomados en sistemas de monocultivos y policultivos.

La evolución del factor de conversión alimenticia dentro de ambos sistemas de cultivo se encuentran estrechamente cercanos entre valores siendo el policultivo quien se muestra ligeramente por encima de los valores del monocultivo, durante las primeras 4 semanas experimentales, posiblemente por la gran presencia de micro algas dentro del estanque, como refiere el esquema anterior

figura (12). Siendo así la semana 9 la que muestra el mayor índice de conversión alimenticia, para finalizar así de la misma manera Tanto el monocultivo, como el policultivo, con un índice de conversión alimenticia de 1,3 g.



## 11.11 Materia Orgánica

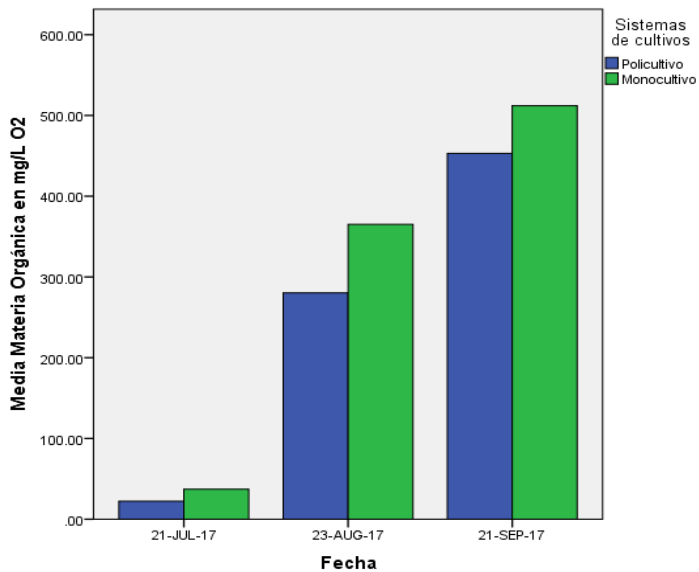


Figura 14: Datos de materia orgánica tomados en sistemas de monocultivos y policultivos.

Los valores de materia orgánica reflejados en la figura (12), muestran valores diferenciales entre ambos sistemas de cultivos (monocultivo y policultivo), evidenciándose claramente el aumento de la materia orgánica durante el periodo de estudio, siendo el sistema de policultivo el que presenta las medias más bajas durante el mismo, finalizando policultivo con una media de

453.0 mg/L O<sub>2</sub> y el monocultivo con 512 mg/L O<sub>2</sub> haciéndose evidente la diferencia entre ambos.

Si bien es notorio el aumento de la materia orgánica en ambos sistemas de cultivo, cabe mencionar que puede atribuirse al incremento de los desechos de los organismos cultivados, debido al aumento de tamaño de los mismo durante el proceso de cultivo, así como también al desperdicio del alimento no consumido por parte de las tilapias. Por otro lado, el sistema de policultivo con pepino de mar, aunque se muestra en aumento, presenta valores menores en relación al monocultivo. (Sosa, Ramos, Rodriguez, & Rojas, 2015) sugieren que las especies pequeñas de pepino de mar son filtradores muy activos y que un individuo de 30 cm puede procesar 120 g de sedimento diario, aunque en este caso no se comprueba esta teoría en su totalidad, dado que los pepinos incluidos en el cultivo fueron capturados de manera no selectiva y no se cuenta con biometrías realizadas a los pepinos.

