



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

**Caracterización de los nutrientes de interés
hidropónico contenidos en la fracción particulada
residual de cultivo de tilapia (*Oreochromis spp.*)**

TESIS

Que para obtener el grado de

Maestro en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales
(Orientación en Acuicultura)

Presenta

YENITZE ELIZABETH FIMBRES ACEDO

La Paz, Baja California Sur, Marzo del 2015

ACTA DE LIBERACION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 14:00 horas del día 23 del Mes de Febrero del 2015, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

"Caracterización de los nutrientes de interés *hidropónico* contenidos en la fracción particulada residual de cultivo de tilapia (*Oreochromis spp*)"


Presentada por el alumno:

YENITZE ELIZABETH FIMBRES ACEDO

Aspirante al Grado de MAESTRO EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACION DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACION EN ACUICULTURA

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA


DR. FRANCISCO JAVIER MAGALLON BARAJAS
DIRECTOR DE TESIS


DRA. MARIA ESTHER PUENTE
CO-TUTOR


DR. RAMÓN CASILLAS HERNANDEZ
CO-TUTOR


DRA. ELISA SERVIERE ZARAGOZA,
DIRECTORA DE ESTUDIOS DE POSGRADO

Director de Tesis

Dr. Francisco Javier Magallón Barajas

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.

Co-tutor

Dra. María Esther Puente

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.

Co-tutor

Dr. Ramón Casillas Hernández

Instituto Tecnológico de Sonora.

COMITÉ REVISOR DE TESIS

Dr. Francisco Javier Magallón Barajas

Dra. María Esther Puente

Dr. Ramón Casillas Hernández

JURADO EXÁMEN DE GRADO

Dr. Francisco Javier Magallón Barajas

Dra. María Esther Puente

Dr. Ramón Casillas Hernández

Suplente

Dra. Rosalía Servín Villegas

Resumen

Caracterización de los nutrientes de interés *hidropónico* contenidos en la fracción particulada residual de cultivo de tilapia (*Oreochromis spp.*)

La fracción residual particulada al ser desechada al medio ambiente genera una serie de problemas ambientales, las nuevas normas y el futuro de una acuicultura sostenible está en evitar generar daños ambientales a la vez que se mantienen altas producciones, con alta calidad del agua. Existen diversos métodos para separar estos residuales y en sistemas de recirculación incluso le dan tratamiento. Pero los sistemas que se utilizan son tecnologías de alto precio, no disponibles para los pequeños y medianos productores. El objetivo principal de este trabajo fue el de caracterizar los nutrientes contenidos en la fracción particulada, esta fracción es la que contienen mayor proporción de fósforo del 30-80 %, nutriente indispensable para las plantas y macronutriente en los fertilizantes. Para lograr el objetivo se desarrolló un sistema con tres fases: biofloculación, mineralización de la materia orgánica residual a través de mineralizadores de aireación y mineralizadores quimioautótrofos. El sistema de biofloculación consistió en tres tanques de 3000 L con densidades 30 organismos por m³, alimentados con tres niveles de proteína 40, 35 y 30 % con un alimento comercial, divididos en tres grupos de tallas 20-50 g, 51-100 g, 101-200 g, con organismos ferales *Oreochromis spp.*, recolectados de las pocitas. En los tanques se llevó a cabo biofloculación con aireación en micro burbuja con una relación C/N 13:1, la fuente de carbono orgánico fue azúcar blanca comercial. La materia orgánica producida de cada tanque fue cosechada cada tercer día, mineralizada con un mineralizador con aireación por micro burbuja (100 L) uno por tanque, donde se acumuló un tercio de cada cosecha, y una serie de 24 mineralizadores quimioautótrofos (50 L) con y sin inoculación de bacterias del genero *Bacillus*. Los parámetros se tomaron todos los días (pH <7, 22-25.9 °C, 5.7-7.9 mgL⁻¹ la conductividad, salinidad y TSS alcanzaron valores mayores en T30), se tomaron muestras de biofloc para el análisis de partículas encontrando mayor proporción de partículas >20-150 µm y >150-500 µm. Los niveles de liberación de los nutrientes se dio en las tres fases del sistema en los tanques de peces (T40 de 10.68, T35 25.4 y T30 30.9

mgL⁻¹ de P-PO₄ y T40 de 97, T35 156.1 y T30 175.3 mgL⁻¹ de N-NO₃) en los mineralizadores con aireación (T40 de 22.84, T35 16.7 y T30 28 mgL⁻¹ de P-PO₄ y T40 de 58.73, T35 67.1 y T30 106 mgL⁻¹ de N-NO₃), los mineralizadores quimioautótrofos (T1 35.25, T2 6.62, T3 42.6 y T4 8.87 mgL⁻¹ de P-PO₄ y T1 9.7, T2 5.1, T3 4.4 y T4 5.1 mgL⁻¹ de N-NO₃) alcanzaron niveles comparables con la solución de Steiner y Hoagland. La implementación de biofloc permitió tener ganancias en el crecimiento de los peces con factores de conversión que disminuyeron con el nivel de proteína en la dieta. Los análisis de micro y macro nutrientes nos permitieron generar una metodología de complementación para las soluciones generadas en el sistema. La recuperación de nutrientes de la fracción particulada permite eliminar las descargas al medio ambiente y generar soluciones con niveles en nutrientes comparables a las soluciones comerciales.

Palabras clave: Biofloculación, bionitrificación, biomineralización, fracción particulada, soluciones residuales.

Abstract

Nutrient characterization of hydroponic interest in the residual particulate fraction of the tilapia (*Oreochromis spp*) farming.

The residual particulate fraction thrown to the environment generates a series of ecological problems, the new rules and the future of a sustainable aquaculture consist primarily in preventing environment damage while maintaining high production with high quality water. To separate these residuals, there are several methods and in recirculating systems, treatment is necessary. But this systems use high cost technologies that are not available to medium and small producers. The main objective of this study was to characterize the particulate fraction nutrients; this fraction contains the higher proportion of phosphor (30-80 %), an essential nutrient for plants and a macronutrient in fertilizers. To achieve this goal, a system with three phases was developed: bioflocculation (1), mineralization of residual organic matter by chemoautotroph (2) and aeration (3) mineralizers. The bioflocculation system consisted of three 3000 L tanks with densities of 30 organisms per m³, fed with commercial diets with three different protein levels (40, 35 and 30 %), divided into three size groups (20-50 g, 51-100 g , 101-200 g), with *Oreochromis spp.*, feral organisms., collected from ponds. Bioflocculation was carried out in tanks with microbubbles aeration, with a C/N 13:1 ratios, the organic carbon source was commercial white sugar. The organic matter produced in each tank was harvested every third day and mineralized in a 100 L aeration mineralizer with microbubbles, one in each tank, where a third of each harvest was accumulated in a series of 24 50 L chemoautotroph mineralizers with and without *Bacillus* bacterial inoculation. Parameters were taken daily (pH <7, 22-25.9 ° C, 5.7-7.9 mg·L⁻¹; conductivity, salinity and TSS reached higher values in T30), biofloc samples were taken for particle analysis finding a greater particle proportion (>20-150 µm and > 150-500 µm). The nutrient release levels occurred in all three phases of the system: in the fish tanks (P-PO₄ in T40 was 10.68, 25.4 in T35, and 30.9 mg·L⁻¹ in T30; NO₃ in T40 was 97, 156.1 in T35 and 175.3 mg·L⁻¹ in T30), in the aeration mineralizers (P-PO₄ in T40 was 22.84, 16.7 in T35 and 28 mg·L⁻¹ in T30; NO₃ in T40 was 58.73, 67.1 in

T35 and 106 mg·L⁻¹ in T30), in chemoautotroph mineralizers (P-PO₄ in T1 was 35.25, 6.62 in T2, 42.6 in T3 and 8.87 mg·L⁻¹ in T4; NO₃ in T1 was 9.7, 5.1 in T2, 4.4 in T3 and 5.1 mg·L⁻¹ in T4). They all reached comparable levels to the solution of Steiner and Hoagland. The implementation of biofloc allowed to profit in the growth of fish with Lower Food Conversion Rates at high protein levels in feeds. The analysis of micro and macro nutrients allowed us to generate a complementary methodology for the generated solutions in the system. The recovery of nutrients from the particulate fraction can eliminate residual discharges to the environment and can generate a solutions with comparable levels of commercial nutrient products.

Keywords: bioflocculation, bionitrification, biomineralization, particulate fraction, residual solutions.

Dedicatoria

A la persona que motivo esta decisión:

Karla Villamil Vallejo

Porque la vida hace tres años decidió que nuestros caminos continuarán de manera diferente, porque no fue un adiós, sino un para siempre.

Porque fuiste el motor en aquellos días decisivos que nos condujeron a este presente.

Por eso esté esfuerzo y dedicación van para ti.

A mi familia:

Que a pesar de la distancia festejo mis logros, apoyo las decisiones difíciles, me alentó en los días grises y compartió conmigo este bello caminar

Con todo mi corazón para ustedes, mis amados.

Milton Fimbres Coffey

Elizabeth Acedo Carrillo

Halina Zelene Fimbres Acedo

Agradecimientos

A los promotores de mis estudios de Maestría: Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C., (CIBNOR), como Institución receptora de los estudios de Posgrado, por las instalaciones y el apoyo para que este trabajo se llevará a cabo, al CONACYT por la beca otorgada No. 278223 que permitió continuar con mi preparación a nivel Maestría.

Mi profundo agradecimiento a todas las personas que hicieron posible que esta tesis se llevará a cabo:

A mi mentor, maestro y amigo Dr. Francisco Javier Magallón Barajas por sus valiosas enseñanzas, consejos y por la oportunidad para colaborar como estudiante dentro de su proyecto.

A la Dra. Esther Puente por los consejos, ayuda y aportes importantes para esta tesis.

Al Dr. Ramón Casillas Hernández por las enseñanzas y las sugerencias oportunas durante el desarrollo de este trabajo.

A la Dra. Rosalía Servín Villegas por los consejos y la ayuda con el material y la metodología para la implementación de las soluciones hidropónicas.

A la MC Sandra De La Paz Reyes por la ayuda incondicional, por resolver cada uno de los problemas de este trabajo, por su dedicación, apoyo y amistad.

Al MC José Gilberto Colado Durán por la ayuda con el diseño, el armado y la implementación del sistema de aireación.

A los miembros del Laboratorio de Análisis Químicos del Agua: Dr. Iban Murillo Murillo, MC Celina Beltrán Camacho y MC Alondra Martínez por las asesorías, la lectura de muestras, los consejos y sobre todo el interés para que este trabajo se desarrollará.

A los miembros del Laboratorio de Análisis Microbiológico: MC Norma Angelica Ochoa Álvarez, Dra. Paola Magallón Servin, Dra. Melisa López Vela, MC Emerson Carlo Zuñiga Mayoral, por las asesorías, la capacitación y los consejos para la formulación de los tratamientos bacterianos.

A los miembros del Laboratorio de Edafología MC Manuel Salvador Trasviña Castro y MC Miriam Lizzeth Hernández De Haro por la capacitación para el conteo de partículas.

A los miembros del Laboratorio de Espectrofotometría de absorción atómica: MC Baudilio Acosta Vargas y MC Griselda Francisca Peña Armenta por la capacitación y asesorías para las mediciones de nutrientes.

A los miembros del Laboratorio de Análisis Químico proximal: MC Dolores Rondero Astorga y Sindy Areli Juan Antúnez, por la lectura de las muestras de biofloc y alimentos, por la ayuda incondicional brindada.

A los miembros de la colección Ictiológica por la identificación de los organismos: Dr. Eduardo Francisco Balart Páez, MC Lucia Campos Dávila y Dra. Carolina Galván.

A los miembros del taller de maquinados Alfonso Álvarez Casillas, Jorge Cobos Anaya, Guillermo García Cortés y Carlos Soto Carrasco por el diseño y fabricación del prototipo de sedimentación-adhesión.

A la Dra. Libia Iris Téllez del Colegio de Posgraduados por su valiosa ayuda en la lectura de las muestras de macro y micro elementos.

A Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola, al Dr. Rafael Campos Ramos y al Dr. Roberto Civera Cerecedo, por el préstamo de las instalaciones donde se llevó a cabo este proyecto.

A la MC Roxana Bertha Inhohuye Rivera por las pruebas parasitológicas.

Al MC Milton Spanopulus y MC Javier Magallón Servín por la ayuda en la captura y recolección de los organismos.

Al Dr. Pablo Monsalvo Spencer y Dr. Stig Yamasaki Granados por las asesorías para la alimentación de los alevines.

Al Dr. Rodolfo Garza Torres por ser el apoyo incondicional en las horas de trabajo exhaustivo, por las ideas y aportes para este trabajo.

Gracias a mis compañeros de Laboratorio por la ayuda incondicional que recibí durante las largas jornadas de trabajo: MC Pedro Cuauhtémoc González Espinoza, MC Eliza Martínez Antonio, MC Pilar del Rosario Rivas, MC Juan Ángel Larrinaga Arce, MC Juan Carlos Ruvalcaba, MC Asahel Benitez Hernández, MC Erika Yazmín Sánchez Gutiérrez, MC Enrique Güemez, BM Julio Ayala Aguilar, BM Rodrigo Ceseña, MVZ Ricardo Cazares Salazar, MVZ Salvador Reyes, B. Guillermo Portillo, B. Mónica Cabrera Stevens.

A la Familia De La Paz Reyes por su apoyo incondicional en los momentos difíciles.

A la Familia González Espinosa y a la Familia Vargas González por haber compartido las vivencias y los pormenores de esta tesis.

Agradezco infinitamente a todas las personas que colaboraron con este proyecto de Tesis.

Gracias a cada uno por aportar de distinta manera para que esta tesis estuviera lista.

Contenido

Resumen.....	iii
Abstract.....	v
Dedicatoria.....	vii
Agradecimientos.....	viii
Contenido.....	x
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 ACUÍCULTURA Y DIVERSAS TÉCNICAS DE CULTIVO.....	1
1.2 EL CULTIVO DE TILAPIA: CLASIFICACIÓN Y CARACTERÍSTICAS.....	3
<i>Oreochromis spp</i>	4
1.3 LOS SISTEMAS DE RECIRCULACIÓN.....	4
1.4 SISTEMAS INTEGRADOS: ACUAPONÍA Y SISTEMA AGROACUÍCOLA.....	5
1.5 BIOFLOC Y SU USO EN SISTEMAS INTEGRADOS.....	7
1.6 DESECHOS PARTICULADOS Y BIOFERTILIZANTES.....	8
1.7 LA RECUPERACIÓN DE NUTRIENTES RESIDUALES EN LOS SISTEMAS ACUÍCOLAS.....	9
2. ANTECEDENTES.....	10
2.1 CULTIVO DE TILAPIA.....	10
2.2 LA TILAPIA EN BCS.....	10
2.3 SISTEMAS DE CULTIVO INTEGRADO.....	10
2.4 BIOMINERALIZACIÓN DE NUTRIENTES.....	11
2.5 BIOFLOC.....	12
3.1 PREGUNTA.....	14
3.2 HIPOTESIS.....	14
4. OBJETIVOS.....	14
4.1 Objetivo general.....	14
4.2 Objetivos particulares.....	14
5. JUSTIFICACIÓN.....	15
5.1 Importancia Científica.....	15
5.2 Importancia Tecnológica.....	15
5.3 Importancia para el desarrollo.....	15
6. MATERIAL Y MÉTODOS.....	16

