

**UNIVERSIDAD ESTATAL AMAZÓNICA**  
**CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**



**PROYECTO DE INVESTIGACIÓN PREVIO A LA OBTENCIÓN**  
**DEL TÍTULO DE INGENIERO AGROPECUARIO**

**Producción de alimento vivo con diferentes medios de cultivos alternativos como  
fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis sp.*)**

**Autores:**

Liliana Maribel Peñafiel Bonilla

Marimar Abigail Quillay Rochina

**Director del proyecto:**

MSc. Ricardo Ernesto Burgos Moran

**Pastaza – Ecuador**

**2019**

## **DECLARACIÓN DE AUTORÍA Y CESIÓN DE DERECHOS**

Yo, Liliana Maribel Peñafiel Bonilla, con C.I: 1805387501, y Marimar Abigail Quillay Rochina, con C.I: 1501245268 certificamos que los criterios y opiniones que constan en el Proyecto de Investigación y Desarrollo bajo el tema: **“Producción de alimento vivo con diferentes medios de cultivos alternativos como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis sp.*)”**, son de nuestra autoría y exclusiva responsabilidad.

---

**Liliana Maribel Peñafiel Bonilla**  
**1805387501**

---

**Marimar Abigail Quillay Rochina**  
**1501245268**

## **CERTIFICACIÓN DE CULMINACIÓN DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO**

Por medio del presente, Yo, Ricardo Ernesto Burgos Morán, con C.I: certifico que las egresadas; Liliana Maribel Peñafiel Bonilla y Marimar Abigail Quillay Rochina, realizaron el Proyecto de Investigación y Desarrollo titulado: **“Producción de alimento vivo con diferentes medios de cultivos alternativos como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis sp.*)”**, previo a la obtención del título de Ingeniera Agropecuaria bajo mi supervisión.

---

**Blgo. MSc. Ricardo Ernesto Burgos Morán**

**DIRECTOR DE PROYECTO**

## **CERTIFICADO DE APROBACIÓN POR TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN**

El proyecto de investigación y desarrollo, titulado: **“Producción de alimento vivo con diferentes medios de cultivos alternativos como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis sp.*)”**, fue aprobado por los siguientes miembros del tribunal.

---

Dra. Carolina Bañol PhD

**PRESIDENTE DEL TRIBUNAL**

---

Dr. Francisco Lam Romero, PhD

**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**

---

Dr . Xavier Carvajal

**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**

## Informe Final del Proyecto de Investigación

Título: **“Producción de alimento vivo con medios alternativos como fuente nutritiva para larvas de tilapia *Oreochromis sp.*”**

Autor: **Liliana Maribel Peñafiel Bonilla  
Marimar Abigail Quillay Rochina**

Unidad de Titulación: **Ingeniería Agropecuaria**

Director del Proyecto: Ricardo Ernesto Burgos Morán

Fecha: 07 de Enero de 2018

### Introducción y contexto de la investigación

La larvicultura es uno de los aspectos que son el cuello de botella en la producción piscícola, por lo que se debe cumplir con requerimientos de calidad y cantidad de nutrientes en un contexto de estimulación primaria a las larvas de peces; en este sentido, este proyecto propone analizar la viabilidad de producción de plancton como alimento vivo a través de fertilizantes de adquisición local en la larvicultura de *Oreochromis sp.*, con el propósito de brindar alternativas alimenticias locales y así contribuir a la mayor producción de esta especie en condiciones rurales de la Amazonía.

### Cumplimiento de objetivos

Se realizaron ensayos experimentales de tres tratamientos con 3 repeticiones de un control que es agua mineral y dos medios de cultivo a partir de Fitobloom® y Complex®. Se evaluaron la producción de plancton en los cultivos en términos cualitativos y cuantitativos; así como como la respuesta alimentaria de las larvas, en peso inicial y final, longitud inicial y final, incremento de peso y otras variables zootécnicas.

### Principales resultados obtenidos

- Determinación de dosis adecuadas para realizar la producción de plancton con fertilizantes locales.
- Identificación y conteo de microcosmos planctónico en condiciones intensivas y su aporte al crecimiento larvario.

Las estudiantes **Liliana Maribel Peñafiel Bonilla – Marimar Abigail Quillay Rochina** han demostrado compromiso y entrega durante la implementación de su proyecto de investigación, lo cual lo condujo a una obtención de datos importantes de la producción planctónica en la Amazonía.

Las estudiantes **Liliana Maribel Peñafiel Bonilla – Marimar Abigail Quillay Rochina**, se han destacado por su rendimiento académico y han mostrado la suficiente determinación en la consecución de esta investigación, lo cual las condujo a culminar su proyecto de investigación, cumpliendo con las 400 horas establecidas en el Reglamento de Régimen Académico de la UEA.

La presentación final de trabajo cumple con las normas establecidas en la reglamentación institucional.

La redacción, ortografía, calidad de los gráficos, tablas y anexos es adecuada.

Sin otro particular.

Atentamente,

MSc. Ricardo Burgos-Morán

**Docente Titular Agregado 2**





**UNIVERSIDAD ESTATAL AMAZÓNICA**  
SISTEMA ANTIPLAGIO URKUND



Oficio No. 130-IL-UEA-2018

Puyo, 09 de enero de 2019

Por medio del presente **CERTIFICO** que:

El trabajo de titulación correspondiente al estudiante PEÑAFIEL BONILLA LILIANA MARIBEL C.I. 1805387501, y QUILLAY ROCHINA MARIMAR ABIGAIL C.I. 1501245268 con el Tema: **"Producción de alimento vivo con medios alternativos como fuente nutritiva para larvas de tilapia *Oreochromis sp*"**, de la carrera Ingeniería Ambiental, Director de proyecto Blgo. Ricardo Burgos, MSc, ha sido revisado mediante el sistema antiplagio URKUND, reportando una similitud del 6%, Informe generado con fecha 8 de enero de 2019 por parte del director, conforme archivo adjunto.

Particular que comunico a usted para los fines pertinentes

Atentamente,

Ing. Italo Marcelo Lara Pilco MSc.  
**ADMINISTRADOR DEL SISTEMA ANTIPLAGIO URKUND – UEA - .**

[www.uea.edu.ec](http://www.uea.edu.ec)

Campus UEA, Paso Lateral Km. 2 ½ Vía Napo  
Puyo, Pastaza - Ecuador

## Urkund Analysis Result

Analysed Document: Perfil-correcto-fin imprimir.docx (D46556979)  
Submitted: 1/8/2019 7:34:00 PM  
Submitted By: wcaicedo@uea.edu.ec  
Significance: 6 %

### Sources included in the report:

<http://chileconsultores.com/copepoda/LinkedDocuments/Alimento%20vivo%20para%20larvicultura%202007.pdf>  
<http://microalgasmodulo1.blogspot.com/2013/03/conteo-de-microalgas.html>

### Instances where selected sources appear:

5



## **AVAL**

Quien suscribe **Ricardo Ernesto Burgos Moran** con CC. **0102431335**, Docente de la Universidad Estatal Amazónica avaliza el Proyecto de investigación:

**Título:**

**“Producción de alimento vivo con diferentes medios de cultivos alternativos como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis* sp.)”**

**Autores:**

**Liliana Maribel Peñafiel Bonilla**  
**Marimar Abigail Quillay Rochina**

Certifico haber acompañado el proceso de elaboración del Proyecto de Investigación y considero cumple los lineamientos y orientaciones establecidas en la normativa vigente de la institución.

Por lo antes expuesto se avala el Proyecto de investigación para que sea presentado ante la Coordinación de la Carrera de Ingeniería Agropecuaria como forma de titulación para Ingeniero en Ciencias Agropecuarias, y que dicha instancia considere el mismo a fin de que tramite lo que corresponda.

Para que a si conste, firmo la presente a los 07 días del mes de Enero del 2019.

Atentamente,

**Ricardo Ernesto Burgos Morán**  
**Docente Titular Agregado 2**  
0102431335

## **CERTIFICADO DE APROBACION POR TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN**

El proyecto de investigación y desarrollo, titulado: **“Producción de alimento vivo con diferentes medios de cultivos alternativos como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis sp.*)**, fue aprobado por los siguientes miembros de tribunal:

---

Dra. Carolina Bañol, PhD  
**PRESIDENTE DEL TRIBUNAL**

---

Dr. Francisco Lam Romero, PhD  
**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**

---

Blgo. M.Sc. Xavier Carvajal  
**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**

## **AGRADECIMIENTO**

*A Dios por darnos la vida, por ser el inspirador, darnos fuerzas para continuar y cumplir con uno de los anhelos más deseados.*

*A nuestros padres, por su amor, trabajo, sacrificio en todos estos años gracias a ustedes hemos logrado llegar hasta aquí y convertirnos en lo que somos, gracias por ser nuestro apoyo incondicional en nuestra formación como personas, darles las gracias porque siempre inculcarnos valores que nos servirán en nuestras vidas.*

*Al Blgo. Ricardo Burgos, por compartimos sus conocimientos y por darnos la oportunidad de poder trabajar con él, depositando en nosotras su entera confianza para la creación de este proyecto, su ayuda fue una guía fundamental en el desarrollo del mismo.*

*Al Ing. Jay Shaw por compartimos sus conocimientos gracias por abrirnos las puertas y darnos la oportunidad de poder trabajar con él, gracias por confiar en nosotras.*

*A los docentes y autoridades de la Universidad Estatal Amazónica, por ser mi nuestro soporte institucional para nuestra formación académica y personal.*

*A nuestros compañeros por formar una gran amistad en el transcurso de nuestra carrera universitaria compartiendo tristezas y alegrías juntos.*

## **DEDICATORIA**

*A Dios por darnos la vida y la sabiduría para seguir adelante y no rendirnos a pesar de las pruebas que se presentaron en el transcurso de nuestra formación académica.*

*A nuestros padres, quienes con su amor, paciencia, y esfuerzo nos has permitido llegar a cumplir hoy un sueño más, gracias por inculcarnos en nosotras el ejemplo de esfuerzo y valentía por su lucha cada día para seguir apoyándonos siempre en nuestra carrera, gracias también por el infinito amor que nos dieron cada día para tener las fuerzas necesarias para seguir adelante y completar esta etapa de nuestras vidas, ya que sin su esfuerzo, sin su lucha, gracias por confiar en nosotras y ser nuestros guías y estar en todo momento. GRACIAS PAPITOS.*

*A nuestros queridos hermanos y hermanas gracias por darnos ese cariño, amor y respeto los queremos mucho.*

*A nuestros queridos amigos y amigas, quienes hicieron de nuestra estadía en la Universidad sea acogedora, alegre y divertida.*

## **Resumen**

Esta investigación tuvo como objetivo evaluar medios de cultivo alternativos para la producción de alimento vivo como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis* sp.), se tomaron muestras de agua del Sistema de producción Piscícola del centro de Investigación y Conservación Amazónica (CIPCA) de la UEA. Se utilizaron dos fertilizantes considerados como tratamientos para medios de cultivo, T1 Fitobloom® y T2 Complex®, contrastados a un T3 de agua mineral (Gütig®), en dosis de 0,2 g/l los dos primeros fertilizantes y un litro del tercero. Se realizó la producción de Fitoplancton con inducción de CO<sub>2</sub> y provisión de O<sub>2</sub> mientras que para zooplancton solo provisión de O<sub>2</sub> en todos los tratamientos. La identificación de las especies de plancton existentes en las muestras madres se realizó con la ayuda de guías taxonómicas y su conteo con cámara de Neubauer. Obtenida una producción viable se generó un microcosmo con la unión de las dos producciones formando así un medio nutritivo para la alimentación de larvas de peces, en este caso tilapia. Los microcosmos de alimento vivo tuvieron mayor abundancia de la microalga *Chlorella* sp. y del rotífero *Notholca acuminata*. Esta mezcla fue dividida en 9 unidades experimentales con 4 lt de muestra cada una, formando así un diseño completamente al azar de tres tratamientos por tres repeticiones, poblando con 25 larvas de *Oreochromis* sp. cada unidad experimental, que se mantuvo por 20 días. En las larvas se evaluó: Consumo del alimento (C) Ganancia de Peso Diaria (GPD), Ganancia de Peso (GP), Ganancia en Longitud (GL), sobrevivencia (%) y el Factor de Crecimiento Relativo (FCR). El análisis estadístico mediante ANOVA identificó diferencias significativas entre tratamientos; siendo el medio producido por Complex® el que al término del experimento obtuvo mejores valores promedios en todas las variables evaluadas.