## 11.12 Materia en suspensión

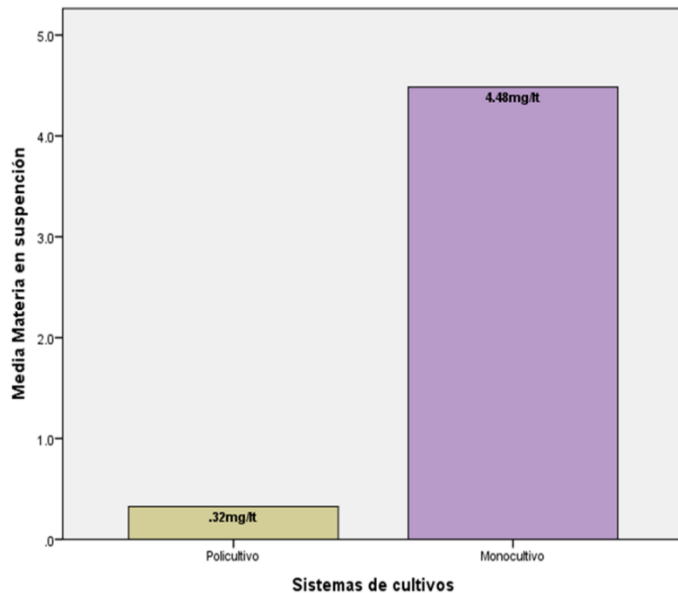


Figura 15: Datos de materia en suspensión tomados en sistemas de monocultivo y policultivo.

Dado los siguientes datos, reflejados en la figura (13), se puede decir que hubo significancia entre ambos sistemas de cultivo (monocultivo y policultivo), siendo el sistema de monocultivo el que presenta el mayor dato de material en suspensión encontrado en este dispositivo, dejando evidenciado la drástica diferencia con el sistema de policultivo, mostrando este un valor diminutivo de 0.32 mg/lit en relación al sistema de

monocultivo el cual presenta 4.48 mg/ lit de materia en suspensión.

Como es mencionado ya por Sosa, Ramos, Rodriguez, & Rojas, (2015), los pepinos de mar son organismos capaces de remover grandes cantidades de sedimento en el ambiente en que se encuentran, es por ello que en relación a lo antes dicho, la notable disminución del material en suspensión entre ambos sistemas de cultivo, es atribuido a las características de filtración del pepino de mar sobre la materia orgánica, quedando evidenciado una vez más al igual que en la figura (12) la efectividad de filtración que posee el pepino de mar.

## XII. Conclusiones

1. El oxígeno disuelto se obtuvo una media de 4.8 mg/lit, con un valor mínimo durante el cultivo de 0.6 mg/lit y un máximo de 9 mg/lit, la temperatura tuvo una media de 28.4°C, con un mínimo de 25°C y un máximo de 31°C, pH se obtuvo una media de 7.8 %, con un mínimo de 6.8% y un máximo de 9.2%, la salinidad tuvo una media de 31.4 ppm, con un mínimo de 25 ppm y un máximo de 37 ppm, la turbidez presento una media de 47.5 cm, con un mínimo de 30 cm y un máximo de 70 cm.
2. Los niveles de amonio ( $NH_4$ ), nitrito ( $NO_2$ ) y nitrato ( $NO_3$ ) valorados en ambos sistemas de cultivo presentaron diferencias significativas, siendo el sistema de policultivo quien refleja el mejor comportamiento durante el periodo de cultivo.
3. Basado en los monitoreos de micro algas realizados en los sistemas de monocultivos y policultivos con tilapia gris, (*Oreochromis sp*) se presentan diferencias significativas entre ambos cultivos, siendo el sistema de monocultivo quien refleja un mayor número de micro algas presentes en el dispositivo.
4. Basado en biometrías realizadas en los sistemas de monocultivo y policultivos con tilapia gris, (*Oreochromis sp*) se obtienen valores similares con respecto al factor de conversión alimenticia.
5. Al realizar los análisis estadísticos se obtuvieron diferencias significativas en los valores de materia orgánica entre ambos sistemas de cultivo, por lo que se acepta la hipótesis investigativa de este estudio, la cual establece que la adición de pepinos de mar, como un organismo filtrador en los cultivos de tilapia gris, actúa como un agente de biorremediación teniendo un efecto positivo en cuanto a la disminución de los niveles de materia orgánica en el estanque de cultivo, en relación a un monocultivo de la misma especie.

6. Basado en la investigación realizada sobre un cultivo de tilapia gris (*oreochromis niloticus*) bajo la inclusión de pepino de mar (*Isostichopus fuscus*) en uno de los dispositivos y mediante el análisis de los resultados registrados durante el proceso, se pudo constatar el efecto de biorremediación que ejercen dichos organismos sobre la materia orgánica y por ende sobre la calidad de agua en cultivos piscícolas sin recambios de agua.