6.1 UNIDADES EXPERIMENTALES	16
6.1.1 COMPONENTES FÍSICOS DEL SISTEMA.....	16
Tanques de Peces	16
Mineralizadores cilindro-cónicos.....	16
Mineralizadores quimioautótrofos	17
Sitio de colecta de las tilapias “Las pocitas” en Baja California Sur (BCS).....	18
Crecimiento	19
Alimento artificial utilizado	19
6.3.1 Determinación de humedad.....	20
6.3.2 Determinación de Proteína cruda	20
6.3.3 Extracto Etéreo.....	20
6.3.5 Determinación de cenizas	21
6.3.6 Extracto libre de nitrógeno.....	21
6.3.7 Energía Libre.....	21
6.4 EVALUACIÓN DE LOS ORGANISMOS EN LABORATORIO	21
6.4.1 Pruebas parasitológicas	21
6.4.2 Pruebas microbiológicas en el agua de los tanques.....	22
6.5 DISEÑO EXPERIMENTAL	22
6.5.1 Alimentación y evaluación de los alimentos comerciales.....	22
6.5.2 Anestesia en organismos	23
6.5.3 Crecimiento	23
6.6 FRACCIÓN PARTICULADA	24
6.6.1 Recolección de Materia Orgánica.....	24
6.7 MINERALIZACIÓN QUIMIOAUTÓTROFA DE RESIDUALES	24
6.7.1 Diseño experimental.....	24
6.8 MICROORGANISMOS EVALUADOS.....	26
6.8.1 Obtención de las cepas	26
6.8.2 Preparación de cepas	26
6.8.3 Preparación de medios y melaza	26
6.8.4 Preparación de tratamientos	27
6.8.5 Inoculación de biomineralizadores.....	28
6.9 BIOFLOCULACIÓN EN EL SISTEMA	28

6.9.1 Mediciones de Biofloc	28
6.9.2 Determinación del tamaño de partícula.....	28
6.10 PROTOTIPO SISTEMA DE ADHESIÓN- FILTRACIÓN	30
6.11 ANÁLISIS DE NUTRIENTES DE LA FRACCIÓN LÍQUIDA	30
6.11.1 Toma de muestras	30
6.11.2 Medición de sulfatos	31
6.12 ANALISIS DE NUTRIENTES DE LA FRACCIÓN PARTICULADA.....	31
6.12.1 Cuantificación de componentes minerales por ICP y Kjeldahl.....	31
6. 13 COMPLEMENTACIÓN DE LAS SOLUCIONES RESIDUALES.....	32
7. RESULTADOS.....	34
7.1 CARACTERIZACIÓN DE LOS COMPONENTES EN ALIMENTOS COMERCIALES .	34
7.1.1 ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL Y ANÁLISIS DE ICP-AES.....	34
7.2 LA CALIDAD DEL AGUA	35
7.3 IDENTIFICACIÓN DE LAS TILAPIAS UTILIZADAS EN EL EXPERIMENTO	39
7.4 EVALUACIÓN DE LOS ORGANISMOS EN LABORATORIO	41
7.4.1 Pruebas parasitológicas (Análisis presuntivos en fresco).....	41
7.4.2 Pruebas microbiológicas en el agua de los tanques.....	41
7.5 EVALUACIÓN DE LOS ORGANISMOS	42
7.6 PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS DEL CULTIVO	44
7.7 LIBERACIÓN DE NUTRIENTES EN LOS TANQUES EN FRACCIÓN LÍQUIDA.	47
7.8 NUTRIENTES EN LOS MINERALIZADORES CILINDRO-CÓNICOS EN LA FRACCIÓN LÍQUIDA.....	51
7.8 NUTRIENTES EN LOS MINERALIZADORES QUIMIOAUTÓTROFOS FRACCIÓN LÍQUIDA	54
7.9 BIOFLOCULACIÓN	60
7.10.1 Determinación del tamaño de partícula.....	64
7.11 IMPLEMENTACIÓN DEL SISTEMA DE SEDIMENTACIÓN CON ADHESIÓN- FILTRACIÓN	71
7.12 COMPLEMENTACIÓN DE SOLUCIONES NUTRITIVAS	73
8. DISCUSIÓN	78
8.1 DISEÑO E IMPLEMENTACIÓN DEL SISTEMA.....	78
8.2 ALIMENTO COMERCIAL	79

8.3 CARACTERÍSTICAS DEL AGUA DE ÓSMOSIS INVERSA	82
8.4 IDENTIFICACIÓN DE LOS ORGANISMOS	83
8.5 ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS Y PARASITOLÓGICOS.....	87
8.6 CRECIMIENTO DE LOS ORGANISMOS	87
8.6 AMONIO, NITRITOS NITRATOS Y FOSFATOS.....	88
8.6.1 BIONITRIFICACIÓN	88
8.6.2 BIOMINERALIZACIÓN	91
8.7 MINERALIZADORES QUIMIOAUTOTRÓFICOS.....	93
8.7.1 BIOFLOC Y LOS MICROORGANISMOS.....	93
8.8 RELACIÓN C/N Y BIOFLOCULACIÓN	96
8.9 PARÁMETROS Y EL BIOFLOC	99
8.10 PRODUCCIÓN DE BIOFLOC	102
8.11 CARACTERIZACIÓN DEL BIOFLOC	104
8.12 TAMAÑO DE PARTICULAS	107
8.13 LOS SEDIMENTADORES Y EL DISEÑO DE ESTOS EN EL SISTEMA.....	110
8.14 BIOFLOC Y NUTRIENTES	112
8.15 COMPLEMENTACIÓN QUÍMICA	114
9. CONCLUSIONES	117
10. RECOMENDACIONES	119
11. LITERATURA CITADA.....	120

Lista de Figuras

Figura 1.- Componentes del sistema.	17
Figura 2.- Componentes físicos y agrupación de los componentes en el sistema.....	18
Figura 3.- Mapa de la zona de Colecta, se muestra su ubicación dentro del Estado.....	19
Figura 4.- Componentes del sistema donde se utilizó la materia orgánica particulada.....	25
Figura 5.- Distribución de los mineralizadores quimioautótrofos por bloques y set de tratamientos.	26
Figura 6.- Sistema de biomineralizadores quimioautótrofos..	25
Figura 7. - Conos Imhoff midiendo el Biofloc.....	28
Figura 8.- Toma de muestra de la parte sedimentable y no sedimentable.	30
Figura 9.- Autoanalizador de iones.....	29
Figura 10.- Muestra la dinámica de las partículas de biofloc y los métodos utilizados para retirarlas. TBF (tecnología de biofloculación).	29
Figura 11.- Prototipo del sistema adhesión-filtración.....	30
Figura 12.- Valores de nitratos en tiempo cero (t0).	38
Figura 13.- Valores obtenidos de las biometrías, crecimiento de los organismos en la duración del experimento.....	44
Figura 14.- Parametros del experimentos.	48
Figura 15.- Resultados del análisis de las muestras de tanques (T40, T35 y T30) fósforo (PO ₄) total.	49
Figura 16.- Resultados del análisis de las muestras de tanques (T40, T35 y T30) de nitrógeno inorgánico disuelto (NID).	50
Figura 17.- Resultados del análisis de las muestras de tanques (T40, T35 y T30) con los valores obtenidos de nitratos (NO ₃), nitritos (NO ₂), amonio (NH ₄).	51
Figura 18.- Proporción de N y P en los tanques (T40, T35 y T30), y su relación con la solución de Steiner y Hoagland.....	52
Figura 19.- Liberación de sulfatos (S-SO ₄) en los tanques (T40, T35 yT30).	53
Figura 20.- Resultados de P-PO ₄ del análisis de las muestras de los mineralizadores (SC).	53
Figura 21.- Resultados de NID del análisis de las muestras de los mineralizadores (SC).....	54
Figura 22.- Resultados del análisis de las muestras de los sedimentadores cónicos; valores de nitratos (NO ₃), nitritos (NO ₂), amonio (NH ₄).	55
Figura 23.- Proporción de N y P en los sedimentadores cilindro-cónicos (SC40, SC35, SC30), y su relación con la solución de Steiner y Hoagland.....	56
Figura 24.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores.	58

Figura 25.- Resultados en mg (N-NID) encontrado en los tratamientos de los mineralizadores quimioautótrofos.	58
Figura 26.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores.	59
Figura 27.- Valores de P-PO ₄ , se forman dos grupos, se encontró diferencia entre T1 y el grupo conformado por T2, T3, T4.	59
Figura 28.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores quimioautótrofos.	60
Figura 29.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores; valores de nitratos (NO ₃), nitritos (NO ₂), amonio (NH ₄).	61
Figura 30.- Liberación de Sulfatos en mineralizadores quimioautótrofos.	62
Figura 31.- Se muestra la producción de materia orgánica a lo largo del experimento.	64
Figura 32.- Se muestra la producción de materia orgánica utilizando conos imhoff con sedimentación de 1 h.	64
Figura 33.- Distribución de los tamaños de partículas del Biofloc, medidos cada c/3er día.	67
Figura 34.- Distribución de partículas no sedimentables.	69
Figura 35.- Distribución de los tamaños de partículas sedimentables para los tanques de T40, T35 y T30.	70
Figura 36.- Muestras de biofloc filtradas con filtro de bolsa de 5µm.	71
Figura 37.- Distribución de los tamaños de partículas residuales de muestras filtradas a 1 µm.	72
Figura 38.- Esquema de las partículas.	73
Figura 39.- Prototipo del sistema adhesión-filtración.	74
Figura 40.- Liberación de macro y micro elementos encontrados en los mineralizadores cilindro cónicos.	77
Figura 41.- Liberación de macro y micro elementos encontrados en los mineralizadores quimioautótrofos.	78
Figura 42.- Macro y micro elementos encontrados en la materia orgánica residual cosechada de T40, T35 y T30.	79
Figura 43.- Caracterización de partículas en los sistemas de biofloculación.	110
Figura 44.- Tamaño de partícula y los métodos implementados para eliminarlas de los sistemas de producción acuícola.	113

Lista de Tablas

Tabla I.- Información nutricional de los alimentos comerciales.....	19
Tabla II.- Arreglo experimental para el cultivo de tilapia a diferentes tallas y biomasa.	22
Tabla III.- Descripción de los tratamientos.	26
Tabla IV.- Características generales de la melaza.	27
Tabla V.- Macro y micro elementos analizados en los las diferentes muestras.	32
Tabla VI.- Componentes de las soluciones nutritivas Hoagland y Steiner.	33
Tabla VII.- Análisis químico proximal de cinco muestras de alimentos balanceados para tilapia Malta Cleyton y nutripec® de PURINA.	35
Tabla VIII.- Se muestran los valores obtenidos en el análisis de micro y macro nutrientes a los 5 tipos de alimento para tilapia nutripec® de PURINA.	36
Tabla IX.- Valores de los nitratos en diez muestras tomadas de diversas fuentes (Agua purificada, Agua potable, Planta de osmosis inversa).....	37
Tabla X.- Valores de N-NH ₄ , N-NO ₂ , N-NO ₃ , P-PO ₄ , N-NID en los tanques (T ₄₀ , T ₃₅ y T ₃₀) en tiempo cero.....	38
Tabla XI.- Distancias genéticas de Tamura-Nei.	40
Tabla XII.- Resultados de las pruebas microbiológicas para el agua del cultivo de cada uno de los tanques de tilapia.....	41
Tabla XIII.- Se muestran los valores promedio obtenidos en las biometrías para T40, T35 y T30, con sus respectivas desviaciones estándar.	43
Tabla XIV.- Valores sobre el crecimiento de los organismos; el crecimiento específico (CES), la supervivencia (S), eficiencia alimenticia (EA), la tasa de crecimiento (k) y el factor de conversión alimenticia (FCA), los cuales serán obtenidos siguiendo las siguientes ecuaciones.....	44
Tabla XV.- Parámetros obtenidos durante el experimento.	45
Tabla XVI.- Descripción de los cuatro tratamientos utilizados en los mineralizadores quimioautótrofos.	54
Tabla XVII.- Evaluación de la producción de biofloc total, cosechados, separados y analizados durante el periodo experimental.....	61
Tabla XVIII.- Se muestra la relación C/N y la cantidad de azúcar (fuente de carbono) que fue añadida a los tanques.....	63
Tabla XIX.- Se muestra el porcentaje residual encontrado en cada rango de partículas dentro de las distintas fases del sistema de sedimentación-adhesión. A. Componentes del sistema y su ubicación. B. perspectiva del prototipo.	73
Tabla XIX.- Componentes de la solución Steiner y Hoagland contrastados con los valores obtenidos directamente de los tanques.....	74

Tabla XXI.- Componentes de la solución Steiner y Hoagland contrastados con los valores obtenidos de la materia orgánica particulada.	77
Tabla XXII.- Muestra las características específicas y de importancia acuícola de las diversas especies encontradas en los análisis moleculares, y las posibles características que podrían presentar los híbridos encontrados en las pocitas, BCS.....	85
Tabla XXIII.- Parámetros fisicoquímicos de la región Las pocitas.....	86
Tabla XXIV.- Nutrientes liberados (N-NH ₄ , N-NO ₂ , N-NO ₃ y P-PO ₄) en los tanques (T40, T35 y T30) y en los mineralizadores cilindros cónicos (SC40, SC35 y SC30)	90
Tabla XXV.- Comparación de sistemas de biofloc y su recuperación de nitratos N-NO ₃ y fósforo P-PO ₄	93
Tabla XXVI.- Nutrientes liberados en los mineralizadores quimioautotróficos (4 tratamientos). ..	95
Tabla XXVII.- Relación C/N.....	98
Tabla XXVIII.- Se muestra la relación C/N y la cantidad de azúcar (fuente de carbono) que fue añadida a los tanques.....	98
Tabla XXIX. Mediciones de los conos Imhoff con lapsos de tiempo de 30 min, 1 h, y 2 h.....	102
Tabla XXX.- Evaluación de la producción de biofloc.	104
Tabla XXXI.- Comparación de nutrientes contenidos en los alimentos, tanques, sedimentadores y en la fracción particulada.	115

1. INTRODUCCIÓN

1.1 ACUÍCULTURA Y DIVERSAS TÉCNICAS DE CULTIVO

La producción mundial de peces de agua dulce denota un crecimiento acelerado, durante los últimos años ha pasado de una producción de 24 millones de TM en el 2002 (Valbuena y Vásquez, 2011) a 38,598 millones de TM en 2012, superior a la producción de peces por maricultura (5,552 millones TM) para el mismo año. La producción mundial de tilapia (*Oreochromis niloticus* en 2012 superó los 3 millones de TM, lo que indica que es una de las principales especies de la acuicultura mundial de agua dulce. En México, la tilapia representó en la década pasada el tercer producto por peso en México, después de la sardina y el atún y el 4^{to} más valioso después del camarón, atún y pulpo (Fitzsimmons, 2000), del 2002 al 2012 la producción acuícola de tilapia por pesquerías acuiculturales y cultivos intensivos pasó de ser el principal producto acuícola al segundo lugar después del camarón y la producción de tilapia ha cambiado a niveles de 83,000 TM a 73,000 TM en los últimos 20 años, sin el dinamismo que se observa en la producción mundial.

El cultivo de tilapia comenzó a pequeña escala en granjas familiares entre los 60's y 70's, la producción a nivel internacional favoreció el crecimiento de granjas productoras de tilapia entre los 80's y 90's (Fitzsimmons, 2000). *O. mossambicus* fue la primera especie con mayor distribución en América, abarcando gran proporción de la producción total, pero otras especies híbridas y *O. niloticus* empezaron a tener mayor auge por su crecimiento acelerado y sus tasas reproductivas altas (Toledo y García, 2000). *O. mossambicus*, *O. niloticus*, *O. aureus* y un híbrido, dominaron la producción entre los años 1984-1995, pero la expansión de *O. niloticus* en China, Filipinas, Tailandia, Indonesia y Egipto dominó la producción mundial de tilapia.

Con la intensificación de la acuicultura, la atención se ha desplazado cada vez más hacia sus impactos ambientales y sociales negativos (Luo *et al.*, 2013). A medida que la población humana sigue creciendo, las industrias de producción de alimentos, como la acuicultura deberán expandirse con miras de preservar el medio ambiente y los recursos naturales, esta expansión debe llevarse a cabo de una manera sostenible (Crab *et al.*, 2012).

La creciente demanda de alimentos de alto valor nutricional y de bajo precio ha traído consigo el despunte de la piscicultura en este caso la tilapia ha sido elegida como especie favorita (Riche y Garling, 2003). Los países de América son pequeños productores de tilapia comparados con China y Asia (Fitzsimmons, 2000), sin embargo en México, la tilapia provee uno de los más importantes recursos de proteína animal en diversas regiones alrededor del país (Barriga *et al.*, 2004), es considerada como producto relativamente barato y de fácil adquisición, esta situación ha mejorado los estándares de vida de las comunidades rurales relacionadas con la pesquería (Gómez *et al.*, 2011). La tilapia en México se ha convertido en una de las pesquerías acuiculturales más importantes en aguas dulces continentales (Barriga *et al.*, 2004), la producción en el 2000 fue de 74,734 TM y representó el 5.3 % de la producción total nacional de captura en aguas interiores y para el 2012 fue de 72,779 TM, lo que indica un estancamiento en el desarrollo de la acuicultura de tilapia.