**Palabras Clave:** Larvicultura, plancton, alimento vivo, microcosmo, fertilizante acuícola

## Abstract

The objective of this research was to evaluate alternative culture media for the production of live food as a nutritive source for tilapia larvae (*Oreochromis* sp.). Water samples were taken from the fish culture production system of the Amazonian Research and Conservation Center (CIPCA) at the UEA. Two fertilizers considered as treatments for culture media were used, T1 Fitobloom® and T2 Complex®, contrasted to a T3 of mineral water (Gütig®), in doses of 0,2 g/l the first two fertilizers and one liter of the third. Phytoplankton production was performed with CO<sub>2</sub> induction and O<sub>2</sub> supply while for zooplankton only O<sub>2</sub> was provided in all treatments. The identification of existing plankton species in the mother samples was carried out with the help of taxonomic guides and their count with Neubauer chamber. Obtained a viable production a microcosm was generated with the union of the two productions forming a nutritious medium for the feeding of larvae of fish, in this case tilapia. The microcosms of live food had greater abundance of the microalga *Chlorella* sp. and *Notholca acuminata* rotifer. This mixture was divided into 9 experimental units with 4 liters of sample each, thus forming a completely random design of three treatments for three replications, populating with 25 larvae of *Oreochromis* sp. each experimental unit, which was maintained for 20 days. The larvae were evaluated: Food consumption (C) Daily Weight Gain (GPD), Weight Gain (GP), Gain in Length (GL), survival (%) and the Relative Growth Factor (FCR). Statistical analysis using ANOVA identified significant differences between treatments; being the means produced by Complex®, which at the end of the experiment obtained better average values in all variables evaluated.

**Key words:** larvicultura, plankton, live food, microcosm, aquaculture fertilizer

## TABLA DE CONTENIDO

CAPÍTULO I.....	1
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. PROBLEMA.....	1
1.2. OBJETIVO GENERAL.....	3
1.3. OBJETIVO ESPECÍFICO.....	3
CAPÍTULO II.....	4
2. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA.....	4
2.1. ALIMENTO VIVO.....	4
2.2. FITOPLANCTON.....	4
2.3. ZOOPLANCTON.....	5
2.4. MEDIOS DE CULTIVO.....	6
2.5. LARVICULTURA.....	7
2.6. MICROCOSMOS ACUÁTICOS.....	8
CAPÍTULO III.....	9
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	9
3.1. LOCALIZACIÓN.....	9
3.2. TIPO DE INVESTIGACIÓN.....	9
3.3. MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN.....	10
3.3.1. Materiales y Equipos.....	10
3.3.2. Manejo del experimento.....	10
3.3.2.1. Muestreo del plancton.....	10
3.3.2.2. Manejo de Fitoplancton.....	11
3.3.2.2.1. Identificación.....	11
3.3.2.2.2. Aislamiento.....	11
3.3.2.2.3. Producción.....	11
3.3.2.2.3.1. Medios de cultivo.....	11
3.3.2.2.4. Conteo.....	12
3.3.2.2.5. Identificación.....	13
3.3.2.2.6. Producción.....	13
3.3.2.2.7. Pruebas de Alimentación.....	13
3.3.2.2.8. Pesaje de larvas.....	14
3.3.2.2.9. Determinación del crecimiento y sobrevivencia larval.....	14
3.3.3. Diseños y Tratamientos.....	15
3.3.4. Variables a evaluar.....	15
3.3.4.1. Medición de las variables.....	16
CAPÍTULO IV.....	17
4. RESULTADOS.....	17
4.1. IDENTIFICACIÓN DE FITOPLANCTON.....	17

4.2.	IDENTIFICACIÓN DE ZOOPLANCTON .....	18
4.3.	PRODUCCIÓN Y CONTEO .....	19
4.3.1.	Pruebas de producción de plancton .....	19
4.4.	PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO .....	19
4.5.	CONSUMO .....	22
4.6.	Ganancia diaria de peso (GDP) .....	23
4.7.	GANANCIA EN PESO (GP) (mg) .....	23
4.8.	GANANCIA EN LONGITUD (GL) (mm) .....	25
4.9.	SOBREVIVENCIA (S) (%) .....	25
4.10.	FACTOR DE CRECIMIENTO RELATIVO (FCR) .....	26
4.11.	DISCUSIÓN .....	26
CAPÍTULO V .....		30
5.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	30
CAPÍTULO VI .....		32
6.	BIBLIOGRAFÍA .....	32
CAPÍTULO VII .....		35
7.	ANEXOS .....	35

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Materiales y Equipos .....	10
Tabla 2.	Composiciones químicas de los medios de cultivo .....	12
Tabla 3.	Descripción del diseño en general .....	15
Tabla 4.	Tipos de microalgas .....	17
Tabla 5.	Tipos de Zooplancton .....	18
Tabla 6.	Producción inicial y final de Fitoplancton en los ensayos experimentales .....	20
Tabla 7.	Abundancia del Zooplancton .....	21
Tabla 8.	Indicadores zootécnicos del crecimiento larvario de <i>Oreochromis</i> sp. ....	22



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Localización .....	9
Figura 2. Tipos de Microalgas .....	18
Figura 3. Grupos de Zooplancton .....	19
Figura 4. Abundancia de Fitoplancton .....	20
Figura 5. Abundancia de Zooplancton .....	21
Figura 6. Consumo de alimento vivo por larvas de tilapia.....	23
Figura 7. Ganancia de peso diario de larvas de tilapia en los tres tratamientos .....	23
Figura 8. Incremento de peso de larvas de tilapia en los tres tratamientos .....	24
Figura 9. Ganancia en Longitud de larvas de tilapia en los tres tratamientos .....	25
Figura 10. Supervivencia de larvas de tilapia en los tres tratamientos.....	25
Figura 11. Crecimiento relativo de las larvas de tilapia en los tres tratamientos .....	26

# CAPÍTULO I

## 1. INTRODUCCIÓN

En la acuicultura, el alimento vivo es el grupo de organismos que componen el plancton (fito y zooplancton), este constituye la fracción clave de producción de materia orgánica en los ecosistemas acuáticos. La importancia del plancton en la piscicultura es mayor durante las fases de larvicultura y alevinaje; siendo esta independiente de la estrategia alimenticia del pez durante su vida adulta. (Prieto, Sierra y Logato, 2006)

El fitoplancton es la base de la cadena alimenticia en diferentes cuerpos acuáticos por lo que se le considera como uno de los principales productos primarios, seguido por el zooplancton que se alimenta del fitoplancton, dando así continuidad a la cadena alimenticia. Para un gran número de organismos en cultivo, la introducción de determinadas especies de fitoplancton y zooplancton producen mejores resultados en términos de sobrevivencia, crecimiento y factor de conversión. (Rodríguez, Osuna y Lizarrága, 2004)

### 1.1. PROBLEMA

Uno de los puntos críticos en el ciclo de producción de peces, es sin duda la fase de larvicultura, la cual requiere de alimentos externos apropiados para su desarrollo. La disponibilidad de alevines en cantidad y calidad, se consideran factor crítico para el éxito de la producción, en la cual alimentación y nutrición han sido señaladas como los principales factores responsables de los problemas en la larvicultura constituyéndose en el cuello de botella e impidiendo la expansión de esta actividad.(Prieto y Atencio, 2008)

La técnica de larvicultura adoptada por la mayoría de los piscicultores neotropicales consiste en sembrar directamente las post larvas de tilapia en estanques fertilizados inmediatamente después del inicio de la alimentación exógena. Esa técnica generalmente resulta en bajas tasas de sobrevivencia dificultando la producción de alevines a gran escala, la producción se torna muy variable, altamente dependiente de las condiciones ambientales, tales como temperatura, abundancia de alimento apropiado, presencia de predadores, enfermedades, entre otros, lo que no permite la proyección de la producción en una etapa y se podría considerar como una larvicultura semi intensiva.(Prieto y Atencio, 2008)



# **OBJETIVOS**

## **1.2. OBJETIVO GENERAL**

- Evaluar medios de cultivos alternativos para la producción de alimento vivo como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis* sp.).

## **1.3. OBJETIVO ESPECÍFICO**

- Identificar la composición del microcosmo planctónico (fitoplancton y zooplancton) local como organismos potenciales de cultivo para alimentación larvaria de tilapia (*Oreochromis* sp.).
- Evaluar medios de cultivos con insumos locales para la producción de fito y zooplancton.
- Determinar los indicadores productivos alimentando las larvas de *Oreochromis* sp. con alimento vivo.

## **CAPÍTULO II**

### **2. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA**

#### **2.1. ALIMENTO VIVO**

Las comunidades planctónicas de ambientes acuáticos presentan composiciones diversas asociadas a la composición y concentración de alimento disponible, de tal forma el plancton y su dinámica a lo largo del tiempo se convierten en sensores refinados de las variables ambientales y la productividad de un sistema acuático. Por lo general después de la absorción del saco vitelino, el hábito alimentar de las larvas será de organismos planctónicos. El alimento vivo, debido a su alto contenido de ácidos grasos esenciales es una buena opción para la nutrición de las poslarvas, poseen enzimas necesarias para el crecimiento y sobrevivencia de las mismas estimulando el comportamiento predatorio. (Rivera y Botero, 2009)

El alimento vivo es la parte fundamental en la acuicultura, principalmente en las fases de larvicultura y alevinaje, ya que estos alimentos presentan altos niveles de proteína de excelente calidad, siendo fuentes importantes de vitaminas y minerales. La utilización de alimento vivo presenta como principales ventajas: menor grado de contaminación al ser comparado con las dietas artificiales y mejor distribución del alimento en todo el volumen del agua, mantienen sus características por muchas horas, lo cual no ocurre con alimentos preparados. (Figueroa y Uribe, 2017)

#### **2.2. FITOPLANCTON**

Las microalgas son plantas fotosintéticas no vasculares que contienen clorofila y poseen estructuras reproductivas simples. La mayor parte de las microalgas son foto autótrofa y pueden desarrollarse en aguas dulces, salobres o marinas. Producen alimento para animales de explotación, teniendo en cuenta su riqueza en diversas sustancias. Las microalgas son productores primarios de la cadena trófica, siendo las primeras formadoras de materia orgánica y, por su tamaño reducido y variado son fácilmente capturables y digeridas por larvas en estadios juveniles de moluscos, crustáceos y peces (Prieto, 2003a)

Cada alga por ser un organismo completo capaz de sintetizar una gran cantidad de compuestos disueltos en el agua, transformando sales inorgánicas en compuestos orgánicos por medio de la fotosíntesis, las hace imprescindibles como alimento vivo. Las altas

concentraciones de proteínas, carbohidratos y ácidos grasos que ellas presentan las hacen fundamentales para la alimentación de zooplancton, larvas de moluscos, crustáceos y ciertos peces herbívoros. (Prieto, Mogollon y Castro, 2005)

Según estudios (López, Garcia, Gutierrez, Aldaz, 2009) las microalgas requieren de diferentes factores para su crecimiento como: requerimientos físico- químicos (luz, temperatura, salinidad, pH y CO<sub>2</sub> ) y los requerimientos nutritivos siendo los más relevantes los macronutrientes, que son los más utilizados para sintetizar compuestos orgánicos y los micronutrientes usados como catalizadores.

Las microalgas se producen mediante mitosis, es decir, se encarga de distribuir entre células hijas partes idénticas del material genético, de esta manera se genera a partir de una célula, una población de microalgas genéticamente idénticas, es decir, un clon. (López, Garcia, Gutierrez, Aldaz, 2009)

### **2.3. ZOOPLANCTON**

La comunidad zooplanctónica de ambientes acuáticos está compuesta principalmente por rotíferos, micro crustáceos (cladóceros, copépodos) y protozoarios. Se alimentan básicamente de fitoplancton, bacterias y detritos orgánicos y otros del mismo zooplancton, cuando se trata de especies carnívoras, creando de esta manera, redes tróficas bastantes complejas (Prieto, 2013)

El zooplancton es un ítem obligatorio en la dieta de casi todos los alevinos y adultos de muchas especies de peces y otros organismos acuáticos. Los estadios más jóvenes de poslarvas consumen individuos de pequeño tamaño, posteriormente pasan a consumir organismos mayores principalmente cladóceros y más tarde, pasan a alimentarse de copépodos o larvas de insectos, dependiendo de la especie. Siendo así, la obtención de zooplancton en abundancia y de buena calidad nutricional como requisito básico en la acuicultura (Prieto *et al.*, 2013)

Según investigaciones realizadas por (Prieto y Atencio, 2008) entre los organismos zooplanctónicos, los rotíferos son considerados excelentes alimentos para las larvas de peces, debido a su pequeño tamaño, al estímulo sensorial causado por su constante movimiento en la masa de agua, a su corto ciclo de vida y alto valor nutritivo. Estos organismos son considerados como el mejor tipo de alimento vivo debido a su

digestibilidad y capacidad de transferencia de nutrientes a las larvas de peces, lo que los hace muy utilizados en la acuicultura marina y de agua dulce.