### **XIII. Recomendaciones**

Para futuros investigadores y productores, se recomienda lo siguiente:

1. Los organismos a utilizar (*Tilapia gris*), deben ser traídos de laboratorio, es decir que estos no deben ser extraídos de ningún tipo de medio acuático natural, para evitar cualquier tipo de hábito alimenticio con tendencia a la carnivoría que puedan influir en afectaciones físicas hacia los pepinos de mar en este caso.
2. Los organismos a cultivar, diferentes al pepino de mar, deben ser más pequeños a este para lograr una mejor adaptación entre ambos en el dispositivo de cultivo, para lograr de esta manera un mejor ciclo de cultivo con excelentes resultados.
3. Si se desea trabajar con aireación, asegurarse que se mantenga siempre en el estanque de cultivo, para evitar exposiciones bajas de oxígeno, que puedan afectar a los organismos en cultivo.
4. En el caso de no trabajar con un sistema de aireación, es necesario que se considere la cantidad de organismos que se pretenden sembrar, para no tener ningún tipo de problema o afectaciones a causa de oxígenos bajos dentro del sistema de cultivo.

## Bibliografía

(s.f.).

Altamirano, R. (1989). *Fitoplancton del lago de Chapala, Jalisco*. Jalisco, Mexico: Universidad de Guadalajara, Jalisco. Recuperado el 03 de 09 de 2017, de [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S1870-4532014000200006&script=sci\\_arttext](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S1870-4532014000200006&script=sci_arttext)

Boyd, C. (1996). *Potencial del Nitrato de sodio para mejorar las condiciones ambientales de las piscinas de Acuicultura*. Recuperado el 12 de 08 de 2017, de [http://www.powershow.com/view/2805e8-Zjk1M/Diapositiva\\_1\\_flash\\_ppt\\_presentation](http://www.powershow.com/view/2805e8-Zjk1M/Diapositiva_1_flash_ppt_presentation)

Bunt, C. M., Mac, H. J., & Sprules, W. G. (1993). Pumping Rates and Projected Filtering Impacts of Juvenile Zebra Mussels (*Dreissena polymorpha*) in Western Lake Erie. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences.*, 1017-1022. Recuperado el 19 de 09 de 2016, de <http://www.nrcresearchpress.com/doi/abs/10.1139/f93-117#.V-dA5YjhDIU>

Castañeda, C. (1989). Aspectos Ecológicos que deben Considerar para el desarrollo de la Acuicultura. (Z. E. Panamericana, Ed.) *CEIBA*, 30 (2), 27-32. Recuperado el 03 de 06 de 2017, de <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/4865/1/03.pdf>

CRIP, C. R. (2012). *PROTOCOLO DE MICROALGAS*. MANZANILLO, COLIMA: APROMAR. Recuperado el 14 de 07 de 2017, de [http://siproduce.sifupro.org.mx/seguimiento/archivero/6/2013/trimestrales/an\\_exo\\_1843-5-2013-11-10.pdf](http://siproduce.sifupro.org.mx/seguimiento/archivero/6/2013/trimestrales/an_exo_1843-5-2013-11-10.pdf)

Deutscha, S. G. (2006). Feeding aquaculture growth through globalization: Exploitation of marine ecosystems for fishmeal. *Science Direct*, 238-249. Recuperado el 23 de 09 de 2016, de <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0959378006000719>

Eler, M. N., & Millani., T. J. (2007). Métodos de estudios de sustentabilidade aplicados a aquicultura. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 33-44. . Recuperado el 23 de 09 de 2016, de [http://uesc.br/cursos/pos\\_graduacao/mestrado/animal/bibliografia2012/luizta\\_vares\\_artigo3\\_metodos.pdf](http://uesc.br/cursos/pos_graduacao/mestrado/animal/bibliografia2012/luizta_vares_artigo3_metodos.pdf)

Fiallo, J. E. (1997). Medicion del Metabolismo del suelo. *TilapiaCamarones/Revista21(21)*. Recuperado el 09 de Marzo de 2018, de

<http://sla.org.ec/wp-content/uploads/2015/07/TilapaCamarones-revista21.compressed.pdf>

FONDEPES, F. N. (2004). *Manual de Cultivo de Tilapia*. Lima Perú. Recuperado el 13 de 08 de 2017, de [http://www2.produce.gob.pe/RepositorioAPS/3/jer/ACUISUBMENU4/manual\\_tilapia.pdf](http://www2.produce.gob.pe/RepositorioAPS/3/jer/ACUISUBMENU4/manual_tilapia.pdf)