En la actualidad, se está buscando implementar nuevas técnicas de cultivo, que garanticen una alta producción de organismos (Wang *et al.*, 2012). Los sistemas de producción intensiva han aparecido como respuesta a la demanda comercial de este tipo de alimentos, pero esto ha conllevado a una serie de problemas ambientales; eutrofización de las cuencas hidrológicas y las zonas costeras, desperdicios de grandes cantidades de agua y de materia prima, gran producción de residuales, contaminación de los cuerpos de agua (Avnimelech, 2009; Crab *et al.*, 2012; De Schryver *et al.*, 2008). Por lo que el desafío más grande que se busca resolver es: aumentar la producción de alimentos mientras que se mantiene la estabilidad de los ecosistemas (Wang *et al.*, 2012) y se trabaja en la rehabilitación del medio ambiente, por lo tanto la producción sostenible de alimentos es de gran importancia (Crab *et al.*, 2012). El crecimiento de la acuicultura de agua dulce depende de la aplicación de tecnologías que permitan intensificar los cultivos y maximizar el uso del agua (Caglan, 2005). En las últimas décadas dentro del sector acuícola se han diseñado una serie de sistemas de producción para el cultivo de diversos organismos acuáticos orientados a disminuir la utilización del agua y el espacio, aumentando considerablemente la densidad de cultivos (Crab *et al.*, 2012; Monroy *et al.*, 2013).

1.2 EL CULTIVO DE TILAPIA: CLASIFICACIÓN Y CARACTERÍSTICAS

Tilapia es un término genérico utilizado para designar un grupo de especies de peces de valor comercial pertenecientes a la familia Cichlidae; la expresión se deriva de la palabra nativa de Bechuana (Africa) "thlape" que significa Pez (Toledo y García, 2000). Los Cíclidos se clasifican en el Orden Perciformes, la mayoría de las tilapias se encuentran en agua dulce, sin embargo muchas presentan tolerancia a la sal y en particular algunas son marcadamente eurohalinas (Fuller *et al.*, 1999). Debido a su introducción por el hombre, está representada en la zona tropical y subtropical de todo el mundo (Toledo y García, 2000). Las especies más grandes son utilizadas generalmente en acuicultura y algunas son más usuales para consumo humano o actividades deportivas como la pesca (Fuller *et al.*, 1999).

De acuerdo a la clasificación de Berg, modificada por Trewavas (1983), las tilapias se clasifican de la siguiente manera:

Phyllum Chordata

Subphylum Craneata

Superclase Gnathostomata

Serie Pisces

Clase Actinopterygii

Orden Perciformes

Suborden Percoidei

Familia Cichlidae

Género 1) *Tilapia*

Especie a) *rendalli*

b) *zillii*

2) *Oreochromis*

Especie a) *aureus*

b) *niloticus*

c) *mossambicus*

d) *urolepis hornorum*

Oreochromis spp.

El cultivo de la tilapia se inició en México en 1964, con la importación de los primeros ejemplares procedentes de los Estados Unidos, los cuales fueron depositados en la estación piscícola de Temascal, Oaxaca (Morales, 1974). Las especies introducidas fueron la *Tilapia rendalli* (Boulenger, 1897), *T. zillii* (Gervais, 1848), *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852), *O. aureus* (Steindachner, 1864), *O. niloticus* (Linnaeus, 1758) y *O. urolepis hornorum* (Trewaras, 1973) en 1978 y la *Tilapia zillii* y algunos híbridos entre esta década (Arredondo, 1989; Fitzsimmons, 2000). Estas especies se distribuyeron ampliamente en una gran cantidad de cuerpos de agua naturales y artificiales, pertenecientes a las zonas tropical y templada del país (Arredondo, 1989). Dentro de los registros de este grupo para el Estado de Baja California Sur se destacan las descripciones de Ruiz *et al.* (2012) quienes describen para esta zona a *T. zillii* y *O. mossambicus*.

1.3 LOS SISTEMAS DE RECIRCULACIÓN

Los sistemas acuícolas de recirculación (SAR) surgieron como medida para evitar el desperdicio de agua y generar condiciones favorables para los cultivos, permitiendo tener cultivos de altas densidades. Usan del 90-99 % menos agua que los sistemas convencionales, menos del 1 % del área y se prestan al tratamiento de los desechos (Timmons *et al.*, 2009). El agua se mueve desde los tanques de cultivo de peces y fluye a través de los diferentes sistemas donde son retirados los residuos sólidos, sedimentables, disueltos y suspendidos, manteniendo una alta calidad de agua. Otra parte del sistema convierte el amoníaco a nitritos y nitratos, además de eliminar el dióxido de carbono e incorporar oxígeno al sistema. Utiliza unidades de aireación/oxigenación, remoción de partículas, biofiltración, regulación de pH, remoción de CO₂ y regulación de temperatura (Piedrahita y Merino, 2005). Los residuos sólidos influyen en la eficiencia de todos los procesos del SAR ya que representan una importante fuente de demanda de oxígeno y nutrientes en el agua del sistema, y estos pueden directamente afectar la salud de los peces dentro de los tanques de cultivo. Por esta razón la eliminación de los sólidos es considerada como uno de los procesos más críticos en los SAR. Este sistema presenta una serie de ventajas dentro de las que se destacan: la reducción de la transmisión y propagación de

enfermedades, reducción de contaminantes, optimización en el uso de los recursos, energía, agua, terreno, mejora el factor de conversión alimenticia, presenta altos rendimiento en los cultivos, su diseño es acoplado a diversas necesidades de producción con aplicación de tecnología de punta. Dentro de sus desventajas se considera la gran inversión inicial necesaria, la tecnificación de todos los procesos y la capacitación de personal de alto nivel, es un sistema dependiente de manejo experto.

1.4 SISTEMAS INTEGRADOS: ACUAPONÍA Y SISTEMA AGROACUÍCOLA

La acuaponía es un sistema de recirculación con la ventaja de generar dos tipos de producciones: animal y vegetal (Rakocy *et al.*, 2006; Rakocy, 2012). Este sistema permite la reutilización de agua y el mantenimiento de cultivos animales y vegetales; es un sistema de producción ecológico ya que los desperdicios de los cultivos de peces son reutilizados por las bacterias y liberados como nutrientes para la producción vegetal (Al- Hafedh *et al.*, 2008). La acuaponía es definida como un sistema integral que vincula la técnica de la hidroponía (cultivo de plantas en agua) y la acuicultura (producción de organismos acuáticos), adoptando las ventajas de ambas técnicas (Tyson *et al.*, 2004). Este sistema surgió como solución para la producción y abastecimiento de vegetales y pescado de menor precio para las Islas Vírgenes (Rakocy y Hargreaves, 1993) y en la actualidad se ha adoptado debido a la eficiencia que ha demostrado y al crecimiento favorable y rápido que se ha observado en los cultivos (Rakocy y Bailey, 2003). Este sistema proporciona reducción de costos en operación por acarreo de agua, e infraestructura, reducción de costos por reutilización de los nutrientes (como los nitratos y fosfatos) provenientes del agua residual de los peces por las plantas, producción de vegetales con un valor agregado “productos orgánicos” (Diver, 2000), ya que se elimina el uso de pesticidas, adicionalmente reduce el uso y descarga de agua, potencializa la producción de dos tipos de cultivos: animal y vegetal (Rakocy y Bailey, 2003). Ha demostrado mayores beneficios que la hidroponía ya que esta no requiere la implementación de costosos nutrientes para alimentar a las plantas y el lavado periódico de los sistemas, también reduce en gran medida los problemas que presenta la acuicultura con lo son: la cantidad de agua y nutrientes que se desperdician (Blidariu y Grozea, 2011; Liang y Chien, 2013).

Retomando las características de los modelos anteriores, y siguiendo el propósito de generar cultivos acuáticos en una zona como La Paz donde el agua es un recurso indispensable. Se diseñó el sistema del presente trabajo; el cual tiene cualidades de recuperar no solo los nutrientes de la fracción líquida residual sino también los contenidos en la materia orgánica particulada que podría estar siendo descargada al medio ambiente, además de brindar una opción que reduce en gran medida el alimento suministrado y que genera soluciones ricas en nutrientes que tienen un uso potencial en los sistemas de horticultura hidropónica y de fertirrigación.

Los principios de los sistemas acuapónicos y de biofloculación fueron retomados, para generar el sistema con el cual se trabajó. En comparaciones realizadas con las características de los cultivos hidropónicos y acuícolas se encontró que las condiciones ideales para que estos se lleven a cabo son diferentes variando el pH, la temperatura, entre otros, por lo que se decidió utilizar dos circuitos uno acuícola y el otro hortícola. El circuito acuícola se llevó en dos fases: la 1^{ra} en el cultivo de peces con biofloculación y la 2^{da} en la biomineralización de los residuales, por medio de biomineralizadores cilindro cónico y quimioautótrofos. La separación de los circuitos acuícola y hortícola en hidroponía, permite tener una producción de nutrientes constante (nitratos, fosfatos) de alto valor, sin interferencia de uno y otro ya que la producción de los biofloc permite que la materia orgánica sea constante y que los procesos de nitrificación y mineralización se lleven a cabo, generando la producción de soluciones que de acuerdo a sus niveles de nutrientes puede ser utilizados en la horticultura hidropónica y de fertirrigación.

Pero para el aprovechamiento de los residuales orgánicos de fósforo se requiere de su mineralización y solubilización para ser aprovechados por las plantas en ambiente hidropónico (Alcántar y Trejo, 2009). En primer lugar se generó biofloculación en el tanque de peces lo que nos permitió llevar a cabo la biomineralización desde la primera etapa. La biomineralización es el proceso de liberación de nutrientes inorgánico a partir de los nutrientes contenidos en la materia orgánica disuelta y particulada. Ocurre por el uso del carbono orgánico contenido en la materia orgánica residual por microorganismos en ambientes aeróbicos, este proceso transforma el fósforo orgánico en fosfatos y su

acumulación en estos sistemas puede alcanzar niveles similares a las soluciones hidropónicas. El déficit de fósforo que se presenta en los sistemas acuapónicos se debe a que se retira la materia orgánica particulada, donde se encuentra en mayor porcentaje el fósforo, su reutilización reduce los gastos que genera la fertilización química en sistemas de fertirrigación, y su uso es viable para sistemas hidropónicos (Magallón *et al.*, 2014). La recuperación de estos nutrientes se hizo a través de la implementación de un mineralizador cilindro cónico y otro quimioautótrofo inoculado con bacterias del género *Bacillus* que permitió recuperar los nutrientes contenidos en la materia orgánica residual (MOR) y liberarlos para generar soluciones ricas en nutrientes que pudieran ser utilizados por las plantas en un sistema de horticultura hidropónica y de fertirrigación.

El otro proceso de gran interés es la bionitrificación en la cual se disminuyen las concentraciones de nitrógeno amoniacal total. El proceso de nitrificación ocurre en dos fases; en la fase I el amonio se oxida a nitritos y en la fase II los nitritos se oxidan a nitratos, que es la forma de nitrógeno que las plantas prefieren, disminuye el riesgo de intoxicación por amoníaco, esta ocurre en presencia de una comunidad microbológica nitrificante en condiciones favorables de superficie para la formación de biopelículas o biofilms, oxígeno, pH, alcalinidad, oscuridad, temperatura, balance C:N y concentraciones de amonio. El uso del sistema en la fase acuícola, sin recirculación con la horticultura hidropónica constituye una innovación con respecto al sistema acuapónicos, ya que permite operar ambas fases en sus óptimos sin interferencia, utilizar concentraciones de nutrientes significativamente superiores a las concentraciones de nutrientes en sistema acuapónicos y enriquece los protocolos de complementación de macro y micronutrientes con el potencial de producir biofertilizantes similares a las soluciones hidropónicas reconocidas por su eficiencia en la horticultura hidropónica (Magallón *et al.*, 2014).

1.5 BIOFLOC Y SU USO EN SISTEMAS INTEGRADOS

El sistema tecnológico de biofloc o biofloculación (TBF), consiste en la generación de flóculos microbianos por adhesión de materia orgánica y microorganismos, generando partículas finas, compresibles, porosas, permeables a los fluidos, con una amplia diversidad de tamaños (Chu y Lee, 2004), que son formadas a partir de una relación carbono:

nitrógeno en el agua, con poco o nulo recambio y alta oxigenación (Monroy *et al.*, 2013), para lo cual se utilizan fuentes de carbono externo tales como celulosa, yuca, melaza, azúcar, sacarosa, almidón, salvado de arroz o de trigo, harina de maíz, harina de trigo, entre otros. (Emerenciano *et al.*, 2012; Emerenciano *et al.*, 2013; Xu y Pan, 2012), lo que permite un crecimiento de una comunidad microbiana, sobretodo de bacterias heterótrofas, que metabolizan los carbohidratos y toman nitrógeno inorgánico (principalmente NH_4) reduciendo los niveles y mejorando la calidad del agua. Se ha sugerido que el carbón orgánico añadido al agua debe de mantener la relación C/N >10 (Azim y Little, 2008; Nootong y Pavasant, 2011; Xu y Pan, 2012).

Esta tecnología no solo es útil para mantener una calidad del agua óptima, sino además como generadora de alimento, ya que es una fuente importante de proteína y un recurso que se encuentra *in situ* en los cultivos (Ekasari *et al.*, 2014). Diversos reportes han manifestado que la implementación de biofloc en sus cultivos ha tenido aportes benéficos ya que permite tener un buen crecimiento en los organismos reduciendo a su vez la cantidad de alimento suministrado (Azim y Little, 2008; Ekasari *et al.*, 2014; Luo *et al.*, 2013), además permite tener una alta producción, reciclar proteína, mantener alta calidad de agua y un control contra infecciones bacterianas. A pesar de todas estas ventajas no todas las especies son candidatas a TBF. Algunas características necesarias son resistencia a alta densidad, tolerancia a niveles de oxígeno disuelto ($\sim 3\text{-}6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), a la presencia de sólidos suspendidos en el agua ($\sim 10\text{-}15 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ de "volumen de biofloc", medida en conos Imhoff) y la presencia de compuestos nitrogenados (Emerenciano *et al.*, 2013). Especies detritívoras como el camarón y la tilapia que son filtradores son ideales para estos sistemas (Ekasari *et al.*, 2014).

1.6 DESECHOS PARTICULADOS Y BIOFERTILIZANTES

A pesar de sus múltiples ventajas con el aprovechamiento de los nutrientes residuales líquidos, en la acuaponía quedan sin utilización los nutrientes de la parte residual particulada, para la cual diversos autores manifiestan que esta contiene del 30-80 % del fósforo (Fernandes *et al.*, 2007), nutriente indispensable para las plantas (macronutriente) (Alcántar y Trejo, 2009; Azim y Little, 2008) y componente de los fertilizantes que

aumenta en gran medida los costos de las producciones de alimentos (FAO, 2002). En general en los sistemas acuapónicos de cultivo los residuales particulados son desechados para mantener la calidad del agua en el sistema (Danaher, *et al.*, 2013) estos residuos son descargados como efluentes, esta descarga es causa de una preocupación y problema ambiental importante ya que de depositarse en el sedimento tienen un impacto negativo en el ecosistema bentónico de ríos y lagos. La fracción particulada (alimentación y heces) es el mayor problema en acuicultura en tierra. El impacto de las partículas producido por piscifactorías se ha localizado (a unos diez metros después del punto de liberación). Por lo que para el desarrollo de la acuicultura de agua dulce es importante dar solución a la descarga de estos residuos (Amirkolaie, 2008).