Los cladóceros se conocen comúnmente como pulgas de agua, son micro-crustáceos, usualmente menores de 1 mm de longitud, habitantes de agua dulce y marina. Los copépodos dulceacuícolas viven en ambientes con alto grado de inestabilidad y, sin embargo, las poblaciones se consideran como exitosas porque han sido capaces de colonizar ambientes desde el nivel del mar hasta más allá de los 2000 metros de altitud. Los mencionados anteriormente son considerados como excelentes fuentes de alimento para larvas de peces debido a su alto valor nutritivo, ayudando así al crecimiento y desarrollo de las mismas. (Martínez, Aguirre y Blas, 2012)

## 2.4. MEDIOS DE CULTIVO

El medio de cultivo es una disolución acuosa que transporta los nutrientes inorgánicos que necesitan las microalgas para su crecimiento. El suministro de medio de cultivo y las concentraciones de los nutrientes deben estar acoplados con la producción de biomasa de forma que se suministren en cantidad suficiente para que nunca se produzca una limitación que tendría como consecuencia una disminución en la productividad de biomasa o incluso alguna disfunción del cultivo como la foto inhibición. (Sevilla, 2014)

Según Sevilla (2014) los principales nutrientes necesarios son:

**Agua:** además de transporte, es un nutriente que suministra los electrones ( $H\cdot$ ) necesarios para la reducción del  $CO_2$ . **Carbono,** normalmente suministrado aparte como  $CO_2$ , aunque puede suministrarse como bicarbonato, considerablemente más caro. **Oxígeno** suministrado tanto por el  $H_2O$  como por el  $CO_2$ . Sin embargo, es sólo el oxígeno del  $CO_2$  el que se incorpora en la biomasa. **Nitrógeno** el cuarto elemento más importante por volumen ya que forma parte de las proteínas y nucleótidos de la biomasa. Suministrado como  $NO_3^-$  o  $NH_4^+$ . **Fósforo** suministrado como fosfato, forma parte de importantes intermedios metabólicos, lípidos, enzimas y multitud de especies bioquímicas. Adicionalmente existe una gran cantidad de otros nutrientes que pueden ser necesarios dependiendo de la especie. Según la cantidad en la que se necesiten se suelen clasificar como macronutrientes o micronutrientes, ya que es importante para la preparación del medio.

**Los macronutrientes** como cloruro de sodio y magnesio, sulfatos y sales de calcio. Pueden aparecer en concentraciones de hasta 30 g/L cuando se trata de especies marinas y hasta de 100 g/L en microalgas halófilas. Estos macronutrientes no se consumen en la generación de biomasa o se incorporan en muy pequeña medida. Su objetivo principal es mantener la presión osmótica y el equilibrio de electrolitos. Los **micronutrientes** son elementos que actúan como cofactores de enzimas y aparecen en muy pequeñas cantidades, a veces de microgramos por litro. Si se ponen en exceso pueden actuar como un veneno, como es el caso del cobre, que es un conocido alguicida. (Sevilla, 2014)

## **2.5. LARVICULTURA**

La fase de larvicultura es la etapa crucial en un sistema de producción de alevinos, por esto es importante el manejo de la primera alimentación ya que es una de las barreras para el éxito de la larvicultura de peces. En la larvicultura de los peces las mayores limitaciones están dadas por el tamaño de la boca, pobre capacidad natatoria, densidades inadecuadas de presas, composición bioquímica del alimento y el precario estado de desarrollo del aparato digestivo con la consecuente ausencia de enzimas digestivas al inicio de la alimentación exógena (Atencio, 2001)

En las especies neotropicales altriciales, antes que se agote el vitelo y la boca esté bien desarrollada, se debe suministrar el primer alimento, principalmente zooplancton seleccionado de acuerdo con el tamaño de la boca de la larva. Existen tres procedimientos principales para la alimentación inicial de las larvas. El primero es el uso de zooplancton proveniente de colectas en ambiente natural o la concentración de las poslarvas en estanques en tierra fertilizados, luego de la abertura de la boca. El segundo es la larvicultura intensiva con el uso de organismos zooplanctónicos (rotíferos, cladóceros, copépodos y artemia) cultivados en laboratorio. ( Prieto y Atencio, 2008)

Existe la posibilidad de mantener las larvas en laboratorio donde permanecen protegidas de predadores y reciben alimentos de calidad y en cantidad adecuada a su desarrollo inicial; lo cual se podría considerar como una larvicultura intensiva. Sin embargo, es una técnica que eleva los costos de producción, siendo utilizada, apenas por algunos productores. Los efectos del manejo de la primera alimentación son fundamentales para garantizar un buen crecimiento y sobrevivencia de los alevinos. Las ventajas de la larvicultura intensiva se basan en evitar las influencias ambientales desfavorables, generar condiciones ambientales



óptimas, disminuir el factor de conversión alimentaría, aumentar la tasa de sobrevivencia (Prieto, 2003b)

Entre las especies altriciales neotropicales de interés acuícola se incluyen el Bagre blanco (*Sorubim cuspicaudus*), Bagre rayado, (*Pseudoplatystoma magdaleneatum*), Cachama negra (*Colossoma macropomum*), Cachama blanca (*Piaractus brachypomus*), Bocachico (*Prochilodus magdalenae*), sábalo (*Brycon amazonicus*), tilapia (*Oreochromis* sp.) entre otras (Atencio, 2001)

## **2.6. MICROCOSMOS ACUÁTICOS**

Para la Biología, el microcosmos son los microorganismos tales como parásitos, bacterias, hongos y virus que cohabitan en el planeta con todos los animales y plantas. El microcosmos biológico es una parte importante de la naturaleza orgánica que conforma, junto con el resto de los seres vivos y el resto del mundo material, un sistema ecológico global. Los peces pueden ser una importante fuente de P en algunos sistemas o sumideros temporarios y almacenajes en otros. La planctivoría puede cambiar la estructura de tamaños de las comunidades fito y zooplanctónicas y en forma indirecta afectar las tasas de regeneración de nutrientes por el zooplancton y las tasas de incorporación de nutrientes por las algas. Por otra parte, la complejidad de las interacciones que se presentan en los sistemas naturales dificulta su identificación y aislamiento y plantea la utilidad de estudiarlos mediante un enfoque experimental. (Ruiz *et al.*, 2008)

## CAPÍTULO III


### 3. MATERIALES Y MÉTODOS



Figura 1. Localización

#### 3.1. LOCALIZACIÓN

Fuente: (Google, 2019)

Nota:  Ubicación del laboratorio en donde se realizó el experimento a pequeña escala

El presente proyecto de investigación se desarrolló en la Universidad Estatal Amazónica, en el laboratorio de Biología, ubicado en el cantón y provincia Pastaza en el Km. 2. 1/2 vía Puyo – Tena, el manejo del experimento se efectuó un laboratorio a pequeña escala a unos 500 metros de distancia de la Universidad.

#### 3.2. TIPO DE INVESTIGACIÓN

La investigación fue de tipo experimental en donde se evaluó tres tipos de fertilizantes como medios de cultivo para la producción de alimento vivo para posteriormente realizar pruebas de alimentación con larvas de tilapia (*Oreochromis* sp.)

### 3.3. MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN

#### 3.3.1. Materiales y Equipos

Tabla 1. Materiales y Equipos

<b>Material Biológico</b>	<b>Equipo de pesca e instalaciones</b>	<b>Equipo y Materiales de Laboratorio</b>	<b>Otros Materiales</b>	<b>Reactivos</b>
Larvas de tilapia	Estanques Red de Fitoplancton Red de Zooplancton	Estereomicroscopio Matraz Tubos de ensayo Cámara de Neubauer Fibra de vidrio Frascos de Vidrio Porta y cubre objetos Vaso de Precipitación Caja Petri Balanza analítica	Libreta Esferos Lápiz Marcador permanente Hojas	CO <sub>2</sub> Fitobloom Hidrocomplex

#### 3.3.2. Manejo del experimento

### TRABAJO DE CAMPO

#### 3.3.2.1. Muestreo del plancton

Las muestras se tomaron del área de producción piscícola del CIPCA, eligiendo la piscina que presentó una turbidez debida al plancton (agua verdosa), con la ayuda de redes para plancton y mediante el método de arrastre horizontal a una profundidad de 20 a 30 cm (Martínez, Chavez y Olvera, 1989). Estas muestras fueron colocadas en envases adecuados para posteriormente llevarlas al laboratorio para su respectivo estudio.

## **TRABAJO EN LABORATORIO**

### **3.3.2.2. Manejo de Fitoplancton**

#### **3.3.2.2.1. Identificación**

La identificación se realizó mediante el apoyo de claves y guías taxonómicas como: Catálogo de Microalgas del Ecuador, 2016 (Guamán y González, 2016) y la Guía ilustrada de algas de Bolivia- división Euglenophyta (Cadima y Bicudo, 2014).

#### **3.3.2.2.2. Aislamiento**

Se realizó mediante un proceso de filtración que consiste en pasar la muestra a través de una columna empacada con algodón para obtener un cultivo clonal o muestras madres (Martinez, Chavez y Olvera, 1989)

#### **3.3.2.2.3. Producción**

Se realizó en 3 botellas de 6 litros con 3 diferentes medios de cultivo haciendo un total de 18 litros de muestra madre, a cada botella se indujo Dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) y oxígeno (O<sub>2</sub>). El Dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) fue preparado en una botella de 3 litros agregándole una mezcla de levadura, azúcar y agua. Posteriormente se mantuvo en observación durante 15 días.

##### **3.3.2.2.3.1. Medios de cultivo**

#### **Fitobloom (T1)**

Este es un medio comercial de aplicación masiva para la producción de algas (micro y macro) en acuicultura, que ha sido usado a nivel experimental en otros estudios (Naveda, 2010)

#### **Complex (T2)**

Este es un medio alternativo utilizado para producción de algas (microalgas)

#### **Güitig- (T3)**

Agua mineral con gas (**240 ml**) (Tesalia, 2018)

**Tabla 2. Composiciones químicas de los medios de cultivo**

Nutriente	Fuente nutritiva	Medios de Cultivo		
		Complex <sup>a</sup> (%)	Fitobloom <sup>b</sup> (%)	Gütig <sup>c</sup> (mg/l)
<b>Macroelementos</b>				
Nitrógeno (N)	Amoniaco(NH <sub>3</sub> )	5,10	Nd	
	Nitrato(NO <sub>3</sub> )	7,30	Nd	
	Total	12,40	14,00	
Fósforo (P)	Pentóxido (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> ) <sup>d</sup>	11,00		
	Pentóxido (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> ) <sup>e</sup>	7,70		
Potasio (K)	Óxido de Potasio (K <sub>2</sub> O)	18,00		
	Nd			2,23
Azufre (S)	Sulfatos (SO <sub>4</sub> )	8,00	0,20	0,36
Silice (Si)	SiO <sub>2</sub>		3,50	
<b>Microelementos</b>				
Magnesio (Mg)	MgO	2,70	0,38	34,76
Cloro (Cl)	Nd	1,00	0,41	41,93
Boro (B)	Nd	0,02	0,03	
Hierro (Fe)	Nd	0,20		
Manganeso (Mn)	Nd	0,02		
Zinc (Zn)	Nd	0,02		
Calcio (Ca)	Nd			19,21
Sodio (Na)	Nd			32,46
Insolubles	Nd		0,03	
Solidos disueltos	Nd			223,68

**Fuentes:** <sup>a</sup>(Yara, 2018); <sup>b</sup>(Naveda, 2010); <sup>c</sup>(Tesalia, 2018).

**Notas:** <sup>d</sup>Soluble en agua y Citrato Amónico, <sup>e</sup> Soluble en agua.

Nd, no declarado

#### 3.3.2.2.4. Conteo

Se tomaron muestras en tubos de ensayo de 30ml, posteriormente las muestras fueron llevadas al laboratorio para su respectivo conteo con la ayuda de una cámara de Neubauer o Hemacitómetro y un estereomicroscopio. Las muestras para realizar el conteo fueron de 1 ml, estas fueron homogenizadas antes de cargar la cámara (**Anexo 1**) (Moreno, 2004).