Food and Agriculture Organization of the United Nations-FAO. Citado por Sandra Pardo, H. S. (2006). Desarrollo de la acuicultura. Orientaciones técnicas para la pesca responsable N° 5. *Revista MVZ Córdoba.*, 20-29. Recuperado el 20 de 09 de 2016, de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/revista?codigo=12779>

FUNPROVER, F. P. (2001). *Manual de Producción de Tilapia con Especificaciones en Calidad e Inocuidad*. FUNPROVER. Recuperado el 13 de 08 de 2017, de <http://www.funprover.org/formatos/cursos/Manual%20Buenas%20Practicas%20Acuicolas.pdf>

Hernández, M. d. (2013). *Modelo de gestión para el desarrollo de la acuicultura en el sur de Quintana Roo*. Chetumal, Quintana Roo: Universidad de Quintana Roo. Recuperado el 07 de 06 de 2017, de <http://192.100.164.54/S/SH39.M37.2013-67847.pdf>

Meyer, D. (2004). Introducción a la Acuicultura. (Z. Escuela Agrícola Panamericana, Ed.) *CEIBA*, 30(2), 144. Recuperado el 09 de 06 de 2017, de [https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/2490/1/208986\\_0363%20-%20Copy.pdf](https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/2490/1/208986_0363%20-%20Copy.pdf)

Mortera, E. D. (2013). Biorremediación de efluentes de la Camaronicultura. *Repositorio institucional de la universidad Veracruzana.*, 08. Recuperado el 21 de 09 de 2016, de <http://cdigital.uv.mx/bitstream/123456789/33929/1/morteranavaeduardo.pdf>

NICOVITA. (1996). LAS BACTERIAS Y LA DESCOMPOSICIÓN DE MATERIA ORGÁNICA EN LOS ESTANQUES DE CULTIVO DE CAMARÓN DE MA. (L. M. Victor Talavera, Ed.) *Boletín NICOVITA*, 1, 2. Recuperado el 09 de Marzo de 2018, de [http://www.nicovita.com/extranet/Boletines/nov\\_96\\_02.pdf](http://www.nicovita.com/extranet/Boletines/nov_96_02.pdf)

NICOVITA. (2002). *MANUAL DE CRIANZA TILAPIA*. Industria Acuicola. Recuperado el 13 de 08 de 2017, de <http://www.industriaacuicola.com/biblioteca/Tilapia/Manual%20de%20crianza%20de%20tilapia.pdf>

- Oliva-Martínez, M. G., Godínez-Ortega, J. L., & Zuñiga-Ramos, C. A. (2015). Biodiversidad del fitoplancton de aguas continentales en México. (U. N. 1Facultad de Estudios Superiores-Iztacala, Ed.) *Elsevier*. Recuperado el 03 de 09 de 2017, de <http://www.elsevier.es/es-revista-revista-mexicana-biodiversidad-91-articulo-biodiversidad-del-fitoplancton-aguas-continentales-S187034531470675X?redirectNew=true>
- Olivera, A., & Brito., L. O. (2005). Treating shrimp farming effluent using the native oyster, *Crassostrea rhizophorae*, in Brazil. *researchgate*, 60-63. . Recuperado el 19 de 09 de 2016, de [https://www.researchgate.net/profile/Luis\\_Brito5/publication/257881286\\_Treating\\_shrimp\\_farming\\_effluent\\_using\\_the\\_native\\_oyster\\_Crassostrea\\_rhizophorae\\_in\\_Brazil/links/00b7d5322054744b53000000.p](https://www.researchgate.net/profile/Luis_Brito5/publication/257881286_Treating_shrimp_farming_effluent_using_the_native_oyster_Crassostrea_rhizophorae_in_Brazil/links/00b7d5322054744b53000000.p)
- Osorio, R. E. (2011.). *Catálogo de Fitoplancton de la Bahía de Cartagena, Bahía Portete y Agua de Lastre*. Cartagena de Indias, Colombia.: Dirección General Marítima- Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas del Caribe. Ed Dimar. Recuperado el 03 de 09 de 2017, de <http://www.cioh.org.co/files/Doc/Fitoplancton2012.pdf>
- Páez-Osuna, F. T. (2010). Tratamiento de efluentes del cultivo de *Litopenaeus vannamei* mediante procesos de sedimentación, filtración y absorción. *Latin American Journal of Aquaculture Research.*, 188-200. . Recuperado el 23 de 09 de 2016, de [http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0718-560X2010000200003&script=sci\\_arttext](http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0718-560X2010000200003&script=sci_arttext)
- Pagoaga, S. M. (1993). UTILIZACIÓN DE CUATRO DIFERENTES FUENTES DE NUTRIENTES EN EL CULTIVO DE TILAPIA DEL NILO *Oreochromis niloticus*. (E. A. Zamaorano, Ed.) *Zamorano, Escuela Agrícola Pnamericana.*, 71. Recuperado el 01 de 07 de 2017, de <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/4865/1/03.pdf>
- Pardo, S. S. (2006). TRATAMIENTO DE EFLUENTES:UNA VÍA PARA LA ACUICULTURA RESPONSABLE. *Revista MVZ Córdoba.*, Vol. N°11, 20-29. Recuperado el 16 de 09 de 2016, de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/revista?codigo=12779>
- Peralta, M. C. (2010). Manifestación del impacto Acuicola-Pesquero, REPRODUCCIÓN DE PEPINO DE MAR (*Isostichopus Fuscus*) EN LABORATORIO. (S. CUCUMBERMEX, Ed.) *semarnat*, 83. Recuperado el 2017 de 05 de 11, de <http://sinat.semarnat.gob.mx/dgiraDocs/documentos/sin/estudios/2010/25SI2010PD069.pdf>