1.7 LA RECUPERACIÓN DE NUTRIENTES RESIDUALES EN LOS SISTEMAS ACUÍCOLAS.

Los efluentes en acuicultura proveen la mayoría de los nutrientes que requieren las plantas para un óptimo crecimiento (Rakocy *et al.*, 2004). Los vegetales recuperan una gran proporción de los nutrientes disueltos originados de la materia orgánica residual de los peces, con esto puede ser generado un cultivo secundario, potencializando el sistema (Al-Hafedh *et al.*, 2008). La acuaponía recicla el agua y los nutrientes del cultivo de peces que podrían ser descargados al medio ambiente causando contaminación, al no usar pesticidas ni antibióticos en ninguna de las etapas del sistema de cultivo acuapónico puede ser reconocido como parte de una agricultura orgánica (Rakocy, 1999). Generalmente los sistemas de recirculación en acuicultura necesitan tratamiento continuo a los desperdicios usando una gran variedad de técnicas que tradicionalmente son caras y requieren personal capacitado (Timmons *et al.*, 2005), por lo que para pequeños productores y microempresarios la posibilidad de invertir en sistemas costosos es remota y en muchos casos inexistente. Por lo que el diseño de sistemas de agua reusada necesita ser eficiente y simple de operar (Al-Hafedh *et al.*, 2008), para que pueda ser una herramienta factible para los pequeños productores.

2. ANTECEDENTES

2.1 CULTIVO DE TILAPIA

La tilapia es un producto relativamente nuevo en América (Fitzsimmons, 2000). A pesar de su éxito como especie de cultivo, en la entidad este tipo de cultivo no se ha desarrollado y poco se menciona su presencia. Ruiz, (2010) y Ruiz *et al.*, (2012) han sido un grupo que ha trabajado en la descripción de organismos dulceacuícolas en los oasis y pozas de la península. Ruiz, (2010) menciona la presencia de *T. zillii* en las pocitas y Ruiz *et al.* (2012) enuncian a *O. mossambicus* también dentro de esta área; registros adicionales de la presencia de esta especie en la entidad son escasos, en regiones más al norte se han descrito desde los 70's la presencia de estos organismos donde para 1983 cinco especies puras *O. mossambicus*, *O. urolepis*, *O. aureus*, *O. niloticus*, *T. zillii*, y diez posibles hibridaciones de estas fueron identificadas en la parte baja del río Colorado en el área de California y Arizona (Swift *et al.*, 1993). Se manejan diversas versiones de las introducciones de estos organismos a la entidad por parte de instituciones federales y compañías privadas como controladores de plagas (mosquitos y quironómidos), como especies de consumo para localidades rurales y para cultivo. Algunas invasiones se han dado por organismos que escaparon de las granjas acuícolas y de acuarios (Fuller *et al.*, 1999).

2.2 LA TILAPIA EN BCS

Durante el programa nacional de piscicultura rural en la década de los 70's se introdujo la tilapia (*Tilapia cf zillii*) en el oasis de La Purísima. Posteriormente introducciones de tilapia fueron realizadas a otros cuerpos de agua, ya sea como parte de programas de extensionismo acuícola o por los mismos lugareños, lo que ha propiciado una rápida diseminación de estos cíclidos africanos en casi todos los cuerpos de agua continental de BCS (Ruiz, 2010).

2.3 SISTEMAS DE CULTIVO INTEGRADO

Los sistemas como la acuicultura, hidroponía, acuaponía y biofloculación han tenido su desarrollo en distintas épocas, cada una tratando de suplir los problemas de su tiempo,

donde el objetivo principal ha sido aumentar la producción de alimentos y reducir el tiempo de cosecha (Rakocy, 1999; Rakocy *et al.*, 2003; De Schryver *et al.*, 2008).

La hidroponía surgió en los años 30's en la Universidad de California, con el implemento de cultivo de plantas sin medio sólido, el cual dio origen a una técnica que produjo vegetales de mayor calidad en menor tiempo (Sheikh, 2006). Para la acuaponía podemos remontarnos a orígenes prístinos, los primeros registros datan de la cultura China y la Mexica en las siembras de arroz y las famosas "Chinampas" respectivamente. Documentos escritos en el primer y segundo siglo a.C. muestran la integración del cultivo de plantas acuáticas y peces desde el noveno siglo, diversos documentos exponen el cultivo de peces en arrozales. Existen registros de la rotación de los cultivos de peces y gramíneas desde los siglos XIV al XVI (Shehadeh y Halwart, 2003). La acuaponía moderna tal y como se conoce hoy fue desarrollada en la Universidad de las Islas Vírgenes (UVI por sus siglas en ingles), utilizando el cultivo de tilapia (*Oreochromis spp.*) y lechuga (*Lactuca sativa*) (Rakocy, 1999; Rakocy, 2012). A partir de aquí diversos autores (Diver, 2006; Masser, 2002; Rakocy *et al.* 2003) por mencionar algunos, han trabajado con esta técnica utilizando diversos tipos de vegetales y especies de peces. Nick Savidov utilizo el modelo UVI para lo cual encontró que después de que este sistema está maduro da mejores rendimientos que la Hidroponía, por la participación de las bacterias y el sistema de biofiltración que es de gran importancia para el éxito de este sistema (Diver, 2006).

2.4 BIOMINERALIZACIÓN DE NUTRIENTES

Los protocolos de biomineralización tienen como propósito recuperar macro y micro nutrientes de la fracción orgánica particulada mediante bioreactores aeróbicos, como se mencionó anteriormente en los sistemas acuapónicos y en los SAR la materia orgánica particulada se remueve de los sistemas acuícolas junto con una cantidad importante de fósforo orgánico y otros macro y micronutrientes, lo que contribuye en parte a las deficiencias de las soluciones nutritivas residuales de la fase acuícola (Magallon *et al.*, 2014). En general los residuos sólidos provenientes de la acuicultura son tratados como una basura. Existen varias opciones para su aprovechamiento y eliminación, entre ellas el compostaje y la aplicación en tierras agrícolas.

2.5 BIOFLOC

Otra técnica que ha tenido auge las últimas dos décadas ha sido la tecnología de biofloculación, o biofloc (TBF). Los bioflocs son conglomerados de microbios, algas, protozoos junto con detritus y partículas de materia orgánica (Emerenciano *et al.*, 2012). El biofloc es un ecosistema único, rico en partículas suspendidas en agua relativamente pobre. Los conceptos científicos y prácticos de esta tecnología evolucionaron simultáneamente y de forma independiente en aproximadamente el mismo tiempo (90's), por Steve Hopkins y colaboradores en el Centro de Maricultura Waddell, Carolina del Sur y por Avnimelech y compañeros de trabajo en Israel (Avnimelech, 1993; Avnimelech *et al.*, 1994; Chamberlain y Hopkins, 1994; Hopkins *et al.*, 1993). Esta tecnología se desarrolló como consecuencia de la restricción de intercambio de agua debido a los costos y a la regulación ambiental; se presenta como una alternativa para mitigar los posibles impactos ambientales negativos generados por las descargas de la acuicultura (Emerenciano *et al.*, 2012), además de ser un medio para proporcionar sistemas de bioseguridad para minimizar las enfermedades, especialmente las enfermedades virales del camarón (Avnimelech, 2009). Así mismo esta tecnología requiere de un aporte prácticamente nulo de renovación (agua nueva) al sistema, ya que no demanda ni de sistemas de bombeo o tratamiento de agua como los que podríamos encontrar en los sistemas SAR. Por lo que esta tecnología permite a los acuicultores mejorar sus estándares ambientales, la conversión de alimentos ya que los macroagregados (biofloc) son una rica fuente natural de lípidos y proteínas disponible *in situ* las 24 horas del día. Esta productividad natural juega un papel importante en el reciclaje de nutrientes y en el mantenimiento de la calidad del agua (Emerenciano *et al.*, 2013), ya que es un cultivo sin renovación de agua o prácticamente cero; no obstante, aún se requiere de mayor investigación, para optimizar los procesos y su aplicación en los sistemas acuícolas.

Monroy *et al.* (2013), reportan la composición y abundancia de las comunidades microbianas asociadas al biofloc, dentro de las cuales se describe a *Bacillus* spp. y *B. subtilis*, además destacan la capacidad del género *Bacillus* para degradar materia orgánica, así como también la habilidad de transformar el nitrógeno en ambientes acuáticos, implementando una relación C/N 15:1. Xu y Pan, (2012) indican que el género *Bacillus* es

el grupo predominante en cultivos con biofloc, por su parte Ekasari y colaboradores (2014), determinaron la composición nutricional del biofloc en base al tamaño de los flóculos, en cultivos de camarón, tilapia y mejillón, encontrando que la tilapia consume el biofloc sin tener preferencia por un tamaño, lo que le permite tener un amplio rango a la hora de consumir las partículas, sucediendo lo contrario en los otros dos organismos. Con respecto a la relación C/N estos autores manejaron 20:1. De Schryver *et al.*, (2008) caracterizaron la forma de los flóculos y su distribución en tamaño de partículas, encontrando que poseen gran porosidad, son finos y permeables a los fluidos, así mismo enuncian que las condiciones del cultivo como la temperatura, el pH, la relación C/N y la velocidad de agitación son factores importantes que influyen en la actividad de los microorganismos que se encuentran en los bioflóculos. Con respecto a la calidad del biofloc como alimento se encontró que poseen hasta el 50 % de los requerimientos proteicos de peces (Avnimelech, 2007). Los flóculos > 100 μ m poseen mayores niveles de proteína y lípidos y los < 48 μ m son ricos en aminoácidos (Ekasari *et al.*, 2014).

Los sistemas antes mencionados dan una opción viable para ser implementada en el Estado de BCS; ya que cada uno posee ventajas que conjuntadas permiten cubrir diversos problemas y generar oportunidades de producción. Pero existen todavía una serie de desventajas como la descarga de gran cantidad de desechos, nutrientes y químicos, la salinización de la zona costera, contaminación del agua, introducción de especies exóticas, la dispersión de enfermedades en animales acuáticos que causan importantes problemas ecológicos, el uso indiscriminado de recursos del mar como pescado y aceite de pescado para la fabricación de alimentos entre otros problemas son las objeciones más adversas a la acuicultura (Ballester *et al.*, 2010; De Schryver *et al.*, 2008). Un sistema de recuperación de nutrientes residuales de bajo costo no se ha desarrollado, por lo que la implementación de este sistema con las fases de biofloculación, nitrificación y mineralización son una herramienta viable para los productores acuícolas ya que a través de un sistema sencillo se puede tener una producción adjunta o aprovechar los residuales para sistemas de horticultura hidropónica o de fertirrigación.

3.1 PREGUNTA

¿Cuál es la proporción de nutrientes que se queda retenida en la fracción particulada de la materia orgánica residual del cultivo de *Oreochromis* spp. que puede mineralizarse para ser utilizado en horticultura hidropónica NFT y fertirrigación?

3.2 HIPOTESIS

Sí la materia orgánica particulada residual del cultivo de peces es rica en nutrientes su biofloculación y mineralización incrementaran la liberación de nutrientes para su posterior uso en cultivos hidropónicos.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Caracterizar los nutrientes contenidos en la materia orgánica residual del cultivo de tilapia (*Oreochromis* spp.) para su uso potencial en *cultivos hidropónicos*.

4.2 Objetivos particulares

- Caracterizar los nutrientes contenidos en la materia orgánica residual del cultivo de peces con diferentes niveles de proteína de un alimento comercial.
- Determinar los nutrientes residuales de la fracción particulada mediante la implementación de un biomineralizador con y sin adición de microorganismos.
- Describir la conformación de partículas de un sistema de biofloculación con diferentes niveles de proteína y su filtración para su implementación en un *sistema hidropónico*.
- Evaluar la calidad nutricional de las soluciones residuales del cultivo de peces y su posterior formulación para su uso en cultivos *hidropónicos*.

5. JUSTIFICACIÓN

5.1 Importancia Científica

La implementación de sistemas más eficientes en el uso de recursos es de suma importancia para regiones como el estado de BCS, donde la actividad de acuicultura es reciente. Por lo que se buscó generar un sistema que permitiera el reciclamiento de nutrientes de la fracción particulada, fracción que se caracteriza por ser rica en fósforo y nitrógeno.

5.2 Importancia Tecnológica

Para lograr la recuperación fue necesario implementar un sistema de biofloculación y mineralización en un cultivo de tilapia lo que nos permitió generar soluciones con uso potencial hidropónico, con alto contenido de nitrógeno y fósforo, logrando recuperar estos nutrientes de lo que generalmente se desecha.

5.3 Importancia para el desarrollo

Más del 80 % del nitrógeno y fósforo utilizado para acuicultura y 50 % del manejado en agricultura son liberados al medio ambiente; contaminando el manto freático, ocasionando eutrofización de ecosistemas acuáticos y generando gases de invernadero por lo que el sistema es una herramienta aplicable a sistemas acuícolas que permitirá recuperar nutrientes y tener una producción agregada ya sea con técnicas de horticultura hidropónica o fertirrigación.

5.3.1 Pertinencia Económica

Este sistema genera a través de la biofloculación de los tanques de peces alimento *in situ* para la tilapia, aprovecha los nutrientes de desecho, ya que estos serán reincorporados y reutilizados por las plantas.

5.3.2 Pertinencia Ambiental

Además favorece tanto la reutilización del agua residual, elimina la generación de desechos y por ende de contaminantes generados en las producciones acuícolas.

5.3.3 Pertinencia Social

Aunado a esto se pretende generar un sistema que pueda ser replicado y reutilizado por los pequeños productores, que sea un sistema eficaz que permita mejorar tanto sus ingresos como su alimentación.

6. MATERIAL Y MÉTODOS

Para el desarrollo de la primera parte experimental del presente trabajo se adaptó un sistema para el cultivo de peces. Para la recuperación de nutrientes residuales se utilizaron sedimentadores. Para las fases de biofloculación, nitrificación y mineralización se utilizaron tanques constituidos por un sistema de aireación, mineralizadores cilindro cónicos y mineralizadores quimoautótrofos, los cuales se describen a continuación.

6.1 UNIDADES EXPERIMENTALES

6.1.1 COMPONENTES FÍSICOS DEL SISTEMA

Tanques de Peces

Tres tanques de 3,000 L cada uno, con sistema de aireación conformado por un anillo de manguera multiporo, con micro burbuja que generó una cortina cilíndrica de aireación y surgencia uniforme, dirigida al centro, ocasionando que las partículas estén siempre suspendidas para la producción de biofloc en los tanques (Fig. 1 B, D y E).

Mineralizadores cilindro-cónicos

Se colocó a cada tanque un sedimentador cilindro cónico, denominado mineralizador cilindro-cónico, con capacidad de 100 L (Fig. 1 A y Fig. 2), con la finalidad de ser reservorio de materia orgánica particulada, el sistema de aireación utilizado fue diseñado también con micro burbuja, permitiendo tener una circulación de aire más uniforme.

Mineralizadores quimioautótrofos

El mineralizador está constituido por un sistema de aireación en “T” de PVC (perforado a una separación de 1 cm), que se colocó en la base del tanque (Fig. 1 G), esta “T” lleva unido un dispositivo compuesto por micro burbuja (Skimmer) (Fig. 1 F) y dos entradas para manguera de aireación. La aireación de los mineralizadores quimioautótrofos se obtuvo por la I y la manguera, para garantizar una buena aireación (Fig. 1 H), los tanques permanecieron cubiertos con plástico para evitar la contaminación cruzada (Fig. 1 E).



Figura 1.- Componentes del sistema **A)** Sedimentador cilindo-cónico **B)** Tanque de peces capacidad 3000 L **C)** Base del sistema de aireación **D)** Sistema de aireación con manguera multiporo y micro burbuja **E)** Mineralizador quimioautótrofos (1 unidad) **F)** Skimmer **G)** y **H)** Aireación en mineralizadores quimioautótrofos.