#### Uso del Hemacitómetro:

Se colocó un cubreobjetos bien limpio sobre los pilares de soporte de la cámara. Usamos una micropipeta que contenga la muestra de microalgas, en ángulo de 45 grados, depositamos una gota en cada ranura del Hemacitómetro para llenar el espacio. Es conveniente esperar por tres minutos antes de proceder al contaje en el estereomicroscopio,

para dejar que las unidades algales se asienten debidamente. Usaremos objetivos de 100x según cuál le sea más claro y cómodo para proceder (Vega y Voltolina, 2007).

Se mantuvo un orden en la secuencia del contaje para evitar errores de suma. No consideraremos las células que están asentadas justo en medio de cualquier línea de los cuadros, sean de las internas o de los laterales. Si la concentración es baja se contarán los cuadrantes 1, 2, 3 y 4 como muestra en el Anexo 2. De lo contrario si la concentración celular es más alta se contará el área central y si es posible se contarán los 25 cuadros centrales. Pero dado un caso si la cantidad de células encontradas en los 25 cuadros es demasiada, se contarán 5 de los 25 cuadros aleatoriamente o se optara por contar los cuadros del extremo y el cuadro central como se muestra en el Anexo 3.

### **Concentración celular**

Es la cantidad de células de determinada especie de microalgas en un mililitro de cultivo o muestra. Se hará utilizando la cámara de Neubauer. La fórmula a utilizar dependerá del lugar en la cámara de Neubauer que se emplee para contar.

$$\#cel/ml = C \times 10000$$

Dónde:

C es el promedio de células contadas

### **Manejo del zooplancton**

#### **3.3.2.2.5. Identificación**

Con la ayuda de un estereomicroscopio se identificaron con la ayuda de Manual para el muestreo y Bioindicación de zooplancton individuos (...) como: copépodos, cladóceros y rotíferos (Woynarovich, 2013)

#### **3.3.2.2.6. Producción**

Se realizó en 3 botellas de 6 litros en tres diferentes medios de cultivo con un total de 18 litros de muestra, a cada botella se indujo Oxígeno (O<sub>2</sub>). Se los alimentó con 3g harina de pescado por botella. Posteriormente se mantuvo en observación durante 15 días.

#### **3.3.2.2.7. Pruebas de Alimentación**

Una vez que obtuvimos una producción favorable se procedió a mezclar la producción de fitoplancton y zooplancton obteniendo un total de 36 litros de muestra los cuales fueron divididos en 9 botellas, cada una con 4 litros de la misma. Posteriormente se realizó una

prueba de alimentación con microcosmos en donde se colocaron 25 larvas de tilapia en cada unidad experimental, por último, se realizó el respectivo estudio de crecimiento y desarrollo de las mismas.

#### **3.3.2.2.8. Pesaje de larvas**

Se utilizó una plataforma construida con fresado de nylon o una gasa con malla de 200  $\mu\text{m}$  el cual fue un elemento crucial del procedimiento de pesaje (Anexo 4a). En la primera etapa, se tomó el peso de la plataforma (PP) (Anexo 4b). Luego se colocó en un papel secante que absorbe el agua transferida en la plataforma con la larva, a continuación, la larva se la coloco en la plataforma. (Anexo 4c). Se eliminó el agua no absorbida presionando ligeramente la plataforma a la mancha del papel con un objeto de metal o plástico de una manera que evita el daño a la larva (Anexo 4d). La plataforma seca con la larva fue entonces de nuevo pesada (Anexo 4e). La plataforma con la larva colocada en ella, fue sumergida en el tanque para liberar la larva (Anexo 4f). Después de la medición de las larvas se colocó en un recipiente con agua y cuando empiezan a nadar libremente se las transfirió nuevamente a sus respectivas botellas de crianza. Los pesajes se realizaron al momento de ubicarlas en cada botella y después de 20 días.

Descripción grafica (Anexo 4).

#### **3.3.2.2.9. Determinación del crecimiento y sobrevivencia larval.**

Según estudios realizados por (Valbuena, Zapata y Otero, 2013) al inicio y final del ensayo, las larvas de cada tratamiento serán pesadas individualmente en una balanza analítica con el fin de determinar los siguientes parámetros productivos:

##### **Ganancia diaria de peso (mg día<sup>-1</sup>).**

$$\text{GDP} = \frac{Pf - Pi}{T}$$

Dónde:

Pf: Peso final

Pi: Peso inicial

T: días del ciclo de producción

##### **Ganancia en peso (mg).**

$$\text{GP} = Pf - Pi$$

Dónde:

Pf: peso final

Pi: peso inicial

**Ganancia en longitud (mm).**

$$GL = Lf - Li$$

Dónde:

Lf: longitud final

Li: longitud inicial

**Sobrevivencia (%).**

$$S = \frac{Nf}{Ni} * 100$$

Dónde:

Nf: número de larvas finales

Ni: número de larvas iniciales

**Factor de crecimiento relativo**

$$FCR = \frac{Pf}{Lf}$$

Dónde:

Pf: Peso final

Lf: Longitud final

**3.3.3. Diseños y Tratamientos****Fitoplancton****Tabla 3. Descripción del diseño en general**

<b>Fitoplancton y Zooplancton</b>		<b>Microcosmos</b>
<b>Tratamientos</b>	<b>Medios de cultivo</b>	<b>Tratamientos Replicas</b>
<b>T1</b>	Fitobloom	T1R1- T1R2- T1R3
<b>T2</b>	Hidrocomplex	T2R1- T2R2- T2R3
<b>T3</b>	Gütig	T3R1- T3R2- T3R3

Para la producción de fitoplancton y zooplancton se probaron 3 medios de cultivos en los cuales después de obtener una producción razonable se los mezcló formando así un microcosmos para posteriormente realizar pruebas de alimentación con larvas de tilapia.

**3.3.4. Variables a evaluar**

- Tipos de microalgas y zooplancton identificadas en las muestras
- Determinar la cantidad de microalgas y zooplancton producidas en los diferentes medios de cultivo en 1 ml de muestra.
- Crecimiento y sobrevivencia larval



### **3.3.4.1. Medición de las variables**

Se realizó una colecta con el método de arrastre horizontal, la muestra fue filtrada por una capa de algodón el cual permitió separar el fitoplancton del zooplancton.

- Tipos de microalgas y zooplancton identificadas en las muestras

Variable cualitativa: Con la ayuda de guías taxonómicas como el Catálogo de Microalgas del Ecuador, (2016) y Guía ilustrada de algas de Bolivia- división Euglenophyta (2014). Manuales para el muestreo y Bioindicación de zooplancton (2018)

- Determinar la cantidad de microalgas y zooplancton producidas en los diferentes medios de cultivo en 1 ml de la masa de agua.

Variable cuantitativa: se medirá por el método volumétrico que indica la cantidad de organismos por volumen de agua.

- Crecimiento y sobrevivencia larval

Variable cuantitativa: Se realizarán medidas y pesajes a las larvas en donde se determinarán los siguientes parámetros: Ganancia diaria de peso (GDP), Ganancia de peso total (GPT), Ganancia en longitud (GL), porcentaje de sobrevivencia (S) y el Factor de crecimiento relativo (FCR).

### **3.3.5. Análisis estadístico**

De manera general se realizará un análisis de varianza ANOVA, seguido de una prueba de medias de Tukey, además se utilizará el programa SPSS versión 22.

## CAPÍTULO IV

### 4. RESULTADOS

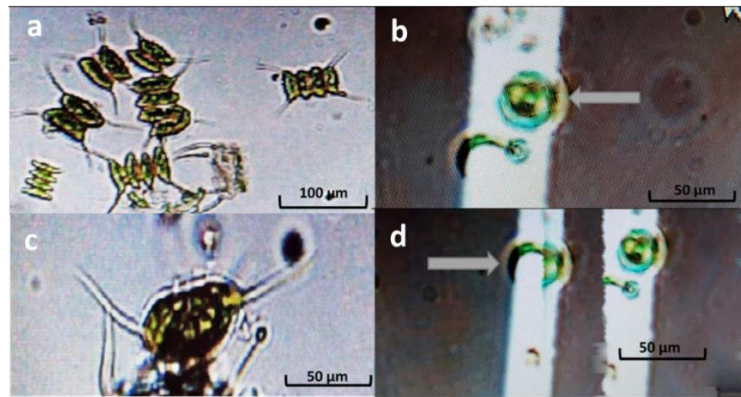
El cultivo fue llevado a cabo en una instalación experimental controlada, a una temperatura de 23°C, pH en el rango de 6,5 y 7; O<sub>2</sub> saturado al 100% para el zooplancton y el microcosmos; y, CO<sub>2</sub> inducido con fermentación mediada por *Saccharomyces cerevisiae* (levadura) para el fitoplancton. Posteriormente se realizó la identificación de microalgas y grupos de zooplancton existentes en cada tratamiento con la ayuda de Guías Taxonómicas y un estereomicroscopio observando las principales características de cada individuo. Además, se realizaron pruebas de alimentación con larvas de tilapia evaluando: Ganancia de peso (GP), Ganancia de Peso Diaria (GPD), Consumo de alimento vivo (C), Supervivencia (%), Ganancia en Longitud (GL) y el Factor de Crecimiento Relativo (FCR). Estos resultados se detallan a continuación.

#### 4.1. IDENTIFICACIÓN DE FITOPLANCTON

**Tabla 4. Tipos de microalgas**

Clasificación taxonómica <sup>a</sup>		Características <sup>a</sup>
1	<b>Phylum:</b> Chlorophyta	Colonias formadas de 2-4-8-16 (32) células planas paralelas a lo largo de la pared celular. Las paredes celulares son lisas y pueden presentar una o dos espinas o dientes curvos. Las células son elipsoidales, ovoides o en forma de crestas.
	<b>Familia:</b> Cenedesmaceae	
	<b>Especie:</b> <i>Scenedesmus sp.</i>	
2	<b>Phylum:</b> Chlorophyta	Las células son esféricas, ovoides o elipsoidales, solitarias o formando colonias de hasta 64 células. Se encuentran ampliamente distribuidas en agua dulce y salada, en el suelo y hábitats subaéreos como planctónicas, edáficas o endosimbióticas
	<b>Familia:</b> Chlorellaceae	
	<b>Especie:</b> <i>Chlorella sp.</i>	
3	<b>Phylum:</b> Charophyta	Sus células son rectas, fusiformes, arqueadas a lunadas, con ápices que se adelgazan progresivamente en grado variable y sin constricción en la parte media de la célula. Crecen principalmente en aguas estancadas o con corriente lenta como epilíticas, planctónicas y epipélicas formando parte de céspedes) lamentosos y natas
	<b>Familia:</b> Closteriaceae	
	<b>Especie:</b> <i>Closterium sp.</i>	
4	<b>Phylum:</b> Bacillariophyta	Dentro del género, las especies tienen una amplia gama de tamaños. <i>Nitzschia</i> puede habitar en las aguas con alto contenido de contaminación orgánica
	<b>Familia:</b> Bacillariacea	
	<b>Especie:</b> <i>Nitzschia sp.</i>	

**Fuentes:** <sup>a</sup> Datos de campo; <sup>b</sup> Guamán y González, (2016)



**Figura 2. Tipos de Microalgas**

**Nota:** a) *Scenedesmus* sp. , b) *Chlorella* sp. , c) *Closterium* sp. , d) *Nitzschia* sp.

Se pudo identificar cuatro tipos de microalgas que se muestran en la **Tabla 3** y **Figura 1**.

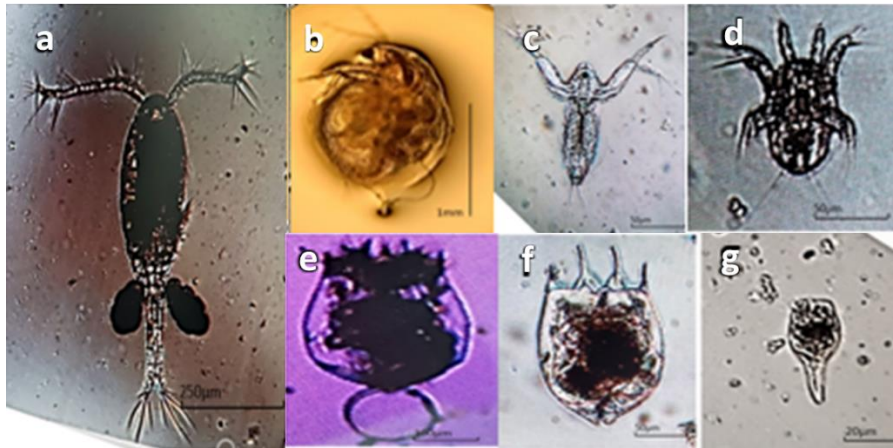
## 4.2. IDENTIFICACIÓN DE ZOOPLANCTON

Se pudo identificar los siguientes grupos de zooplancton, 6 grupos que se muestran en el **Figura 2** y **Tabla 4**.