- Pérez, A. A., Bejarano, J. B., & Barragan, J. J. (2013). Construcción de un Sistema de Instrumentación para la Medición de la Temperatura, pH y Oxígeno Disuelto presentes en la Piscicultura bajo Condiciones de Estanques Artificial. *Scientia de Technica Año XVIII*, 18(2), 401-408. Recuperado el 14 de 08 de 2017, de [http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-29522011000200002&script=sci\\_arttext&tlng=en](http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-29522011000200002&script=sci_arttext&tlng=en)
- Pérez, J., & Muñoz, C. (2004). Cultivo de Tilapia. *Revista Chilena de Historia Nacional.*, 77(1), 195-199. Recuperado el 13 de 08 de 2017, de <http://www.innovacion.gob.sv/inventa/attachments/article/137/Cultivo%2520De%2520Tilapia,%2520Lima%2520-%2520Peru.pdf&ved=0ahUKEwjA1a2UydDVAhWBfCYKHbMNB84QFghHMAQ&usg=AFQjCNEBoEpRU5WVvqgxRQHEcmqcBUDpNg>
- Pla, L. (2006). Biodiversidad: inferencia basada en el índice de shannon y la riqueza Interciencia. *Redalyc.*, 31(8), 583-590. Recuperado el 14 de 07 de 2017, de <http://www.redalyc.org/pdf/339/33911906.pdf>
- Pronagro. (2002). *Programa de Alimentación de Tilapia, Calculo de Ración Alimenticia para Tilapia*. Col. Loma Linda Norte.: Programa Nacional de Desarrollo Agroalimentario. Recuperado el 09 de 06 de 2017, de <http://pronagro.sag.gob.hn/dmsdocument/3657>.
- Reeders, H., Vaate, A. B., & Slim., a. F. (1989). The filtration rate of *Dreissena polymorpha* (Bivalvia) in three Dutch lakes with reference to biological water quality management. *Freshwater Biology, Wiley Oline Library.*, 22, 133-141.
- Ruiz, F., Ibáñez, C., & Cacerez, C. (2007). Morfometría del tubo digestivo y alimentación del pepino de mar *Athyonidium chilensis* (Semper, 1868) (Echinodermata: Holothuroidea). *Revista de Biología Marina y Oceanografía.*, 42(3), 269-274. Recuperado el 13 de 08 de 2017
- Sosa, A., Ramos, J., Rodriguez, R., & Rojas, I. (2015). Caracterización del contenido del tracto digestivo del pepino de mar holothuria floridana (Pourtales, 1851) en el litoral de Campeche, México. *ResearchGate*, 26(1), 1-9. Recuperado el 14 de 08 de 2017, de [https://www.researchgate.net/profile/R\\_Rojas-Gonzalez/publication/284550668\\_Caracterizacion\\_del\\_contenido\\_del\\_tracto\\_digestivo\\_del\\_pepino\\_de\\_mar\\_holothuria\\_floridana\\_Pourtales\\_1851\\_en\\_el\\_litoral\\_de\\_Campeche\\_Mexico/links/5654bda508ae1ef92976dc24.pdf](https://www.researchgate.net/profile/R_Rojas-Gonzalez/publication/284550668_Caracterizacion_del_contenido_del_tracto_digestivo_del_pepino_de_mar_holothuria_floridana_Pourtales_1851_en_el_litoral_de_Campeche_Mexico/links/5654bda508ae1ef92976dc24.pdf)
- Soto, D., & Mena, F. d. (1999). Filter feeding by the freshwater mussel, *Diplodon chilensis*, as a biocontrol of salmon farming eutrophication. *Aquaculture*,