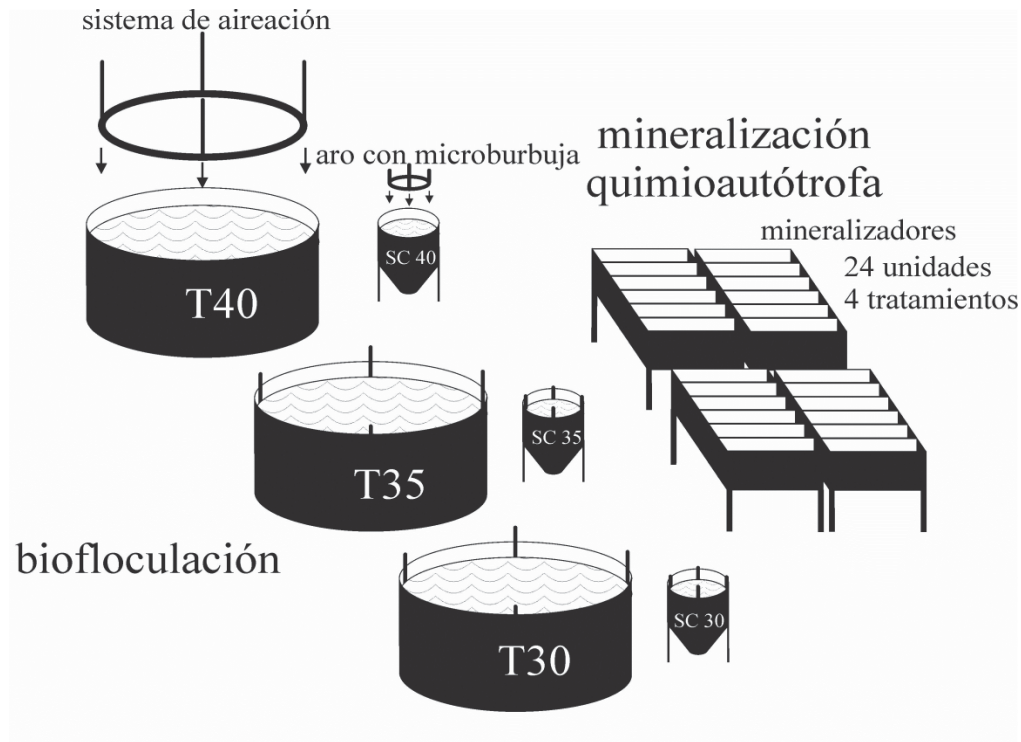


Figura 2.- Componentes físicos y agrupación de los componentes en el sistema.

6.2 COMPONENTES BIOLÓGICOS DEL SISTEMA

Sitio de colecta de las tilapias “Las pocitas” en Baja California Sur (BCS).

El lote de organismos utilizados provino del arroyo de las Pocitas, B.C.S, localizado aproximadamente 76 km al sur de Ciudad Constitución, en el Municipio de La Paz, BCS (24°24'00"N y 111°05'47" W) (García y Carreño, 2009) (Fig. 3). Este poblado se caracteriza por poseer pozas de agua dulce de profundidad máxima de 1.2 m. Se recolectaron organismos de ambos sexos. Se llevó a cabo una biometría para conocer las tallas y peso de los peces, se separaron por rangos de pesos y por sexo, se mantuvieron 4 meses en tanques de 750 L, esto con la finalidad de comprobar si serían organismos óptimos para el experimento y dar tiempo para que se acostumbraran al alimento peletizado. Para el experimento se seleccionaron solo machos en tres grupos tallas; 1^{er} grupo 12-50 g, 2^{do} grupo 51-100 g y 3^{er} grupo 101-350 g.

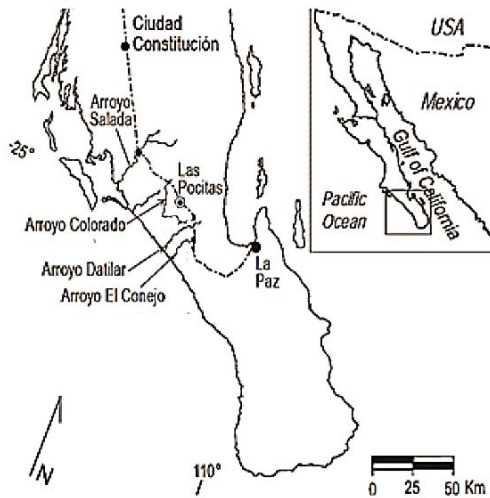


Imagen: (García y Carreño, 2009).

Figura 3.- Mapa de la zona de colecta, área “Las Pocitas” con ubicación dentro del Estado de BCS.

Crecimiento

Se realizaron biometrías constantes para reconocer y evaluar el crecimiento de los organismos, durante las biometrías los organismos se anestesiaron.

Alimento artificial utilizado

La alimentación se inició con dos marcas de alimento (Purina nutripec® y maltaCleyton®), por preferencia de los organismos se trabajó con Purina en sus distintas etapas (Tabla I).

Tabla I.- Información nutrimental de los alimentos comerciales.

ETAPA/PESO	INICIACIÓN (2-4 g)	DESARROLL O (31-60 g)	ENGORDA (61-150 g)	ENGORDA (151-300 g)	ENGORDA (>351 g)
PROTEÍNA – GRASA PURINA	50%-15%	40%-9%	35%-8%	32%-6%	30%-6%
PROTEÍNA – GRASA MALTA CLEYTON	50%-12%	35%-3%	30%-3%	25-2%	

*Los porcentajes mostrados en la tabla pertenecen el primero al porcentaje de proteína y el segundo al de grasa (Ej. 50% (Proteína)- 12% (Grasa). En la tabla se muestran los alimentos de la marca Purina nutripec® y Malta Cleyton®.

6.3 CARACTERIZACIÓN DE LOS COMPONENTES EN ALIMENTOS COMERCIALES Y EN LA MATERIA ORGÁNICA PARTICULADA: (Análisis químico proximal).

Se evaluaron los alimentos de las cinco etapas de desarrollo en la tilapia de la marca Purina nutripec® y Malta Cleyton® alimentos comerciales para tilapia (Tabla II), a través de un análisis proximal, para conocer los componentes exactos de proteína para calcular la adición de carbono orgánico y mantener una relación C/N 13:1 (Magallón *et al.*, 2014). Los análisis de los alimentos utilizados y de la materia orgánica particulada se realizaron en el Laboratorio de Análisis Químico Proximal, en el CIBNOR, S. C. bajo los siguientes procedimientos.

6.3.1 Determinación de humedad

La humedad se determinó por medio del método de pérdida de peso de acuerdo a (Clave: 930.15 AOAC - Horwitz y Latimer, 2005), el cual consiste en: Poner a peso constante un crisol de porcelana y pesar 2 g de muestra, desecar la muestra en el horno a 105 °C durante 4 h, se dejó enfriar en desecador durante 40 min, se pesó la muestra seca y se realizó los cálculos correspondientes:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{\text{Peso crisol+ muestra húmeda} - \text{Peso crisol+ muestra seca}}{\text{Peso muestra húmeda}} \times 100$$

6.3.2 Determinación de Proteína cruda

Se llevó a cabo por el método de combustión directa DUMAS (Clave: 976.05 AOAC - Horwitz y Latimer, 2005) utilizando el equipo Leco FP-528. El método DUMAS se basa en la determinación del nitrógeno total el cual es un estimado del contenido total de proteína, incluyendo polipéptidos y aminoácidos. La determinación de nitrógeno fue a partir de la mezcla de la muestra con óxido de cobre en una atmósfera de dióxido de carbono, donde los gases emanados de la combustión se reducen en cobre y nitrógeno molecular, el cual es determinado volumétricamente.

6.3.3 Extracto Etéreo

Método Soxtec-Avanti, (TECATOR) (Clave: 2003.005 AOAC - Horwitz y Latimer, 2005)

6.3.4 Fibra Cruda

Método de hidrólisis sucesiva (ácido/base) (Clave: 798.10 AOAC - Horwitz y Latimer, 2005)

6.3.5 Determinación de cenizas

Para obtener el nivel de cenizas, la muestra (material biológico) fue incinerada. Se colocó a peso constante un crisol de porcelana y se pesó 2 g del material residual de la determinación de humedad, esta se incineró en la mufla a 600 °C durante 5 h, después se colocó la capsula en la estufa a 100 °C y se enfrió en desecador durante 40 min. Se pesó y se realizaron los cálculos correspondientes:

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{\text{Peso crisol con cenizas} - \text{Peso crisol vacío}}{\text{Peso muestra}} \times 100$$

(Clave: 942.05 AOAC - Horwitz y Latimer, 2005)

6.3.6 Extracto libre de nitrógeno

Calculado por diferencia: 100- (% Proteínas+%Lípidos+%Fibra cruda+%Cenizas).

6.3.7 Energía Libre

Determinación por calorímetro adiabático automático (PARR 6400).

6.4 EVALUACIÓN DE LOS ORGANISMOS EN LABORATORIO

6.4.1 Pruebas parasitológicas

El diagnóstico en laboratorio se efectuó de manera interna y externa en 5 organismos. Para la evaluación externa se revisaron las aletas de los peces, piel, filamentos branquiales y ojos. El análisis parasitológico se llevó a cabo con un raspado de piel y se cortó varios filamentos branquiales, las muestras se colocaron en portaobjetos con una gota de agua y un cubre objetos, se observaron al microscopio Para la evaluación microbiológica se hizo solo frotis en piel. En el análisis interno se extrajeron todos los órganos (hígado, riño, bazo, intestino, cerebro y musculo), se revisó coloración y textura.

6.4.2 Pruebas microbiológicas en el agua de los tanques

Se tomaron muestras de agua de los tanques mediante tubos falcon, 100 mL por tanque y se analizó la presencia de microorganismos, mediante la inoculación en superficie utilizando perlas de vidrio para cuentas totales, se utilizaron distintos medios. Se preparó Agar 2216 (Bacterias heterótrofas marinas), medio TCBS (Para bacterias del género *Vibrio*), medio Mac Conkey (para bacterias del género *Aeromonas*), medio MRS (para bacterias del género *Bacillus*) y medio M-1 (para levaduras y hongos filamentosos).

6.5 DISEÑO EXPERIMENTAL

6.5.1 Alimentación y evaluación de los alimentos comerciales

La evaluación de los alimentos se llevó a cabo en el Laboratorio de Nutrición Experimental perteneciente al CIBNOR, SC. El experimento consistió en 3 tanques de 3,000 L (Fig. 1B), bajo el siguiente arreglo experimental (Tabla II).

Tabla II.- Arreglo experimental para el cultivo de tilapia a diferentes tallas y biomasa.

	Densidad org/m ³	Talla (g)	Biomasa Inicial (g)
Tanque 1 (T40)	30	12-50	2,180
Tanque 2 (T35)	30	51-100	7,304
Tanque 3 (T30)	30	101-200	14,431

** Alimento de Purina nutripec® para T1= 40 % de proteína, T2= 35 %, y T3= 30 %.

El procedimiento consistió en analizar los residuales producidos con tres porcentajes distintos de proteína: 40 %, 35 % y 30 %, administrando un tipo de alimento por tanque; T40=40 %, T35=35 % y T30=30 %. El periodo de adaptación fue de tres semanas, terminando el periodo se realizó un recambio total de agua, para el llenado de los tanques se utilizó agua de la planta de osmosis inversa (Tabla IX). La duración del experimento fue de 210 días. Los parámetros se tomaron diariamente; la temperatura y oxígeno disuelto fueron medidos con un oxímetro digital YSI 550^a, el pH, la conductividad, el total de solidos disueltos, la salinidad con un pHmetro digital pHTestr 20.

6.5.2 Anestesia en organismos

Para reducir el nivel de estrés y facilitar la manipulación de las tilapias en las biometrías, estas fueron anestesiadas. Se utilizó el componente activo Eugenol encontrado en el aceite de clavo, diluido al 25% en alcohol (Simoes *et al.*, 2011). Se colocó 5 mL en 20 litros de agua potable, los organismos se introdujeron al recipiente, se esperó hasta que presentaron pérdida de los sentidos corporales (nado lento, aletargamiento, flotabilidad de lado, disminución de funciones nerviosas tales como reacción y escape).

6.5.3 Crecimiento

Para la evaluación de los organismos se efectuaron 4 biometrías (inicial, intermedias y final), se tomaron tres medidas; longitud total (LT), longitud parcial (LP) y peso (P). Los dos primeros valores se obtuvieron por medio de un ictiómetro y el tercer valor con la utilización de una balanza digital. Los organismos, se colocaron en una base con papel secante para retirar el exceso de agua, posteriormente, en la báscula digital se cuantificó el peso, subsecuentemente se colocaron en el ictiómetro para realizar la medición de talla y obtener la LT y LP (este procedimiento se repitió con todos los organismos), obtenidos los datos, se capturaron y analizaron para obtener los valores de crecimiento de cada dieta. Las biometrías se programaron para proporcionarnos datos sobre el crecimiento específico (CES), el factor de conversión alimenticia (FCA), la eficiencia alimenticia (EA), la supervivencia (S), y el porcentaje de peso diario (%PG) los cuales fueron obtenidos siguiendo las siguientes ecuaciones.

$$S = (\%) = (\text{numero final de organismos} / \text{numero inicial de organismos}) * 100$$

$$FCA = (\text{Alimento seco proporcionado (g)} / \text{peso húmedo ganado (g)})$$

$$EA = (\text{Biomasa húmeda ganada (g)} / \text{proteína ingerida (g)})$$

$$CES = [(\text{In peso final} - \text{In peso inicial}) / \text{No. días}] * 100$$

$$\% PG = [(\text{peso final} - \text{peso inicial}) / (\text{peso inicial})] * 100$$

6.6 FRACCIÓN PARTICULADA

6.6.1 Recolección de Materia Orgánica

La colecta de la materia orgánica particulada (MOP) se inició después del recambio total del agua, esta se efectuaba cada tercer día. La MOP se recolectó con ayuda de una bomba sumergible marca Evans 60 W (Voltaje 127 V–60 Hz; Flujo máx. 15.60 L/min, altura de 3.08 m), con la cual se extrajo la cantidad de 100 L por tanque, se almacenó en un sedimentador cónico, se dejó reposar dos horas, se recolectó todo el sedimento. El total de la muestra obtenida en cada tanque se dividió en tres partes iguales. La primera parte se colocó en un recolector (sedimentador cónico con aireación constante) en este se acumuló 1/3 de cada colecta de MOP, el segundo tercio se procesó para ser analizado en el Laboratorio de Análisis Químico Proximal, en el CIBNOR, S. C., el último tercio se repartió en partes iguales en los mineralizadores (24 acuarios) (Fig. 4), este procedimiento se repitió cada tercer día.

6.7 MINERALIZACIÓN QUIMIOAUTÓTROFA DE RESIDUALES

6.7.1 Diseño experimental

El experimento consistió en una serie de 24 acuarios rectangulares de fibra de vidrio, con fondo claro y capacidad de 70 L (Fig. 6), en los cuales se evaluaron los residuales de los tanques. Se manejaron cuatro tratamientos con seis réplicas cada uno (Tabla III), acomodados por set de bloques; cuatro tanques (un tanque por tratamiento) por bloque, con un total de 6 bloques, esto con la finalidad de comparar estadísticamente los resultados (Fig. 5). Los tanques se conservaron a 30 °C con un volumen 50 L, a oscuridad constante. El sistema de aireación fue diseñado para permitir una aireación constante. La inoculación fue diaria.

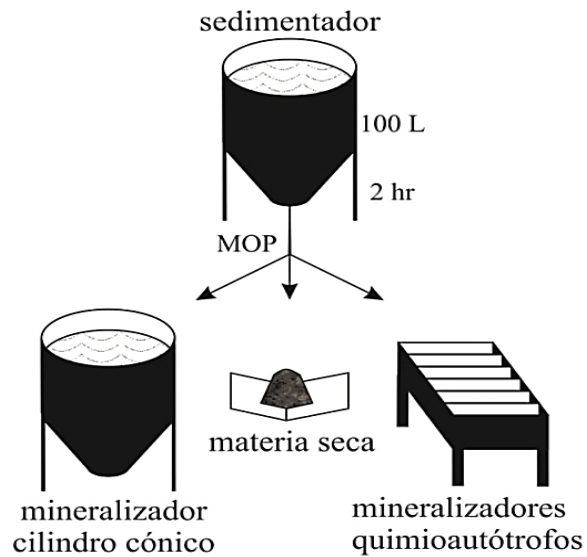


Figura 4.- Componentes del sistema, utilización de la materia orgánica particulada. En los mineralizadores cilindros cónicos se acumuló un tercio de cada cosecha, el segundo tercio se destinó para los análisis bromatológicos y el último tercio se dividió en 24 partes iguales y se colocó en los acuarios. Este procedimiento se llevó a cabo en cada tanque.