**Tabla 5. Tipos de Zooplancton.**

Clasificación taxonómica <sup>a</sup>			Características <sup>b</sup>
Gran grupo	Subgrupo	Especies	
<b>Phylum:</b> Artrópoda <b>Suphylum:</b> Crustácea <b>Clase:</b> Maxillopoda	Copépoda	<i>Tigriopus Japonicus</i>	Son planctónicas y de gran importancia en las cadenas tróficas ya que se alimentan de fitoplancton y son la base de alimentación de muchos peces. Son de tamaño pequeño miden entre 1mm y 5mm algunas especies pueden llegar hasta 2cm, su color suele ser transparente aunque abundan de color rojo.
		<i>Daphnia</i> sp.	
	Cladóceros (Brachiura)	<i>Diaphanosoma brachyurum</i>	Su forma ovalada, y es aproximadamente el 2 de ancho. Su cabeza representa un tercio de la longitud total del cuerpo. Un ojo compuesto grande está situado en la parte frontal de la cabeza. El segundo par de antenas es largo. El postabdomen es pequeño, delgado y tiene 3 denticulos gruesos unidos a la garra abdominal.
<b>Phylum</b> Rotífera	Rotíferos	<i>Brachionus rotundiformis</i>	Son organismos muy diversos en formas y se caracterizan por la corona de cilios de la cabeza y su estructura masticatoria.
		<i>Brachionus plicátulis</i>	Su principal característica es que presentan un órgano rotatorio con cilios el cual produce fuertes corrientes de agua para poder capturar el alimento.
		<i>Notholca acuminata</i>	

**Fuente:** <sup>a</sup> Datos de campo; <sup>b</sup> (Guardamino, 2008);(Morales, 2000)



**Figura 3. Grupos de Zooplancton**

**Nota:** Imagen aumentada x400, (a) Maxillopoda; (b) Daphnia; (c) Diaphanosoma; (d) Nauplius de Cyclops (juvenil de cyclops; (e, f, g) Rotíferos; (e), *Brachionus rotundiformis*, (f), *Brachionus plicatilis*; (g) *Notholca acuminata*.

## **4.3. PRODUCCIÓN Y CONTEO**

### **4.3.1. Pruebas de producción de plancton**

Se usaron varias dosis de los fertilizantes a probar en el experimento (10g/l – 0,5g/l – 0,2g/l). Al usar 10g/l (Anexo 5) y 0,5 g/l (Anexo 6) en estas dosis no se obtuvo producción ya que existió un exceso de nutrientes para la cantidad de muestra de agua existente en el envase, por lo que se observó una precipitación del plancton; sin embargo, en la dosis de 0,2g/l (Anexo 7) la producción fue favorable. A partir de esta dosis se realizaron los ensayos experimentales.

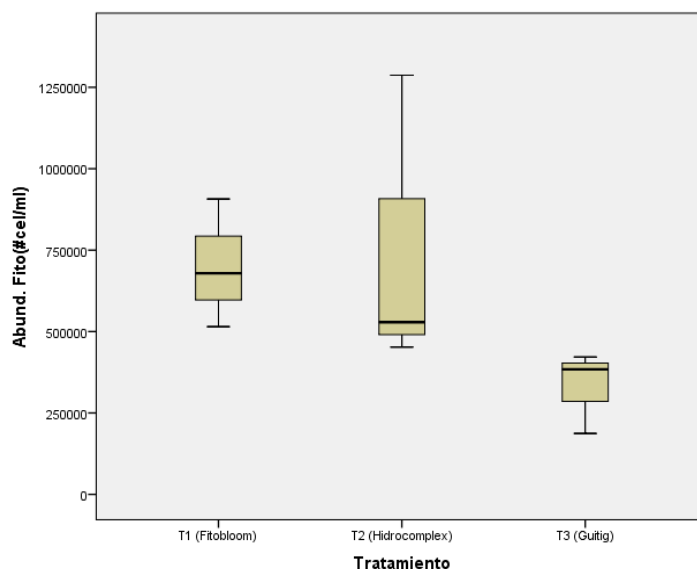
## **4.4. PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO**

En este caso utilizamos 3 fertilizantes como medios de cultivo para la producción de plancton, todos los tratamientos aplicados tuvieron respuesta positiva en la producción de fito y zooplancton, con diferencias según el fertilizante aplicado, así los resultados se exponen en la Tabla 5, 6 y en los Figuras 3,4.

**Tabla 6. Producción inicial y final de Fitoplancton en los ensayos experimentales**

Fitoplancton (cel/ml)	T1 Fitobloom		T2 Complex		T3 Gütig	
	X ± sd	C.V	X ± sd	C.V	X ± sd	C.V
<b>Conteo inicial</b>						
Riqueza	3,67 ± 0,577	16%	4,00 ± 0,00	0%	3,67 ± 0,577	16%
Abundancia	7,00x10 <sup>5</sup> ± 1,97x10 <sup>5</sup>	28%	7,56x10 <sup>5</sup> ± 4,61x10 <sup>5</sup>	61 %	3,31x10 <sup>5</sup> ± 1,26x10 <sup>5</sup>	38%
<i>Scenedesmus</i>	1,78x10 <sup>5</sup> ± 7,52x10 <sup>4</sup>	42%	1,08x10 <sup>5</sup> ± 5,39x10 <sup>4</sup>	50%	1,83x10 <sup>4</sup> ± 1,53x10 <sup>4</sup>	83%
<i>Chlorella</i> sp	5,10x10 <sup>5</sup> ± 1,71x10 <sup>5</sup>	33%	6,32x10 <sup>5</sup> ± 4,02x10 <sup>5</sup>	64%	3,05x10 <sup>5</sup> ± 1,12x10 <sup>5</sup>	37%
<i>Closterium</i> sp.	1,00x10 <sup>4</sup> ± 5,00x10 <sup>3</sup>	50%	1,33x10 <sup>4</sup> ± 7,64x10 <sup>3</sup>	57%	5,00x10 <sup>3</sup> ± 5,00x10 <sup>3</sup>	100%
<i>Nitzschia</i> sp.	2,00x10 <sup>3</sup> ± 2,00x10 <sup>3</sup>	100%	2,67x10 <sup>3</sup> ± 1,15x10 <sup>3</sup>	43%	2,67x10 <sup>3</sup> ± 1,15x10 <sup>3</sup>	43%
<b>Conteo final</b>						
Riqueza	3,00 ± 1,00	33%	2,67 ± 0,5,77	22%	2,67 ± 0,577	22%
Abundancia	4,47x10 <sup>5</sup> ± 1,25x10 <sup>5</sup>	28%	2,95x10 <sup>5</sup> ± 1,97x10 <sup>5</sup>	67%	1,30x10 <sup>5</sup> ± 2,18x10 <sup>4</sup>	17%
<i>Scenedesmus</i>	1,28x10 <sup>5</sup> ± 4,86x 10 <sup>4</sup>	38%	5,33x10 <sup>4</sup> ± 2,75x10 <sup>4</sup>	52%	1,17x10 <sup>4</sup> ± 1,15x10 <sup>4</sup>	99%
<i>Chlorella</i> sp	3,08x10 <sup>5</sup> ± 1,10x10 <sup>5</sup>	36%	2,38x10 <sup>5</sup> ± 1,74x10 <sup>5</sup>	73%	1,15x10 <sup>5</sup> ± 1,50x 10 <sup>4</sup>	13%
<i>Closterium</i> sp.	8,33x10 <sup>3</sup> ± 1,04x10 <sup>4</sup>	125%	1,67x10 <sup>3</sup> ± 2,89x10 <sup>3</sup>	173%	1,67x10 <sup>3</sup> ± 2,89x10 <sup>3</sup>	173%
<i>Nitzschia</i> sp.	1,67x10 <sup>3</sup> ± 2,89x10 <sup>3</sup>	173%	1,67x10 <sup>3</sup> ± 2,89x10 <sup>3</sup>	173%	1,67x10 <sup>3</sup> ± 2,89x10 <sup>3</sup>	173%

En el experimento realizado se obtuvo 4 especies más frecuentes, en su orden fueron *Chlorella* sp, *Scenedesmus* sp, *Closterium* sp y *Nitzschia* sp. Los datos más altos del número de #cel/ml, se presentaron en el T2 y T1. Esto correspondió al inicio del experimento, es decir, al efecto de los medios de cultivo iniciales.



**Figura 4. Abundancia de Fitoplancton**

Durante el tiempo de cultivo, se registraron variaciones diferentes en todos los tratamientos. Como podemos observar en el Figura 3 el tratamiento que más abundancia de fitoplancton obtuvo fue el T2 seguido por el T1 y por último el T3.

# ZOOPLANCTON

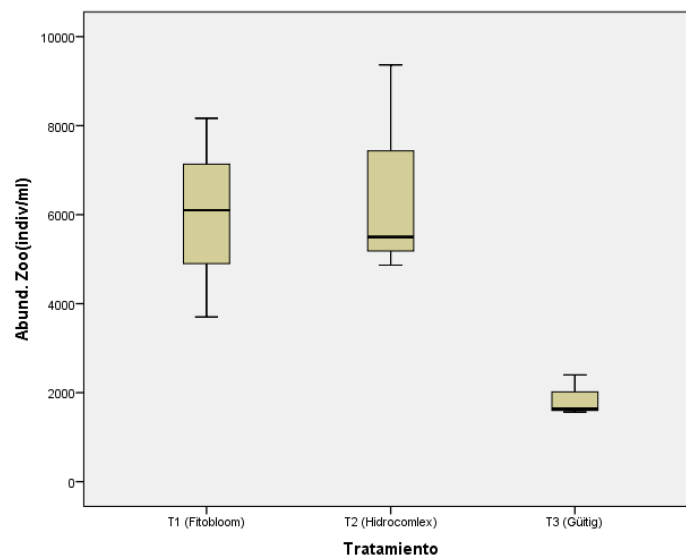
**Tabla 7. Abundancia del Zooplancton**

Zooplancton (indv/ml)	T1 Fitobloom		T2 Hidrocomplex		T3 Gütig	
	X ± sd	C.V	X ± sd	C.V	X ± sd	C.V
<b>Conteo inicial</b>						
Riqueza (# spp)	5,33 ± 0,577	11%	5,67 ± 0,577	10%	5,33 ± 1,15	22%
Abundancia	5990 ± 2240	37%	6580 ± 2440	37%	1870 ± 463	25%
<i>Cyclops sp</i>						
<i>adultos</i>	6,67 ± 3,33	50%	256 ± 117	46%	322 ± 694	22%
<i>Nauplius</i>	1,11 ± 1,92	173%	2,22 ± 1,92	87%	3,33 ± 3,33	100%
<i>Ceriodaphnia sp.</i>	100 ± 6,67	67%	478 ± 570	119%	278 ± 7,70	28%
<i>Diaphanosama sp</i>	956 ± 486	51%	1,82x10 <sup>3</sup> ± 241	13%	667 ± 491	74%
<i>Moina sp.</i>	1,52x10 <sup>3</sup> ± 857	56%	1,97x10 <sup>3</sup> ± 130	6%	378 ± 227	60%
<i>Rotíferos</i> <sup>a</sup>	3330 ± 1040	31%	2030 ± 2770	136%	189 ± 201	106%
<b>Conteo final</b>						
Riqueza (# spp)	4,33 ± 1,53	35%	5,33 ± 0,577	11%	4,67 ± 0,577	12%
Abundancia	1,70x10 <sup>3</sup> ± 601	35%	1,69x10 <sup>3</sup> ± 217	13%	656 ± 126	19%
<i>Cyclops sp</i>						
<i>adultos</i>	1,11 ± 1,92	173%	6,67 ± 5,77	87%	1,00 ± 5,77	58%
<i>nauplius</i>	1,11 ± 1,92	173%	1,11 ± 1,92	173%	-	-
<i>Ceriodaphnia sp.</i>	4,44 ± 5,09	115%	178 ± 222	125%	7,78 ± 5,09	65%
<i>Diaphanosama sp</i>	400 ± 186	46%	644 ± 9,62	15%	233 ± 115	49%
<i>Moina sp.</i>	422 ± 222	53%	467 ± 167	36%	144 ± 139	96%
<i>Rotíferos</i> <sup>a</sup>	811 ± 139	17%	322 ± 278	86%	100 ± 120	120%

**Fuente:** Datos de campo

**Nota:** <sup>a</sup> *Brachionus rotundiformis*; *Brachionus plicatilis*; *Notholca acuminata*.

En el experimento actual se obtuvo 5 grupos de zooplancton, en su orden fueron Rotíferos, Moinas, *Diaphanosama*, *Ceriodaphnia*, *Cyclops* (adultos y nauplius) exponiéndose los resultados en la Tabla 6.