- Moritz Botany., 65-81. Recuperado el 19 de 09 de 2016, de <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848698004207>
- Sousa, W. T. (2003). Tratamiento de efluentes de carcinicultura por dois wetlands artificiais pilotos, com e sem *Spartina alterniflora*: perspectivas de aplicação. *Repositorio Institucional UFSC*, 92. Recuperado el 24 de 10 de 2016, de <https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/86132>
- Spence. (2011). Caracterización de la materia orgánica disuelta en agua subterránea del Valle de Toluca mediante espectrofotometría de fluorescencia 3D. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 11(3). Recuperado el 03 de 09 de 2017, de [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0188-49992015000300005](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-49992015000300005)
- Tacon, A., & Forster, I. P. (2003). Aquafeeds and the environment: policy implications. En A. Tacon, & I. P. Forster, *Management of Aquaculture Effluents*. (págs. 181-189). Amsterdam: Elsevier, Amsterdam, PAYS-BAS (1972) (Revue). Recuperado el 23 de 09 de 2016, de <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848603004769>
- Tomas, C. (1997). *Identifying marine phytoplankton*. New York. USA: Academic Press. Recuperado el 03 de 09 de 2017, de <http://www.cim.uh.cu/rim/pdf/2002/3/2002-229.pdf>
- Toral-Granada, V. (1996). Biología reproductiva del pepino de mar *Isostichopus fuscus* en la Isla Caamaño, Santa Cruz, Galápagos. *ResearchGate*, 1-9. Recuperado el 13 de 08 de 2017, de <https://www.researchgate.net/publication/284550668>
- Toral-Granada, V. (Enero de 2006). LA SITUACIÓN BIOLÓGICA Y COMERCIAL DE COHOMBROS DE MAR DE LAS FAMILIAS HOLOTHURIIDAE Y STICHOPODIDAE. *ResearchGate*, 1-32. Recuperado el 13 de 08 de 2017, de <https://www.researchgate.net/publication/238770818>
- USAID, U. S. (2007). *INFORME TÉCNICO ENSAYO DE CULTIVO DE TILAPIA (Oreochromis niloticus) EN ESTANQUES DE CAMARÓN*. Managua-Nicaragua.: Universidad Centro Americana, Centro de Ivestigaciones de Sistemas Acuaticos. Recuperado el 2017 de 05 de 11, de [http://pdf.usaid.gov/pdf\\_docs/Pnadk646.pdf](http://pdf.usaid.gov/pdf_docs/Pnadk646.pdf)
- Velasco, R. (2003). *The algal community as an indicator of the trophic status of lake Patzcuaro, México*. Mexico: Environmental Pollution. Recuperado el 03 de 09 de 2017, de

[http://www.inecc.gob.mx/descargas/cuencas/cong\\_nal\\_06/tema\\_05/17\\_magdalena\\_velazquez.pdf](http://www.inecc.gob.mx/descargas/cuencas/cong_nal_06/tema_05/17_magdalena_velazquez.pdf)

Villanueva, & Cardona, M. T. (2013). BIORREMEDIACION DE EFLUENTES DE LA CAMARONICULTURA. *Repositorio Institucional de la Universidad Veracruzana.*, 11. Recuperado el 2016 de 09 de 2016, de <http://cdigital.uv.mx/bitstream/123456789/33929/1/morteranavaeduardo.pdf>