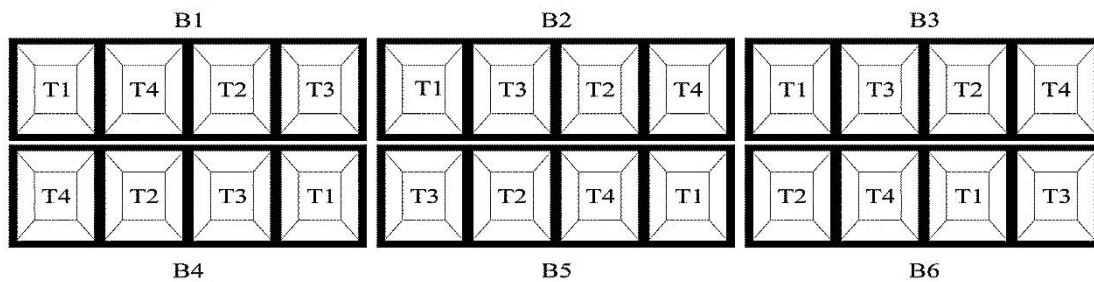


Figura 5.- Distribución de los mineralizadores quimioautótrofos por bloques y set de tratamientos. La letra T representa los tratamientos (Tabla III) y la letra B representa los bloques de tratamientos.



Figura 6.- Sistema de biomineralizadores quimioautótrofos A) Serie de mineralizadores. B) Sistema protegido con cubierta plástica para evitar contaminación cruzada.

6.8 MICROORGANISMOS EVALUADOS

6.8.1 Obtención de las cepas

Las cepas con las que se formularon los tratamientos se obtuvieron de la colección (registro en trámite), del Laboratorio de Diagnóstico Microbiológico del CIBNOR, S.C., provenientes de cultivos puros en caldo selectivo enriquecido (Redfield, 1934) y conservados en criopreservación. *B. megaterium* fue aislada de un cultivo de microalgas marinas (López, 2014). *B. subtilis*, *B. circulans* y *B. gingshumi* se aislaron en un cultivo de biofloc con camarón. La elección de estas especies se debió a sus características facultativas (Tabla III).

Tabla III.- Descripción de los tratamientos.

TRATAMIENTO	DESCRIPCIÓN
T1	MOP
T2	MOP + Melaza
T3	MOP + Bm
T4	MOP + Bm, Bs, Bc, Bg

*MOP= Materia Orgánica Particulada. Bm= *Bacillus megaterium*, Bs = *B. subtilis*, Bc= *B. circulans*, Bg= *B. gingshumi*.

6.8.2 Preparación de cepas

Se prepararon en cajas petri con dos medios: medio marino 2216 y agar soya tripticaseina (TSB), las cepas de *Bacillus megaterium*, *B. subtilis*, *B. gingshumi* y *B. circulans* se sembraron por la técnica de estria cruzada en los dos medios, se incubaron a 35 °C durante un periodo de 48 hrs, se revisaron las cajas petri para crecimiento de las colonias. Se seleccionó las cajas petri con mejor crecimiento y por medio de un asa se tomó una muestra abundante de biomasa bacteriana por triplicado y se inoculó en un matraz con solución de TSB, un matraz por cepa: posteriormente se incubaron por 24 h/30 °C/150 rpm en una incubadora de agitación (Shaking Incubator Shellab).

6.8.3 Preparación de medios y melaza

La solución salina se preparó con cloruro de sodio (ACS Fermont 500g), al 0.85% TSB (Caldo de soya Tripticaseina - BD Bioxon, 450 g)

TSA (Agar de soya Trypticaseina - BD Bioxon, 450 g)

La melaza la proporcionó el grupo Acuacultura Mahr (Tabla IV).

Tabla IV.- Características generales de la melaza.

Parámetros	Valores
pH	3.98±0.1
TS	86623±20.9
Potasio	3.67%
SO ₄	8633.3±709.5
NO ₃ -N	720
NH ₄ -N	432.5±7.9

**Valores referenciales sobre el contenido de estos parámetros en la melaza de caña (Olguín *et al.*, 2008).

6.8.4 Preparación de tratamientos

Se prepararon matraces con 300 mL de caldo TSB, los cuales se inocularon con 6 asadas abundantes de la cepa seleccionada (respectivamente), se dejaron en incubación en la incubadora (VWR Brand 10339) por 24 h/30 °C/150 rpm. Posteriormente, se revisó la pureza de los cultivos por observaciones en fresco en microscopio óptico, una vez corroborada su pureza se procedió a distribuir y centrifugar en tubos falcon de 50 mL, estos tubos se colocaron en la centrifuga refrigerada (Thermo Scientific Heraeus Mega Fuge 16R Centrifuge) a 5000 rpm/4 °C/15 min, se recuperaron los botones celulares en solución salina al 0.85% en el mismo tubo, se transfirió este inóculo bacteriano a un matraz con 300 mL de agua destilada con cloruro de sodio (Fermont ACS 500 g) al 0.85 %, se revisaron en el espectrofotómetro (Hach DR 2700) a un ajuste de 0.4/600 nm, al alcanzar este valor, se hicieron diluciones seriadas al 100 y 1000, se tomaron 100 microlitros y se colocaron en cajas petri con 2216 (Difco BD Marine Agar, 500 g) distribuyendo de forma homogénea por microesferas y agitación de la placa, este procedimiento se hizo por triplicado. Las cajas se colocaron en la incubadora por 24 hrs, para cada cepa se revisaron las unidades formadoras de colonias (UFC mL⁻¹), y se hicieron los conteos correspondientes. Se prepararon los tratamientos. Para el tratamiento 3, se colocaron 5 mL de *Bacillus megaterium*, en tubos falcon estériles, se taparon y se almacenaron en el cuarto frío hasta su uso. Para el tratamiento 4 se colocaron 1.25 mL de cada cepa (*B. megaterium*, *B. subtilis*, *B. circulans* y *B. ginsenghumi*) en tubos falcon de 50 mL, esto con la finalidad de completar los 5 mL de las cuatro cepas a utilizar.

6.8.5 Inoculación de biomineralizadores

La inoculación de los biomineralizadores se llevó a cabo diariamente; 5 mL de consorcio de bacterias (según tratamiento), y 5 mL de melaza. Se tomaron muestras de 50 mL de cada acuario para cuantificar en un autoanализador equipado con automuestreo la variación de la concentración de NH_4^+ , NO_3^- , NO_2^- y PO_4^{3-} en el medio.

6.9 BIOFLOCULACIÓN EN EL SISTEMA

6.9.1 Mediciones de Biofloc

Las mediciones se efectuaron a diario, se tomaron muestras de 1 L (por triplicado por tanque) en conos Imhoff para cuantificar la producción de biofloc. Se tomó medidas a los 30 minutos, 1 h y 2 h. La relación C/N 13:1 fue utilizada y monitoreada diariamente, para para mantener la relación adecuada en cada tanque se agregó azúcar (blanca).

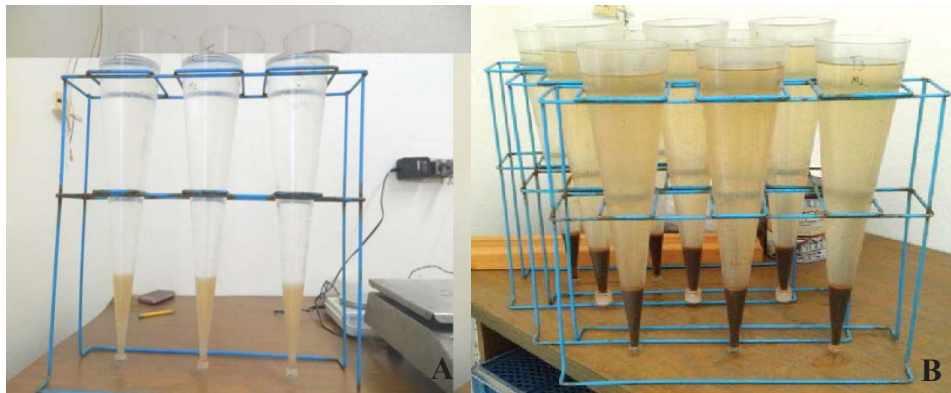


Figura 7.- Conos Imhoff midiendo el Biofloc **A)** Biofloc nuevo **B)** Biofloc maduro.

6.9.2 Determinación del tamaño de partícula

Para este análisis se obtuvo una muestra de agua en tubos falcon de 50 mL de cada tanque (T40, T35 y T30), más una muestra del biofloc sedimentado, biofloc no sedimentable (parte líquida) (Fig. 8) y dos muestras de cada tanque para ser filtrada, con filtro de bolsa de $1\mu\text{m}$ y $5\mu\text{m}$, la toma de muestra se llevó a cabo cada tercer día, durante todo el experimento.



Figura 8.- Toma de muestra de la parte sedimentable y no sedimentable.

El tamaño de partícula se analizó por medio del autoanizador de iones (lanchat instruments-quickchen FIA 8000 series (Fig. 9 A y B – Fig. 10) en el Laboratorio de Edafología del CIBNOR, S.C.



Figura 9.- A) Autoanizador de iones B) 50 mL de muestra para el análisis de partículas

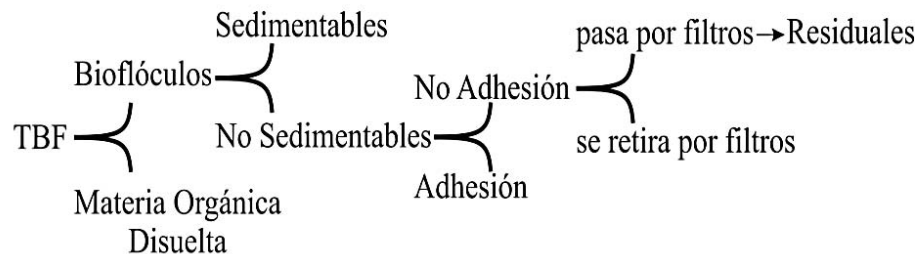


Figura 10.- Muestra la dinámica de las partículas de biofloc y los métodos utilizados para retirarlas. TBF (tecnología de biofloculación). Las partículas se dividen en sedimentables y no sedimentables, las no sedimentables se retiraron por adhesión y filtración, las partículas residuales son aquellas que quedaron después de la filtración.

6.10 PROTOTIPO SISTEMA DE ADHESIÓN- FILTRACIÓN

El prototipo de adhesión-filtración se diseñó con tres objetivos, permitir la sedimentación, la adhesión de partículas y la filtración, el prototipo posee capacidad para 100 L. La sedimentación se lleva a cabo en la base cónica, la adhesión se genera en el área de tambor con micro perlititas (residuos de liner) y la filtración se da a través de un filtro de bolsa doble de 1 μm .

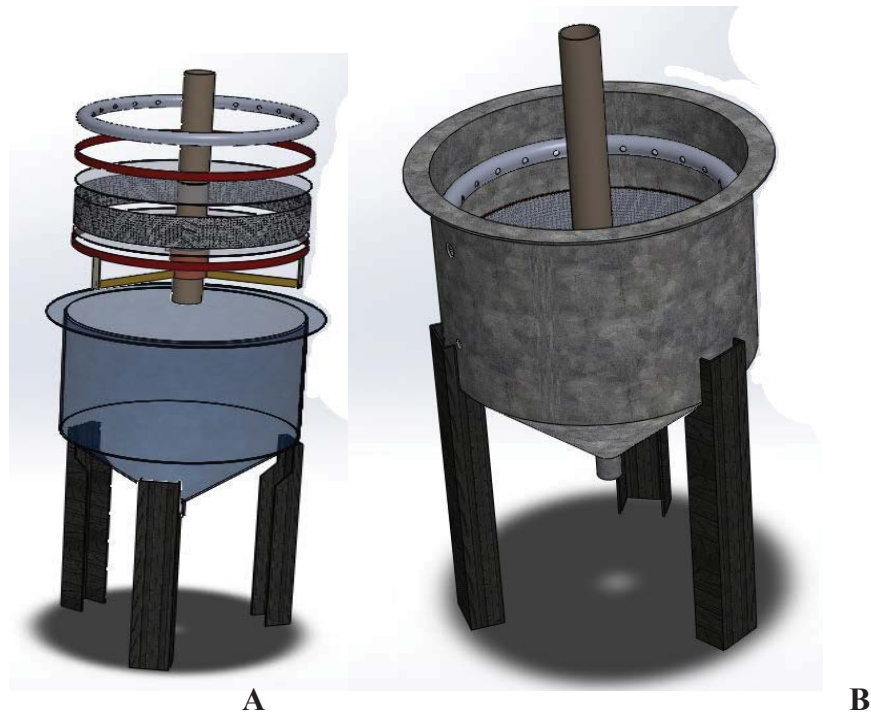


Figura 11.- Prototipo del sistema adhesión-filtración **A)** Componentes del sistema y su ubicación. Se muestran las fases de las que se compone el sistema, sedimentación, adhesión y filtración **B)** Perspectiva del prototipo.

6.11 ANÁLISIS DE NUTRIENTES DE LA FRACCIÓN LÍQUIDA

6.11.1 Toma de muestras

Se tomaron muestras en tubos falcon de 50 mL de los tanques (T40, T35 y T30), de los sedimentadores cilindro-cónico (SC40, SC35 y SC30); 1 muestra por cada uno; las muestras se analizaron en el Laboratorio de Análisis Químico de agua del CIBNOR, S.C., para obtener valores de nitratos (NO_3), nitritos (NO_2), amonio (NH_4), fósforo total (PO_4) y sulfatos (SO_4).

6.11.2 Medición de sulfatos

La medición de sulfatos se llevó a cabo de acuerdo con la Norma Mexicana NMX-AA-74-1981 y APHA (1980). Se preparó un reactivo acondicionador (mezclando 50 cm³ de glicerol con una solución de 30 cm³ de ácido clorhídrico concentrado, 300 cm³ de agua, 100 cm³ de alcohol etílico al 95 % y 75 g de cloruro de sodio). Se utilizó cloruro de bario (BaCl₂) en cristales y una solución estándar de sulfato. Disolviendo en agua 147 mg de sulfato de sodio anhídrido y aforando a 1000 cm³ (1.00 cm³ de esta solución =100 µg de SO₄). Se preparó una curva de calibración con el uso de patrones de sulfato. (En patrones de 5 mg·L⁻¹ con límites de 0 a 40 mg·L⁻¹). Se transfirió a un matraz Erlenmeyer de 250 cm³ una muestra aforada con agua. Se añadió 5.00 cm³ del reactivo a acondicionador y se colocó en el agitador, se agregó cloruro de bario y durante un minuto se agitó, después del tiempo de agitación se vertió una proporción de cada muestra a la celda de absorción del espectrofotómetro (Spectronic unicam aquamate 10347) 420 nm/1cm. Se tomó una lectura cada 30 s, repitiéndola hasta 5 min. Las correcciones se hicieron con blancos sin cloruro de bario. A los resultados se aplicó la formula $SO_4 \text{ mg} \cdot L^{-1} = SO_4 \text{ mg} \cdot 1000/cm^3$ de muestra.

6.12 ANALISIS DE NUTRIENTES DE LA FRACCIÓN PARTICULADA

Para conocer la composición de micro y macro nutrientes en los alimentos y en la materia orgánica particulada (MOP), se siguieron dos métodos. Se pulverizaron los alimentos y la materia orgánica seca* la pulverización se llevó a cabo en un molino eléctrico Krups Gx4100, se obtuvieron 0.5 g de muestra (alimentos y MOP) y se llevó a cabo la digestión de las muestras por el método EPA-3052 digestión por horno de microondas, a la muestra se le agregaron 6 mL de ácido cítrico y 2 mL de peróxido al 30 %, se llevó a cabo en Laboratorio de Espectrofotometría de Absorción Atómica, CIBNOR, S.C. ** La materia orgánica particulada se secó en un horno de ventilación (Stabil-Therm) a 80 °C / 24 hrs.