**Figura 5. Abundancia de Zooplancton**

En la Figura 4 se puede notar claramente que el T1 y T2 son los que obtuvieron más abundancia de zooplancton en comparación con el T3 que obtuvo una abundancia más baja.

## PRUEBAS DE ALIMENTACIÓN

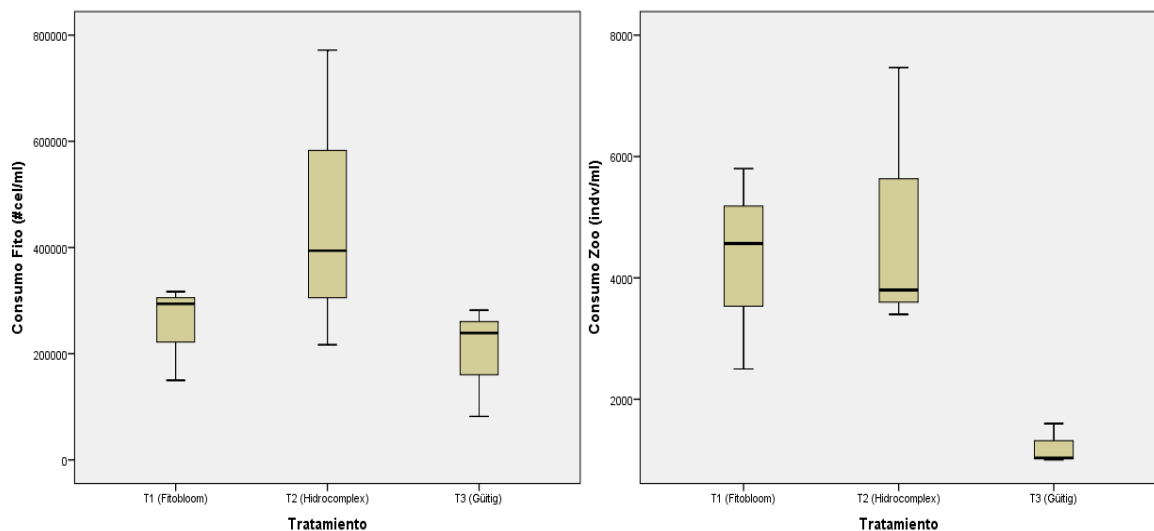
**Tabla 8. Indicadores zootécnicos del crecimiento larvario de *Oreochromis* sp.**

Factor zootécnico	T1 Fitobloom		T2 Hidrocomplex		T3 Gütig	
	X ± sd	C.V	X ± sd	C.V	X ± sd	C.V
CFito (#cel/ml)	$2,54 \times 10^5 \pm 9,05 \times 10^4$	36%	$4,61 \times 10^5 \pm 2,84 \times 10^5$	61%	$2,01 \times 10^5 \pm 1,05 \times 10^5$	52%
CZoo (indv/ml)	$4,29 \times 10^3 \pm 1,67 \times 10^3$	39%	$4,89 \times 10^3 \pm 2,24 \times 10^3$	46%	$1,21 \times 10^3 \pm 3,37 \times 10^2$	28%
Pi (mg)						
Pf (mg)						
GPD (mg/día)	0,9 ± 0,6	74%	1,6 ± 0,7	46%	0,8 ± 0,6	70%
GP (mg)	18,57 ± 12,31	66%	32,67 ± 14,86	38%	19,23 ± 7,60	39%
GL (mm)	2,73 ± 1,03	38%	4,20 ± 1,52	36%	2,40 ± 1,35	56%
Sobreviv. (%)	81,33 ± 10,07	12%	88,00 ± 4,00	5%	84,00 ± 6,93	8%
FCR (mg/mm)	2,70 ± 0,68	25%	3,27 ± 0,78	24%	2,64 ± 0,47	18%

**Nota:**(CFito) = Consumo Fitoplancton; (CZoo) Consumo Zooplancton; (GPD)=Ganancia de Peso Diaria; (GP)= Ganancia de Peso; (GL)=Ganancia en Longitud; Sobrevivencia; (FCR) Factor de Crecimiento Relativo.

El experimento inició con un total de 225 larvas de tilapia, registrando así los primeros pesos para los diferentes tratamientos en estudio. En todas las unidades experimentales se apreciaron pesos de 0,01g a 0,04g, posteriormente se ubicaron 25 larvas en cada unidad experimental. Los datos de peso inicial se tomaron a 5 larvas de cada unidad experimental.

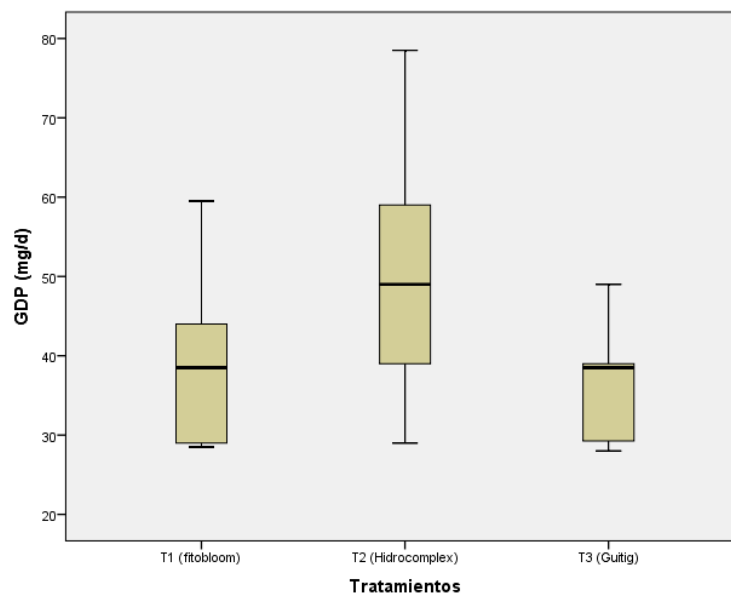
## 4.5. CONSUMO



**Figura 6. Consumo de alimento vivo por larvas de tilapia**

El consumo de alimento vivo a los 20 días en diferentes medios de cultivo con 3 fertilizantes (Fitobloom, Complex y Güitig) varía, en el caso del consumo del fitoplancton no existe una diferencia significativa entre los tratamientos ( $p > 0,05$ ). En cambio, para el consumo de zooplancton podemos observar en el Figura 5 que las larvas consumieron mayormente el alimento vivo del T2 seguido por el T1 y por último el T3, existiendo una diferencia significativa entre los tratamientos ( $p < 0,05$ ) según Análisis de Varianza y Test de Tukey en SPSS®.

#### **4.6. Ganancia diaria de peso (GDP) (mg)**



**Figura 7. Ganancia de peso diario de larvas de tilapia en los tres tratamientos**

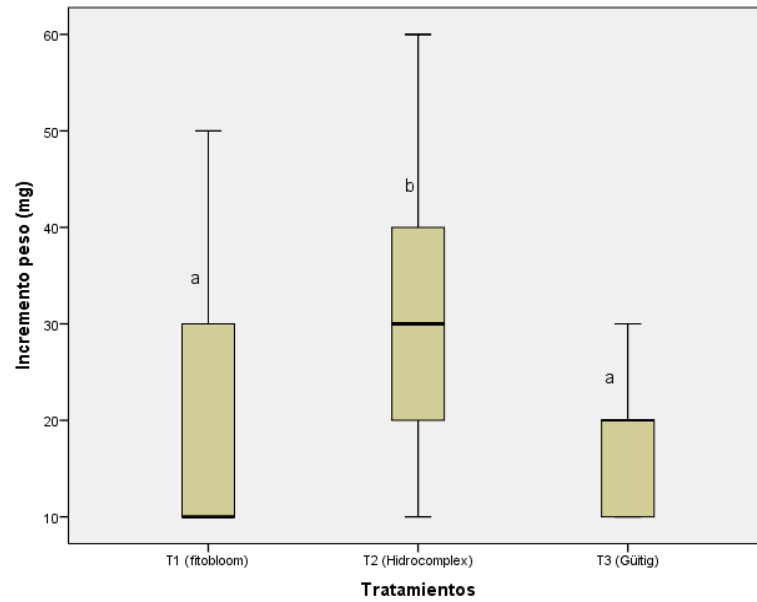
La Figura 6 indica que, para el crecimiento de los alevines de tilapia, el tratamiento con mayor ganancia de peso diaria promedio fue T2 con 1,6 mg/ día, seguido por el T1 con 0,9 mg/día y por último el T3 con 0,8 mg/día.

Para la variable ganancia diaria de peso se determinó que no existen diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) hallando que para los 20 días se obtuvo una ganancia diaria de peso promedio de 1,1mg/día.

#### **4.7. GANANCIA EN PESO (GP) (mg)**

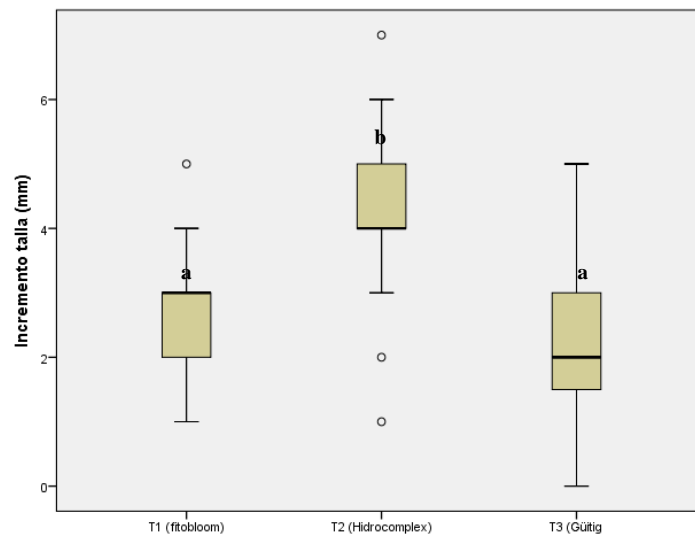


En cuanto a la variable Ganancia de Peso se puede notar en los gráficos de caja y bigote que se obtuvieron diferencias significativas entre los tratamientos T1 y T3 mientras que el T2 las larvas obtuvieron una ganancia de peso mayor.



**Figura 8. Incremento de peso de larvas de tilapia en los tres tratamientos**

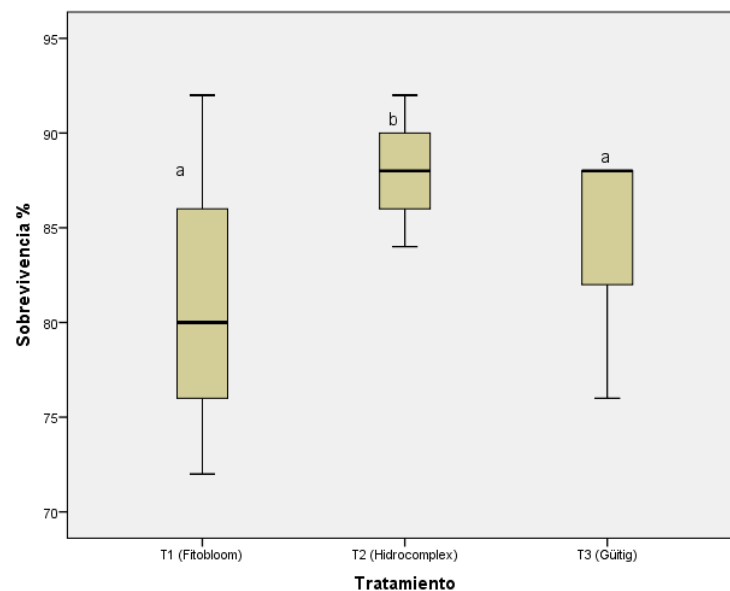
#### 4.8. GANANCIA EN LONGITUD (GL) (mm)



**Figura 9. Ganancia en Longitud de larvas de tilapia en los tres tratamientos**

Al inicio del ensayo se halló que para todas las unidades experimentales hubo una talla promedio de 13 mm; esta variable estuvo entre 09 y 17 mm, apreciando diferencias significativas ( $p>0,05$ ) entre los el T1, T3. El T2 sobresalió sobre los demás tratamientos.

#### 4.9. SOBREVIVENCIA (S) (%)



**Figura 10. Supervivencia de larvas de tilapia en los tres tratamientos**

Como podemos observar en el **Figura 9** el mayor porcentaje de supervivencia fue en el tratamiento 2, mostrándose una diferencia significativa en el T3 y T1.