Weber, C. (1973). *Biological field and laboratory methods for measuring the quality of surface waters and effluents*. Cincinnati, USA: EPA WATER. Recuperado el 03 de 09 de 2017, de <http://water.epa.gov/scitech/swguidance/standards/library/upload/BiologicalMethods-Manual-07-1973.pdf>

Wher, D. J. (2003). *Freshwater habitats of algae. In Freshwater algae of North America*. San Diego. : Academic Press. Recuperado el 03 de 09 de 2017, de <http://khwyatt.iweb.bsu.edu/publications/Wyatt%20et%20al.%202008.pdf>

Zuluaga, F. N. (Abril-Junio de 2006). La piscicultura, una industria promisoriosa. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias.*, 19(2), 123-124. Recuperado el 13 de 08 de 2017, de <http://www.redalyc.org:9081/articulo.oa?id=295022982001>

## XIV. Anexos



Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua  
Laboratorio de Agua  
Telfax. 2311-4012  
Facultad de Ciencias — Departamento de Química

### INFORME DE RESULTADOS DE ANÁLISIS DE AGUA

Interesado: Alixon Enrique Pacheco

Tipo de muestra: Agua superficial

Identificación de la muestra: Tina N° 1

Tomada por: El cliente

Fecha de muestreo: 21-09-17

Procedencia de la muestra: Las Peñitas - LIMA- UNAN, León

Identificación del laboratorio: 170052

Fecha de recepción de la muestra: 21-09-17

Fecha de inicio del análisis: 21-09-17

Fecha de finalización del análisis: 02-10-17

Fecha de elaboración del informe: 04-10-17

Parámetros	Resultados	Unidad	Métodos de análisis ) (a)
Nitrato	18.4	mg N03/L	Método ultravioleta selectivo (4500-N03 )
Nitrito	43.35	mg N02 -IL	Método colorimétrico (4500 NOV - B)
Nitrógeno amoniacal	6.29	mgNH3-N/L	Método Colorimétrico ( 4500F-NH3)
Materia Orgánica	453.0	mg/L O2	Método volumétrico - (631 J. Rodier)

Notas:

El informe solo corresponde a la muestra analizada,

No Puede ser reproducido parcialmente sin permiso del laboratorio.

Nota: (a) APHA-AWWA-WEF METODOS NORMALIZADOS PARA EL ANALISIS DE AGUA POTABLE Y RESIDUALES,

20 Edición, 1998



Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua  
Laboratorio de Agua reffax. 2311-4012  
Facultad de Ciencias — Departamento de Química

### INFORME DE RESULTADOS DE ANÁLISIS DE AGUA

Interesado: Alixon Enrique Pacheco

Tipo de muestra: Agua superficial

Identificación de la muestra: TinaN<sup>02</sup>

Tomada por: El cliente

Fecha de muestreo: 21-09-17

Procedencia de la muestra: Las Peñitas - LIMA- UNAN, León

Identificación del laboratorio: 170053

Fecha de recepción de la muestra: 21-09-

17 Fecha de inicio del análisis: 21-09-17

Fecha de finalización del análisis: 02-10-17

Fecha de elaboración del informe: 04-10-17

Parámetros	Resultados	Unidad	Métodos de análisis ) (a)
Nitrato	33.87	mg NO <sub>3</sub> /L	Método ultravioleta selectivo (4500-NO <sub>3</sub> )
Nitrito	26.90	mg NO <sub>2</sub> -IL	Método colorimétrico (4500 NOT - B)
Nitrógeno amoniacal	17.02	mgNH <sub>3</sub> -N/L	Método Colorimétrico ( 4500F-NH <sub>3</sub> )
Materia Orgánica	512	mg/L O <sub>2</sub>	Método volumétrico - (631 J. Rodier)

Notas:

El informe solo corresponde a la muestra analizada,

No Puede ser reproducido parcialmente sin permiso del laboratorio.

Nota: (a) APHA-AWWA-WEF METODOS NORMALIZADOS PARA EL ANALISIS DE AGUA POTABLE Y RESIDUALES,

20 Edición, 1998

*Carolina*  
Ms.C. Carolina Ortega  
Responsable Técnico