6.12.1 Cuantificación de componentes minerales por ICP y Kjeldahl

La segunda etapa del análisis de los alimentos se llevó a cabo en el Laboratorio de Fisiología Vegetal integrado al Colegio de Posgraduados Unidad Chapingo. Donde se evaluaron los niveles de micro y macro elementos contenidos en los alimentos (Tabla V),

en la MOP, en los mineralizadores cilindro-cónicos y en los mineralizadores quimioautótrofos (Tabla V). El N se efectuó por método Kjeldahl y el resto lectura directa en el ICP-AES.

Tabla V.- Macro y micro elementos analizados en los las diferentes muestras.

ELEMENTOS ANALIZADOS		
Nitrógeno (NO ₃)	Fósforo (P)	Calcio (Ca)
Nitrógeno (NH ₄)	Potasio (K)	Magnesio (Mg)
Sulfuro (S)	Cobre (Cu)	Fierro (Fe)
Boro (B)	Manganeso (Mn)	Zinc (Zn)
Molibdeno (Mo)	Azufre (S)	Sodio (Na)

**Elementos esenciales requeridos por las plantas para un óptimo desarrollo. Se dividen en macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg, S) y micronutrientes (B, Cu, Fe, Mn, Mo, Zn).

La información obtenida nos permitió conocer los nutrientes contenidos en los alimentos, el agua de cultivo, en el agua de los mineralizadores y en la materia orgánica particulada (MOP). Esto permitió sentar las bases para el análisis de los residuales particulados del cultivo de tilapia y su aprovechamiento para la formulación de soluciones hidropónicas.

6. 13 COMPLEMENTACIÓN DE LAS SOLUCIONES RESIDUALES

El análisis de micro y macro nutrientes nos permitió conocer la composición exacta de las soluciones generadas en los tanques de biofloculación, en los mineralizadores cilindros cónicos y en los mineralizadores quimioautótrofos y poder suplementar las deficiencias para generar soluciones de calidad hidropónica comercial. Se analizaron 15 elementos, componentes de las soluciones hidropónicas Steiner y Hoagland (Tabla VI).

Tabla VI.- Componentes de las soluciones nutritivas Hoagland y Steiner.

Elementos	Hoagland	Steiner
	mg.L⁻¹	mg.L⁻¹
Nitrógeno (N)	220-242	170
Fósforo (P)	24-31	50
Potasio (K)	230-232	320
Calcio (Ca)	179-224	183
Magnesio (Mg)	49	50
Azufre (S)	113	148
Hierro (Fe)	7	3 a 4
Manganeso (Mn)	0.05- 0.50	1 a 2
Boro (B)	0.45	1 a 2
Zinc (Zn)	0.48	0.2
Cobre (Cu)	0.02	0.1 a 0.5
Molibdeno (Mo)	0.0106	0.1
Sodio (Na)	-	-
Cobalto (Co)	-	-
Selenio (Se)	-	-

Se muestran los valores en mg.L⁻¹ de los 15 elementos esenciales para las plantas en la solución hidropónica de Hoagland y en la solución de Steiner. (Jones, 2005)

7. RESULTADOS

7.1 CARACTERIZACIÓN DE LOS COMPONENTES EN ALIMENTOS COMERCIALES

7.1.1 ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL Y ANÁLISIS DE ICP-AES

Para conocer la composición completa de los alimentos suministrados se llevó a cabo un análisis químico proximal y un análisis de macro y micro elementos para obtener el perfil completo de cada alimento utilizado. En el periodo de prueba y adaptación de los organismos se observó una preferencia por el alimento marca Purina, el comportamiento era más activo y el alimento duraba menos en el tanque, por lo que se decidió solo implementar esta marca en los experimentos. Los alimentos se eligieron de acuerdo a la etapa en que se encontraban los organismos utilizados en el sistema, se establecieron tres niveles de proteína; proteína de 40 % para los organismos de 12-50 g, el de 35 % de proteína para los de 50-100 g y de 30 % para los de 101-200 g (Tabla VII).

Los valores de proteína variaron con lo indicado en las etiquetas de los alimentos, para el caso de P32 se encontró un porcentaje de proteína de 37 % cuando lo indicado en la etiqueta era de 32 %. El alimento de P40 se observó más variación en los componentes con respecto T30 y T35.

Los resultados de macro y micro nutrientes para los alimentos, no mostraron la presencia de cobalto, el selenio está presente en P32 y P35 y el molibdeno solo se encuentra en P35. Dentro de los macro elementos está el nitrógeno, fósforo, potasio, calcio magnesio y azufre. El calcio y el fósforo son los nutrientes que aparecen en mayor cantidad. Los valores más altos de sodio de $39.457 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $35.076 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ los obtuvieron P50 y P30. El potasio se encontró en el rango de 29.5 a $42.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, el mayor valor de magnesio lo obtuvo P32, para el azufre los valores oscilaron entre 13.7 y $18.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Los micro nutrientes detectados fueron boro, cobre, manganeso, molibdeno, los cuales se encontraron con valores $< 1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, el fierro y el zinc presentaron con valores $> 3.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $> 1.25 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente (Tabla VIII).

Tabla VII.- Análisis químico proximal de cinco muestras de alimentos balanceados para tilapia Malta Cleyton y nutripec® de PURINA.

A Malta Cleyton							
ETAPA MALTA CLEYTON	Humedad (%)	Proteína (%)	Extracto Etéreo (%)	Fibra Cruda (%)	Cenizas (%)	ELN (%)	Energía (cal/g)
P40	6.73±0.10	50.01±0.10	13.83±0.28	0.30	10.73±0.02	25.13	5109.36±4.15
P35	7.51±0.06	36.17±0.014	2.55±0.09	3.03±0.06	10.94±0.09	47.31	4353.63±5.24
P30	7.98±0.08	25.80±0.10	2.58±0.12	2.50±0.10	11.37±0.07	57.76	4154.02±3.80
P25	7.50±0.05	34.32±0.20	1.77±0.06	2.56±0.06	10.12±0.08	51.23	4276.51±8.09

B Purina							
ETAPA PURINA	Humedad (%)	Proteína (%)	Extracto Etéreo (%)	Fibra Cruda (%)	Cenizas (%)	ELN (%)	Energía (cal/g)
P50	5.33 ±0.28	41.33±0.18	9.53±0.08	1.76±0.21	10.79±0.20	36.58	4632.38±1.88
P40	8.35±0.09	40.62±0.22	7.58±0.15	1.80±0.27	8.87±0.12	41.12	4698.29±5.83
P35	7.92±0.12	35.51±0.29	5.68±0.25	3.13±0.15	10.01±0.12	45.67	4490.03±5.51
P32	6.95±0.18	37.50±0.14	5.70±0.20	4.26±0.06	9.66±0.07	42.88	4497.74±6.34
P30	7.45±0.10	31.52±0.26	6.28±0.11	3.90±0.20	11.08±0.08	47.22	4363.50±2.59

*Valores promedio ± desviación estándar de 3 réplicas por muestra. Resultados expresados en base seca, excepto humedad. ** **MALTACLEYTON: P40**=Alimento para alevin, **P35**=Alimento para la fase de iniciación, **P30**= Alimento recomendado para la fase de engorda, **P25**=Alimento para la finalización del cultivo. **PURINA: P50**=Alimento para la etapa Alevin I, **P40**= Alimento para la etapa Alevin II, alimento proporcionado a los organismos del T40, **P35** Alimento para la etapa desarrollo utilizado en T35, **P32** Alimento para la etapa desarrollo II, **P30** Alimento para la etapa la etapa de engorda utilizado en el tanque 3.

7.2 LA CALIDAD DEL AGUA

A lo largo de la etapa de desarrollo y planificación del experimento notamos que los organismos mostraban poco crecimiento y aletargamiento, al analizar el agua de cultivo se encontraron valores elevados para nitratos en el agua clara de recarga de los tanques, por lo que se decidió llevar a cabo un análisis de nitratos a 10 muestras de agua de diversas fuentes, esto con dos finalidades, la primera tener las mejores condiciones de cultivo y la segunda iniciar la 1^{ra} etapa del experimento con valores de nutrientes muy bajos para poder observar la recuperación de estos dentro del sistema (Tabla IX).

Tabla VIII.- Se muestran los valores obtenidos en el análisis de micro y macro nutrientes a los 5 tipos de alimento para tilapia nutripec® de PURINA.

Elementos (mg·L⁻¹)	P50	P40 (T40)	P35 (T35)	P32	P30 (T30)
Na	39.457	16.769	18.376	18.233	35.076
Ca	216.256	159.234	222.851	203.228	214.573
P	99.645	89.419	108.175	109.691	87.422
Mg	26.199	23.655	30.829	33.386	30.137
K	31.7	29.537	35.362	42.532	33.774
S	18.155	13.737	17.513	18.108	14.893
Se	nd	nd	0.002	0.087	nd
Zn	2.269	1.25	2.086	2.201	1.584
Co	nd	nd	nd	nd	nd
Cu	0.288	0.12	0.188	0.199	0.148
Fe	5.076	5.536	3.648	3.945	3.4
B	0.305	0.166	0.201	0.31	0.139
Mn	0.531	0.467	0.689	0.662	0.778
Mo	nd	nd	0.005	nd	nd

** En la tabla se muestra los 14 elementos contenidos en cualquier solución hidropónica en (mg·L⁻¹) los valores de nutrientes corresponden a los alimentos para las tilapias. Para el experimento se utilizó P40, P35 y P30.

Las muestras de agua se tomaron de diferentes fuentes, entre las cuales se destacan agua potable de la ciudad de la Paz, agua purificada de dos compañías, agua potable de la pipa que surte al CIBNOR de agua, de las toma de agua del laboratorio de Nutrición y del agua contenida en los tinacos de reserva dentro del laboratorio y por ultimo agua de la planta de ósmosis inversa del CIBNOR antes y después de ser tratada. Los valores más altos en nitrógeno de nitratos los obtuvimos en TP, T6 y T10 de muestras de agua contenida en tinacos con 6.443, 6.919 y 6.639 mg·L⁻¹ respectivamente, siguiéndole LNAL con 6.359 mg·L⁻¹, ALLPZ con 5.435 y AP 3.670 mg·L⁻¹. Valores menores a 1.500 mg·L⁻¹ se obtuvieron en una de las muestras de agua purificada APLPZ con 0.434 mg·L⁻¹ y APN con 1.238 mg·L⁻¹. Para la muestra tratada en la planta de osmosis inversa se encontró una reducción de los nitratos con valores de 2.787 a 0.106 mg·L⁻¹ (Tabla IX). La mejor calidad de agua se encontró en el agua de la planta de osmosis inversa. El inicio del experimento se

llevó a cabo con esta agua, los tres tanques fueron vaciados en su totalidad, lavados y llenados al volumen correspondiente.

Tabla IX.- Valores de los nitratos en diez muestras tomadas de diversas fuentes (agua purificada, agua potable, planta de osmosis inversa, agua de pipa, agua de reserva).

CLAVE DEL LABORATORIO	ORIGEN DE LA MUESTRA	$\mu\text{M NO}_3$	mg NO_3	mg N- NO_3
AQUA 1590	Agua de la pipa 8 Oct. (AP)	262.000	16.245	3.670
AQUA 1591	Agua Purificada La Paz (APLPZ)	31.000	1.922	0.434
AQUA 1592	Agua Purificada Nutrición(APN)	88.400	5.481	1.238
AQUA 1593	Lab. Nutr. Agua de la llave (LNAL)	454.000	28.150	6.359
AQUA 1594	Agua llave La Paz (ALLPZ)	388.000	24.058	5.435
AQUA 1595	Osmosis Inversa (OI)	7.540	0.468	0.106
AQUA 1596	Antes de Osmosis Inversa (AOI)	199.000	12.339	2.787
AQUA 1597	Muestra Tinaco pequeño (TP)	460.000	28.522	6.443
AQUA 1598	Muestra T6	494.000	30.630	6.919
AQUA 1599	Muestra T10	474.000	29.390	6.639
**	Agua desionizada del Lab. Análisis Químicos de Aguas.	0.058	0.004	0.000

**Se muestran los valores calculados para agua desionizada, solo con fines comparativos. Se presentan los valores de NO_3 en μm , mg de NO_3 y mg de N- NO_3 .

En la Tabla X se indican los valores de los tanques en el tiempo 0, los tanques fueron llenados con agua de la planta de osmosis inversa, con la finalidad de iniciar con un agua con residuales nitrogenados más bajo posible. Para T40 los valores de nitratos son elevados $4.117 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en comparación con lo encontrado en T35 y T30. Para fósforo, nitritos, nitratos y NID T30 obtuvo el valor menor.

Los valores iniciales del agua de los tanques y de los mineralizadores se muestran en la Fig. 12. El valor de los nitratos (N- NO_3 mg) antes de iniciar con los tratamientos fue en promedio de 0.235, con valores máximos de 0.265 y mínimos de $0.216 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Los tanques presentaron valores de $0.830\text{-}4.117 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$.

Tabla X.- Valores de N-NH₄, N-NO₂, N-NO₃, P-PO₄, N-NID en los tanques (T40, T35 y T30) en tiempo cero.

ORIGEN	CLAVE DE LABORATORIO	N-NH ₄ (mg·L ⁻¹)	N-NO ₂ (mg·L ⁻¹)	N-NO ₃ (mg·L ⁻¹)	P-PO ₄ (mg·L ⁻¹)	N-NID (mg·L ⁻¹)
T40	AQUA 2014-709	0.044	0.015	4.117	0.162	4.176
T35	AQUA 2014-715	0.168	0.031	2.687	0.150	2.885
T30	AQUA 2014-720	0.300	0.011	0.830	0.049	1.140

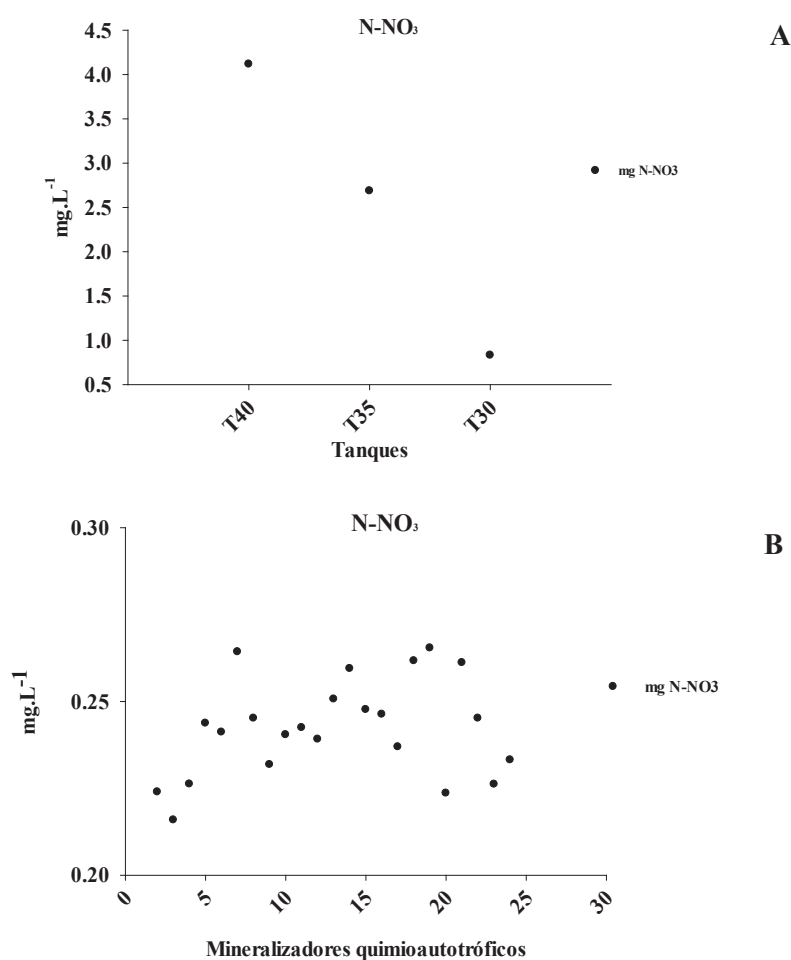


Figura 12.- Valores de nitratos en tiempo cero (t₀) **A)** valores de nitratos para el agua inicial en los tanques de cultivo; T40=4.117 mg·L⁻¹; T35=2.687 mg·L⁻¹, T30=0.830 mg·L⁻¹ **B)** Valores de los 24 mineralizadores quimioautótrofos. En el eje x se muestran el número de tanques inciso A e inciso B número de mineralizadores cilindros cónicos (24 unidades), en eje de las y es el valor de nitratos alcanzado en las distintas muestras.