#### 4.10. FACTOR DE CRECIMIENTO RELATIVO (FCR)

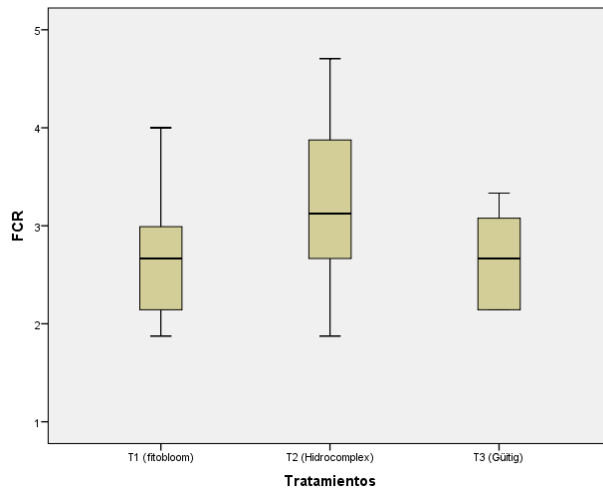


Figura 11. Crecimiento relativo de las larvas de tilapia en los tres tratamientos

El crecimiento relativo de las larvas de tilapia no muestra una diferencia significativa entre los tratamientos ya que las larvas que su crecimiento fue homogéneo.

#### 4.11. DISCUSIÓN

El control de las fases de larvicultura y alevinaje de peces tienen como propósito incrementar las tasas de sobrevivencia y de crecimiento, para lo cual es necesario ofrecer las condiciones ambientales adecuadas y proporcionar una alimentación que garantice una mayor cantidad y mejor calidad de las larvas y alevinos obtenidos, lo cual constituye para la industria piscícola un evento de suma importancia (Prieto, 2003b). Según Shubhadeep, et al., (2016) se han hecho una gran cantidad de estudios para conocer la composición de las especies de alimento vivo más utilizados en acuicultura en diferentes condiciones y con diferentes tipos de nutrientes, revelándose que los contenidos nutricionales de estas especies están en función directa de su alimento. De acuerdo a lo anterior, es importante conocer y manejar las diferentes técnicas de cultivo del alimento vivo para establecer las condiciones más adecuadas, que permitan el obtener un alimento de alto contenido nutricional principalmente ricos en aminoácidos y ácidos grasos esenciales entre otros nutrientes, que favorezcan el desarrollo y supervivencia de las diferentes especies.

Según estudios que realizó Naveda, (2010) probando tres tipos de fertilización (Fitobloom, gallinaza y Testigo) iniciando con tilapias juveniles en estanques para crianza de las mismas, obtuvo que el mejor fertilizante fue el Fitobloom con una dosis de  $0,02\text{kg/m}^2$  cada 15 días, este fertilizante inorgánico sobresalía en la mayoría de variables evaluadas entre

ellas tenemos una ganancia diaria de peso promedio de 2120 mg/día, una ganancia de peso promedio a los 15 y 30 días de 35210 mg y una ganancia de longitud promedio a los 15 y 30 días de 127,3 mm. Uno de los fertilizantes más utilizados por los acuicultores es el Fitobloom, pero en este caso el mejor fertilizante fue el Complex, existiendo a los 20 días promedios en ganancia de peso diaria de  $1,1 \pm 0,6$  mg/día, una ganancia de peso promedio de  $23,49 \pm 11,59$  mg, y una ganancia en longitud promedio de  $3,4 \pm 1,3$  mm. Los valores del estudio realizado por Naveda son mayores ya que inicio su experimento con tilapias juveniles, mientras que en nuestro experimento lo iniciamos con larvas de tilapia.

El fitoplancton es la principal fuente de alimento vivo que conforma las redes tróficas; sin embargo, los patrones reproductivos de las poblaciones naturales son afectados por factores ambientales, biológicos y propios de la pesca y acuicultura; generando incertidumbre en la disponibilidad del recurso mismo o bien alimento vivo y natural para la manufactura en el cultivo de peces (Pettersen et al., 2010). En esta investigación se identificaron cuatro especies de fitoplancton, (ver tabla 5) obteniendo una producción masiva de la microalga *Chlorella sp.*, la cual es común en los ambientes dulceacuícolas ecuatorianos. Esto se refleja en la dominancia de clorofitas, en las todas las unidades experimentales (Guamán y González, 2016).

El objetivo del fitoplancton fue para emplearlo como alimento del zooplancton y así éste se reproduzca para obtener una buena producción para la alimentación de las larvas de tilapia. Una de las posibles razones por la cual existe una diferencia en la abundancia de Fitoplancton es por la cantidad de nutrientes que posee cada fertilizante por lo tanto el T2 (Complex) sobresale sobre los demás tratamientos. Cabe mencionar que cada tratamiento no recibió la misma cantidad de luz, afectando el proceso de fotosíntesis. De igual forma (Shubhadeep, Loveson y Biswajit, 2016) mencionan que uno de los factores que incide en la producción de alimento vivo es la cantidad de luz a la cual esté expuesto el experimento ya que influye directamente en el proceso de fotosíntesis para la producción de fitoplancton el cual servirá como alimento para el zooplancton.

Un estudio realizado, en condiciones comparables, por (Castro et al., 2017) biofloc con melaza obtuvo también a la microalga *Chlorella sp.* con mayor abundancia (530 cel/ml) a lo largo de 12 semanas. Estudios realizados por (Ruiz, 2013) en el cual utilizo 2 fertilizantes orgánicos como tratamientos (humus de lombriz, urea) y un tratamiento blanco, obtuvo una abundancia de fitoplancton mayor en el tratamiento de humus con una

abundancia de 424,027 cel/ml mientras que en nuestro experimento el que mayor abundancia obtuvo fue el Fertilizante inorgánico Complex con una abundancia de  $1,33 \times 10^4 \pm 7,64 \times 10^3$  cel/ml. (ver tabla 5); muy superior a los reportados.

Según Prieto y Atencio, (2008) la producción de zooplancton es una práctica restringida a pocos organismos. Su cultivo se basa en la alimentación con diferentes especies de microalgas y levadura, entre otras. En cuanto a zooplancton se obtuvieron cinco grupos que generaron una producción aceptable para la cría de larvas de tilapia, destacándose la proliferación masiva de rotíferos, sobresaliendo en este grupo *Notholca acuminata*. Entre los rotíferos, el género más cultivado es *Brachionus*; destacándose *Brachionus plicatilis* como la especie más cultivada en el mundo, seguida por *B. callyciflorus*, *B. rubens*, *B. urceolaris* y *B. falcatus*. Entre los cladóceros, principalmente los géneros *Daphnia* y *Moina*, son de gran importancia en la piscicultura (Prieto, Atencio, 2008). Se obtuvo una mayor abundancia en el T2 de  $2030 \pm 2770$  indiv/ml. (ver tabla 6). Estudios realizados por (Castro *et al.*, 2017) utilizando melaza más pulido de arroz obtuvo una mayor producción de rotíferos 372 indiv/ml., podemos contrastar el estudio que realizamos con el mencionado anteriormente ya que el biofloc actúa como una trampa de nutrientes favoreciendo al desarrollo de microorganismos presentes en el agua.

Al momento del ingreso al experimento, las larvas de tilapia mostraron una longitud de un rango de 9mm a 14mm; en una temperatura del agua de 21 a 23 °C ligeramente por debajo del rango reportado como adecuado para el cultivo de tilapia según Prieto, (2003b); mientras el pH de 6,0 a 7,0; considerados óptimos según Rivera, (2014) y Mantilla *et al.*, (2016).

Las larvas de tilapia mostraron un rápido crecimiento, debido probablemente a su hábito alimenticio carnívoro (Ramírez *et al.*, 2010). El inicio de la alimentación exógena en larvas de tilapia, determinada en este estudio, demostró una tendencia de alta voracidad de alimentación. El zooplancton es el alimento natural para la mayoría de los peces en sus primeras etapas de vida con grandes ventajas como alimento vivo (Prieto, 2003a).

Según Atencio, (2001) la depredación es la principal causa de mortalidad en larvas de peces, donde la disponibilidad de alimentos en un ecosistema acuático es considerado uno de los factores más importantes en la tasa de sobrevivencia de larvas de peces. De hecho, el principio del canibalismo es que no requieren una diferencia de tamaño y generalmente es proporcional a la probabilidad de encuentro con los hermanos, y por lo tanto a la densidad

de peces. En este caso obtuvimos un porcentaje mayor (88%) de sobrevivencia en el T2 (ver figura 9).

Bajo las condiciones del ensayo, los 2 tratamientos que mostraron respuestas aceptables fueron el T1 y T2. Al comparar estos resultados con otras especies, se encontró que la ganancia diaria fue menor a la reportada en larvas alimentadas con una fuente de alimento de mesocosmos compuesto de cladóceros y copépodos (3120 mg) (Prieto, Sierra y Logato, 2006).

Esta información constituye un aporte hacia la consecución de mecanismos o estrategias que garanticen una mayor eficiencia en la primera alimentación de larvas de tilapia, conjugado con altas tasas de sobrevivencia, de acuerdo a las estrategias y características morfológicas y de crecimiento determinadas en el presente estudio, siendo una alternativa la utilización la generación de un microcosmo de alimento vivo durante la fase de larvicultura de esta especie.

## CAPÍTULO V

### 5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- En las aguas del Centro de Investigación y Conservación Amazónica (CIPCA) se identificaron cuatro tipos de microalgas (*Chlorella* sp, *Scenedesmus* sp, *Closterium* sp y *Nitzschia* sp.) y 5 grupos de zooplancton (Rotíferos, Moinas, *Diaphanosama*, *Ceriodaphnia*, *Cyclops* adultos y *nauplius*)
- Se concluyó que los fertilizantes locales usados como medios de cultivo para la producción de plancton obtuvieron resultados positivos, el fertilizante inorgánico (Complex) resulto como el mejor en este experimento.
- El microcosmos de alimento vivo tuvo resultados positivos en todos los tratamientos, con una dosis de 0,2 g/lit de los dos fertilizantes (Fitobloom, Complex) y un litro del tercero (Gütig), a lo que se debe recalcar que el fertilizante inorgánico (Complex) obtuvo los promedios más altos en los indicadores productivos evaluados al término del experimento.

## RECOMENDACIONES

- La utilización del fertilizante Complex con una baja concentración para la producción de alimento vivo como fuente nutritiva para larvas de tilapia (*Oreochromis sp*), específicamente para condiciones intensivas de laboratorio.
- El uso de microcosmos, como un sistema complejo de alimento vivo nutritivo a suministrar en la fase larvaria de tilapia (*Oreochromis sp.*)
- La realización de ensayos experimentales de campo con cálculos de ajuste de dosis a suministrar para la producción de alimento vivo en grandes extensiones de cultivo, bajo diferentes sustratos e infraestructura.



## CAPÍTULO VI

### 6. BIBLIOGRAFÍA

- Atencio, V. (2001) «Producción de alevinos de especies nativas.», MVZ Córdoba, 6(1), pp. 9-14.
- Cadima, M. M. y Bicudo, C. E. (2014) Guía ilustrada de algas de Bolivia: división Euglenophyta. 2da ed. Cochabamba, Bolivia: Editorial Kipus.
- Castro, G. et al. (2017) «Fitoplancton y zooplancton en Biofloc Presencia y abundancia de fitoplancton y zooplancton en un sistema de producción de Biofloc utilizando dos aportes de carbono : 1 ) Melaza y 2 ) Melaza + pulido de arroz cultivando al pez *Oreochromis niloticus* .», Revista Digital del Departamento El Hombre y su Ambiente, 1(October), pp. 33-42.
- Figuerola, L. y Uribe, A. (2017) «Un Menú Diverso Y Nutritivo En La Dieta De Peces: “El Alimento Vivo”», a Diverse and Nutritional Menu in Fish Diets: «Live Feed», 10(9), pp. 112-116. Disponible en:  
<http://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&db=fap&AN=126130471&site=ehost-live>.
- Google (2019) «Google Earth Pro», Google Earth Pro. Disponible en:  
[https://earth.google.com/web/@-1.48258489,-78.00993675,936.53310487a,13888.93277342d,35y,0h,0t,0r/data=CkkaRxI\\_CiUweDkxZDNIMG EwY2VjODNkMTM6MHgxMDZkZTM4NDg5MTM2ZDc2GWgQ1UrX4ve\\_IX5bZsf8f1PAKgR QdXlvGAEgASgC](https://earth.google.com/web/@-1.48258489,-78.00993675,936.53310487a,13888.93277342d,35y,0h,0t,0r/data=CkkaRxI_CiUweDkxZDNIMG EwY2VjODNkMTM6MHgxMDZkZTM4NDg5MTM2ZDc2GWgQ1UrX4ve_IX5bZsf8f1PAKgR QdXlvGAEgASgC).
- Guamán, M. y González, N. (2016) Catálogo de Microalgas y Cianobacterias de Agua Dulce del Ecuador, Corporación para la Investigación Energética. Quito, Ecuador.
- Guardamino, L. E. R. (2008) «Caracterización morfométrica y aspectos filogenéticos de cepas de rotíferos del grupo *Brachionus plicatilis* ( Rotifera : Brachionidae ) utilizados en la acuicultura peruana A mis padres »:
- López, J. A. E., García, N. y Gutiérrez, L. R. J. (2009) «Crecimiento de la diatomea *Thalassiosira pseudonana* en cultivos estáticos con iluminación continua y fotoperiodo a diferentes salinidades», Biotecnia, 11(1), pp. 11-18. doi: 10.18633/bt.v11i1.48.
- Mantilla, C. et al. (2016) «Desempeño del crecimiento y sobrevivencia de larvas de *Oreochromis* sp. utilizando un probiótico en el alimento.», Revista Colombiana de Biotecnología, 18(1), pp. 90-94. doi: <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v18n1.57717>.
- Martínez, A. C., Aguirre, M. y Blas, V. (2012) Especies de zooplancton dulce acuícola de Cozumel. Mexico.

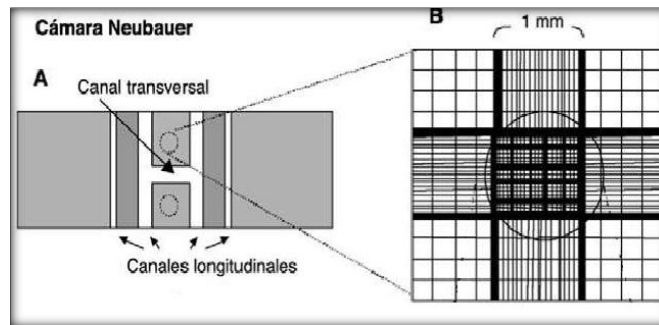
- Martinez, C., Chavez, C. y Olvera, M. (1989) «La nutrición y alimentación en la acuicultura de América latina una diagnosis», FAO, 17. Disponible en:  
<http://www.fao.org/docrep/field/003/ab459s/AB459S00.htm#TOC>.
- Morales, E. S. (2000) «COPÉPODOS , SERES UBICUOS Y POCO CONOCIDOS», CONABIO.Biodiversitas, 29, pp. 7-11.
- Moreno, R. (2004) «Recuento en cámara de Neubauer», Finnova, pp. 3-4. Disponible en:  
<http://webs.ucm.es/info/inmuno/arearest/pro/protocol/recuento.pdf>.
- Naveda, A. D. T. (2010) «Evaluación de Diferentes tipos de Fertilización de Estanques para Crianza de Tilapia», ESPOCH.
- Prieto, G. M. (2003a) «Alimento vivo y su importancia en acuicultura.», Departamento de Ciencias Acuicolas. Disponible en: [mjprieto@sinu.unicordoba.edu.co](mailto:mjprieto@sinu.unicordoba.edu.co).
- Prieto, G. M. (2003b) «Manejo de larvicultura de peces tropicales», Departamento de Ciencias Acuicolas.
- Prieto, G. M., Mogollon, A. L. y Castro, L. A. S. . (2005) «EFECTO DEL MEDIO Y CONDICIONES DE CULTIVO EN LA PRODUCTIVIDAD DE TRES DIATOMEAS MARINAS CON POTENCIAL ACUÍCOLA», Revista MVZ Córdoba, 10(1), pp. 544-554. doi: 10.21897/RMVZ.476.
- Prieto, G. M., Sierra, J. y Logato, P. (2006) «Alimento Vivo en la Larvicultura de Peces Marinos: Copépodos y Mesocosmos.», MVZ Córdoba, 11(Su1, enero-junio), pp. 30-36.
- Prieto, M. y Atencio, V. (2008) «Zooplankton en la larvicultura de peces neotropicales», Revista MVZ Córdoba, 13(2), p. 1415.
- Prieto, M. G., Hernandez, J., Gomez, C., Pardo, S., Atencio, V. y Rosa, P. (2013) «Effect of three types of live preys on larviculture of the trans-andean shovelnose catfish (*Sorubim cuspicaudus*).», Rev.MVZ Córdoba, 18(3), pp. 3790-3798.
- Prieto, M. G. (2013) Plancton Regional y su Potencial en Acuicultura. 2013.<sup>a</sup> ed, Centro de Investigaciones Universidad de Córdoba. 2013.<sup>a</sup> ed. Montería - Colombia: Fondo Editorial Universidad de Córdoba. Disponible en:  
[https://issuu.com/temas\\_clave\\_acuicultura/docs/plancton\\_regional\\_y\\_su\\_potencial\\_en\\_acuicultura](https://issuu.com/temas_clave_acuicultura/docs/plancton_regional_y_su_potencial_en_acuicultura).
- Ramírez, J., Otero, A., Corredor, W., Medina, V., Cruz, P. y Velasco, Y. (2010) «Utilización de organismos vivos como primera alimentación de larvas de yaque (*Leiarius marmoratus*) bajo condiciones de laboratorio Utilization of living organisms as a first feeding of yaque (*Leiarius marmoratus*) larvae under laboratory conditions», Grupo de Investigación sobre Reproducción y Toxicología de Organismos Acuáticos, 1, pp. 45-58.



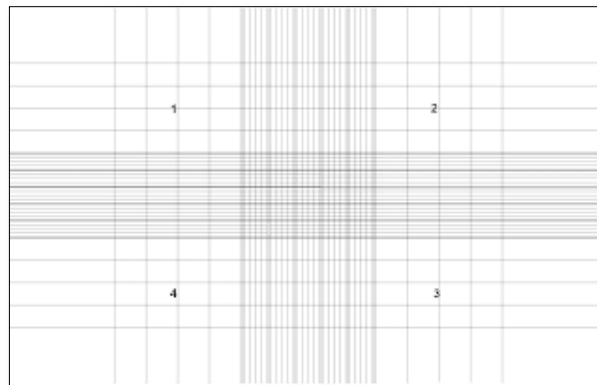
# CAPÍTULO VII

## 7. ANEXOS

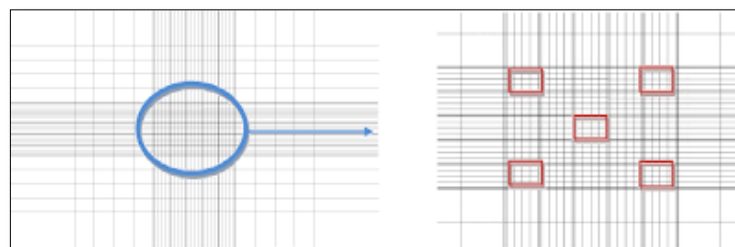
### Anexo 1: Cámara de Neubauer



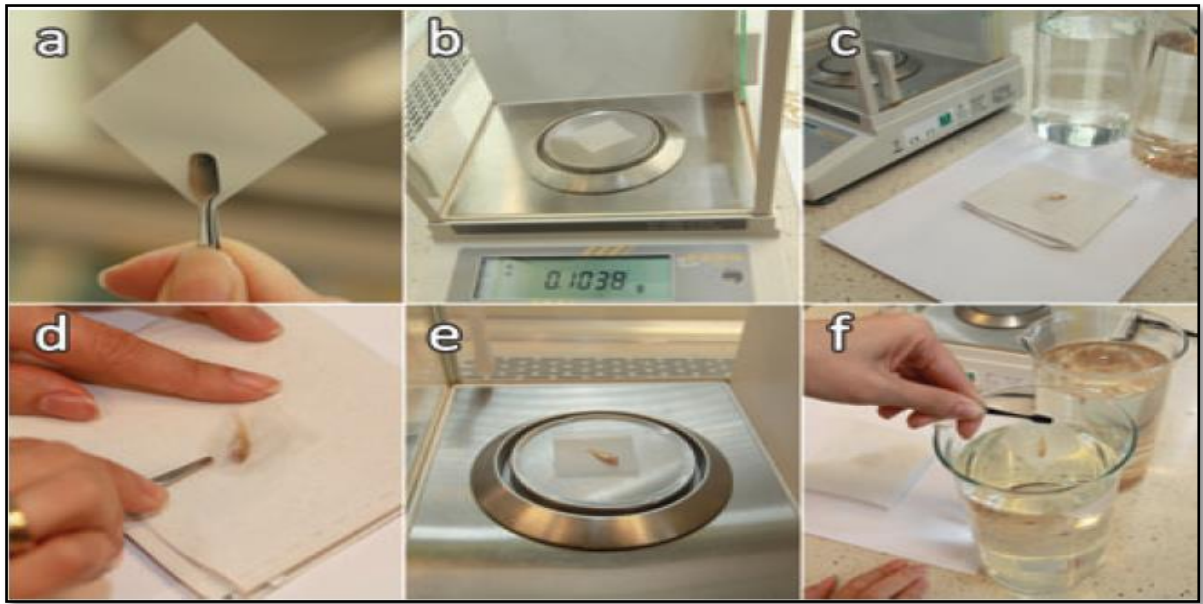
### Anexo 2 : Cuadrantes de la cámara de Neubauer



### Anexo 3: Parte central de la cámara de Neubauer



### Anexo 4: Descripción fotográfica del procedimiento de pesaje de larvas.



**Anexo 5:** Respuesta del experimento con una dosis de 10g/l



**Anexo 6:** Respuesta del experimento con una dosis de 0,5g/l



**Anexo 7:** Respuesta del experimento con una dosis de 0,2g/l



## Anexo 8: ANOVA. Ganancia de peso (GP)

### Pruebas de efectos inter-sujetos

Variable dependiente: Incremento peso (mg)

Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Cuadrático promedio	F	Sig.
Modelo corregido	2900,476 <sup>a</sup>	8	362,560	2,551	,028
Interceptación	22831,282	1	22831,282	160,647	,000
Tratamientos	1856,393	2	928,197	6,531	,004
Repetición	715,810	2	357,905	2,518	,096
Tratamientos * Repetición	314,844	4	78,711	,554	,698
Error	4690,000	33	142,121		
Total	31400,000	42			
Total corregido	7590,476	41			

a. R al cuadrado = ,382 (R al cuadrado ajustada = ,232)

### Incremento peso (mg)

	Tratamientos	N	Subconjunto	
			1	2
HSD Tukey <sup>a,b,c</sup>	T1 (fitobloom)	14	18,571	
	T3 (Guitig)	13	19,231	
	T2 (Hidrocomplex)	15		32,667
	Sig.		,988	1,000
Waller-Duncan <sup>a,b,d</sup>	T1 (fitobloom)	14	18,571	
	T3 (Guitig)	13	19,231	
	T2 (Hidrocomplex)	15		32,667

## Anexo 9: ANOVA. Ganancia de Longitud (GL)

### Pruebas de efectos inter-sujetos

Variable dependiente: Incremento talla (mm)

Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Cuadrático promedio	F	Sig.
Modelo corregido	34,844 <sup>a</sup>	8	4,356	2,390	,035
Interceptación	435,556	1	435,556	239,024	,000
Tratamientos	27,511	2	13,756	7,549	,002
Repetición	,578	2	,289	,159	,854
Tratamientos * Repetición	6,756	4	1,689	,927	,459
Error	65,600	36	1,822		
Total	536,000	45			
Total corregido	100,444	44			

a. R al cuadrado = ,347 (R al cuadrado ajustada = ,202)

### Incremento talla (mm)

	Tratamientos	N	Subconjunto	
			1	2
HSD Tukey <sup>a,b</sup>	T3 (Guitig)	15	2,400	
	T1 (fitobloom)	15	2,733	
	T2 (Hidrocomplex)	15		4,200
	Sig.		,779	1,000
Waller-Duncan <sup>a,c</sup>	T3 (Guitig)	15	2,400	
	T1 (fitobloom)	15	2,733	
	T2 (Hidrocomplex)	15		4,200



**Anexo 10:** Recolección de muestras de fito y zooplancton



**Anexo 11.** Medición de las dosis de los fertilizantes (Fitobloom y Complex)



**Anexo 12.** Producción de fito y zooplancton



### Anexo 13. Tratamientos y Replicas del experimento



### Anexo 11. Pesaje y medición inicial de larvas en el laboratorio