7.3 IDENTIFICACIÓN DE LAS TILAPIAS UTILIZADAS EN EL EXPERIMENTO

Se enviaron a secuenciar 15 muestras para amplificar COI con dos juegos de primers universales para peces (FISH1 y FISH2). Solo amplificaron con FISH1. De acuerdo con el Bold system y la tabla de distancia genéticas de Tamura-Nei (Tabla X), las muestras enviadas a secuenciar son del género *Oreochromis* (100 %). Sin embargo, dependiendo de la secuencia que se suba al sistema para que la identifique, da una especie probable diferente, del total de muestras se encontraron 4 haplotipos: TIZI1 = *Oreochromis mossambicus*; TIZI2 = *Oreochromis* sp.; TIZI3 = *Oreochromis urolepis*; TIZI13= *Oreochromis aureus*. 7 secuencias corresponden al haplotipo TIZI1, 1 secuencia a TIZI2, 6 secuencias a TIZI3 y una a TIZI13. Los resultados indican que no hay certeza acerca de que especie es porque da, dependiendo la muestra, diferentes identidades como primera posibilidad. Todas concuerdan con el género *Oreochromis*. Las especies que indica el FishBol como probables son: *Oreochromis mossambicus*, *Oreochromis* spp., *Oreochromis urolepis*, y *Oreochromis aureus*. Por lo que los resultados sugieren que los organismos que se localizan en las pocitas son híbridos.

Tabla XI.- Distancias genéticas de Tamura-Nei.

	TIZI1	TIZI2	TIZI3	TIZI13	Oreochromis_niloticus	Oreochromis_aureus_x_Oreochr	Oreochromis_mossambicus	Tilapia_zillii	Tilapia_zillii_BNF_365	Tilapia_zillii_BNF_238	Tilapia_zillii_BNF_237
TIZI1											
TIZI2	0.073										
TIZI3	0.041	0.071									
TIZI13	0.078	0.005	0.076								
Oreochromis_niloticus	0.000	0.073	0.041	0.078							
Oreochromis_aureus_x_Oreochr	0.000	0.073	0.041	0.078	0.000						
Oreochromis_mossambicus	0.000	0.073	0.041	0.078	0.000	0.000					
Tilapia_zillii	0.143	0.132	0.139	0.137	0.143	0.143	0.143				
Tilapia_zillii_BNF_365	0.143	0.132	0.139	0.137	0.143	0.143	0.143	0.000			
Tilapia_zillii_BNF_238	0.141	0.130	0.137	0.135	0.141	0.141	0.141	0.002	0.002		
Tilapia_zillii_BNF_237	0.141	0.130	0.137	0.135	0.141	0.141	0.141	0.002	0.002	0.000	
En %											
TIZI1											
TIZI2	7.31										
TIZI3	4.05	7.12									
TIZI13	7.84	0.49									
Oreochromis_niloticus	0	7.306	4.05								
Oreochromis_aureus_x_Oreochr	0	7.306	4.05	7.84							
Oreochromis_mossambicus	0	7.306	4.05	7.84	0						
Tilapia_zillii	14.3	13.17	13.9	13.7	14.3	14.3					
Tilapia_zillii_BNF_365	14.3	13.17	13.9	13.7	14.3	14.3	14.3				
Tilapia_zillii_BNF_238	14.1	12.96	13.7	13.5	14.1	14.1	14.1	0.16			
Tilapia_zillii_BNF_237	14.1	12.96	13.7	13.5	14.1	14.1	14.1	0.16	0.16		

** Las iniciales TIZI corresponden a las muestras identificadas, en total 15 de las cuales se encontraron 4 haplotipos; correspondiendo las claves de: TIZI1 = *Oreochromis mossambicus*; TIZI2 = *Oreochromis* sp.; TIZI3 = *Oreochromis urolepis*; TIZI13= *Oreochromis aureus*.

7.4 EVALUACIÓN DE LOS ORGANISMOS EN LABORATORIO

7.4.1 Pruebas parasitológicas (Análisis presuntivos en fresco)

Se decidió evaluar a los organismos en el Laboratorio de Diagnostico Parasitológico del CIBNOR, S.C., con la finalidad de comprobar si los organismos recolectados estaban libres de parásitos. La evaluación se hizo interna de todos los órganos (estomago, intestino, hígado, bazo, riñón, cerebro y musculo) y externa (en ojos, aletas, piel), se llevó a cabo frotis para evaluar el crecimiento bacteriano donde se detectaron pocas bacterias, y parásitos monogéneos *Gyrodactylus* en baja cantidad, los cuales son parásitos comunes en los peces.

7.4.2 Pruebas microbiológicas en el agua de los tanques

Los valores obtenidos en las muestras microbiológicas indican presencia de *E. coli*, por lo que alguna fuente de contaminación externa tuvo contacto con los tanques, para los niveles de bacterias heterótrofas se encuentra dentro de valores normales (Tabla XII).

Tabla XII.- Resultados de las pruebas microbiológicas para el agua del cultivo de cada uno de los tanques de tilapia.

Tipo de muestra/ Tanque	T40	T35	T30
Heterótrofas marinas (UFC/mL)	2196	2972	2584
Bacterias del genero <i>Vibrio</i> (UFC/mL)	nd	nd	nd
Bacterias del genero <i>Aeromonas</i> (UFC/mL)	Se observaron 16 colonias de <i>Escherichia coli</i> .	Se observaron 17 colonias de <i>E. coli</i> .	Se observaron 7 colonias de <i>E. coli</i>
Bacterias del genero <i>Bacillus</i> (UFC/mL)	Crecimiento de 3 colonias de hongos	Crecimiento de 1 colonia de hongos y 1 colonia de levaduras	Crecimiento de 28 colonias de levaduras
Levaduras y hongos filamentosos (UFC/mL)	3 colonias de hongos filamentosos	ND	3 colonias de levaduras
Observaciones	La presencia de colonias de <i>E. coli</i> indica contaminación por heces fecales de alguna fuente externa.	La presencia de colonias de <i>E. coli</i> indica contaminación por heces fecales de alguna fuente externa.	La presencia de colonias de la bacteria <i>E. coli</i> significa que se tiene contaminación con heces fecales de alguna fuente externa.

7.5 EVALUACIÓN DE LOS ORGANISMOS

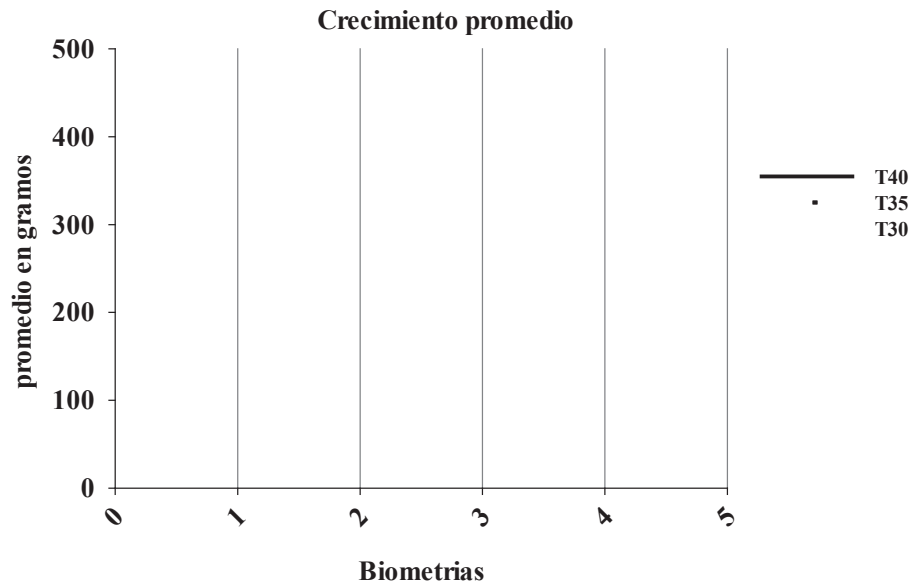


Figura 13.- Valores obtenidos de las biometrías, crecimiento de los organismos en la duración del experimento.

Se efectuaron cinco biometrías iniciando en el periodo de adaptación al sistema hasta el término del experimento. En el periodo de la primera biometría los organismos se encontraban en tinas con una profundidad de 50 cm y un volumen 2,000 L, el crecimiento que mostraron fue lento obteniendo una ganancia promedio de 7 g por organismo para T40, de 9 g promedio para T35 y de 11 g para T30 en 21 días, en base a estos resultados los organismos se transfirieron a tanques con capacidad de 3,000 L y sistema de aireación con micro burbuja y la ganancia en peso aun así fue baja 12 g promedio para T40, para T35 de 21 g y de 12 g para T30 en 50 días, por lo que se implementó el sistema de biofloc en los tanques y se hizo el recambio total de agua (Fig. 12, Tabla IX), lo que favoreció al crecimiento de los organismos ya que se observó crecimiento en los tres tratamientos de 135 g promedio para T40, de 173 g para T35 y de 166 g para T30 en 94 días. Después de este periodo la tasa de crecimiento se redujo de 67 g para T40 y de 56 g para T35 y de 82 g para T30 en un lapso de 91 días (Tabla XIII). La implementación del Biofloc fue una herramienta que favoreció las condiciones de los organismos, la presencia de alimento *in situ* permitió generar mayor crecimiento (Fig. 13).

Tabla XIII.- Se muestran los valores promedio obtenidos en las biometrías para T40, T35 y T30, con sus respectivas desviaciones estándar.

	T40				T35				T30			
	BIO1	BIO2	BIO3	BIO4	BIO1	BIO2	BIO3	BIO4	BIO1	BIO2	BIO3	BIO4
Peso Max (g)	50.4	69.9	93.4	342.1	100.8	114.5	183.5	542	200	200	298	480
Peso Min (g)	20.32	26	11.45	62	51.47	56.96	60.27	86.4	101	100	100	140.1
Peso Promedio (g)	38	45	57	192	76	85	106	279	149	160	172	338
Desvest	8.4	14.4	20.3	69.3	15	19.6	28.1	82.6	33.1	41.1	42.8	71
LPMax (cm)	12	13	14.8	22	15.8	15.9	18.6	24.8	20.5	19.5	22	25
LP Min (cm)	9	9.4	7	12	11.5	11.8	12.1	14	14	15	14.9	16.5
LP Promedio (cm)	10.6	11.3	12.2	17.8	13.5	14.1	15.3	20.2	17	17	18	22
Biomasa (g)	1822	2453	3100	9797	6714	6970	8676	22333	11922	12640	13575	26342
Total de Org.	54	54	54	52	82	82	82	80	80	79	79	78

** Peso Max = peso máximo de los organismos del tanque, Peso Min = peso mínimo, Desvest =desviación estándar, LP Máx= longitud parcial máxima, LP Min=longitud parcial mínima. T40 organismos pequeños (12-50 g), T35= organismos medianos (51-100 g), T30 organismos grandes de (101-200 g). BIO1 =1^{ra} biometría, BIO2= 2^{da} biometría, BIO3=3^{ra} biometría, BIO4 =4^{ta} biometría.

Se encontró una supervivencia >96%, los factores de conversión (FCA) mejoraron conforme se llevaron a cabo las modificaciones del sistema, obteniendo los valores más bajos cuando se implementó el biofloc, el crecimiento específico también incremento. El consumo del alimento fue incrementando conforme los organismos ganaban talla. Los mejores resultados para todos los índices se dieron después de aplicar el sistema de biofloculación (Tabla XIII). Por lo mostrado anteriormente se concuerda que es una buena implementación para los objetivos del presente trabajo.

Tabla XIV.- Valores sobre el crecimiento de los organismos; el crecimiento específico (CES), la supervivencia (S), el factor de conversión alimenticia (FCA) y el porcentaje de peso ganado (%PG) obtenidos mediante ecuaciones.

	T40				T35				T30			
	BIO1	BIO2	BIO3	BIO4	BIO1	BIO2	BIO3	BIO4	BIO1	BIO2	BIO3	BIO4
T. alimento (g)	830	1515	7557.5		1200	1780	16704		1540	2350	23181.8	
S	100	100	96		100	100	98		99	100	99	
FCA	1.31	2.34	1.12		4.69	1.04	1.22		2.14	2.51	1.8	
CES (%·dia⁻¹)	0.80	0.48	1.28		0.41	0.48	1		0.33	0.14	0.71	
%PG (%·pez⁻¹)	34.6	26.37	216		3.8	24.4	157		6	7.3	94	

** *Supervivencia (S):* $S = (\% \text{ (número final de organismos/numero inicial de organismos)} * 100)$; *Factor de conversión alimenticia (FCA)* $FCA = \text{Alimento seco proporcionado (g)/peso húmedo ganado (g)}$; *Crecimiento específico (CES):* $CES = [(In \text{ peso final} - In \text{ peso inicial}) / No. \text{ días}] * 100$; *Porcentaje de ganancia en peso (% PG)* $\% PG = [(peso \text{ final} - peso \text{ inicial}) / (peso \text{ inicial})] * 100$ (Jegade y Olusola, 2010).

7.6 PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DEL CULTIVO

En el experimento la temperatura no se controló, los tanques permanecieron en ambiente cerrado, obteniendo valores entre los 22 y 25.9 °C, presentándose cambios temporales al cambiar de estación de marzo a abril BIO-BIO3 (primavera) y de abril a agosto (verano) (BIO3-BIO4). El oxígeno disuelto se mantuvo para T40 ente los 5.94 - 9.3 mg·L⁻¹, para T35 entre los 4.79 - 8.9 mg·L⁻¹, T30 entre los 2 mg·L⁻¹ y los 9.08 mg·L⁻¹, el valor de 2 mg·L⁻¹ para T30 (Tabla XV) se obtuvo en un incidente con el aro de micro burbuja, ocurriendo que la aireación no entrara al tanque, ningún organismo murió. Para el pH, los valores se mantuvieron por debajo de pH 7, lo cual no es muy recomendado ya que puede causar estrés en los organismos, para mantener el pH en niveles mayores a 6.5 se añadió hidróxido de calcio Ca(OH)₂ (cal hidratada marca perla).

Tabla XV.- Parámetros obtenidos durante el experimento. Se presentan los valores promedio de cada uno de los parámetros y entre paréntesis los máximos y mínimos. Los valores fueron agrupados de acuerdo al tiempo de cada biometría.

	T40			T35			T30		
	BIO 2	BIO 3	BIO 4	BIO 2	BIO 3	BIO 4	BIO 2	BIO 3	BIO 4
Temperatura (°C)	23.7 (23.1-24.3)	22 (20.9-24.6)	25.3 (22.7-28.1)	23.8 (23.2-24.6)	22.2 (20.9-23.5)	25.4 (22.8-28)	23.7 (23-24.4)	22 (20.6-23.5)	25.9 (22.7-27.9)
OD (mg/L)	7.1 (6.8-7.32)	7.9 (5.94-8.75)	7.64 (6.8-9.3)	5.7 (4.79-6.81)	7.6 (4.2-8.41)	7.44 (6.6-8.9)	5.9 (5.11-6.4)	7.4 (2-8.37)	7.3 (3.1-9.08)
pH	6.2 (6.1-6.3)	6 (5.9-6.2)	6.25 (5.5-7.3)	6.4 (6.3-6.5)	6.3 (5.9-6.7)	6.1 (5.8-6.8)	6.2 (6 -6.4)	6.1 (5.9-6.3)	6.3 (5.9-6.7)
días	21	50	94	21	50	94	21	50	94

T40 organismos pequeños (12-50 g), T35= organismos medianos (51-100 g), T30 organismos grandes de (101-200 g).
 BIO1 =1^{ra} biometría, BIO2= 2^{da} biometría, BIO3=3^{ra} biometría, BIO4 =4^{ta} biometría. Temperatura=en grados centígrados, OD=oxígeno disuelto (mg·L⁻¹), pH=potencial de hidrogeno (valores del 0-14).

Los valores más altos para conductividad, salinidad y sólidos disueltos se encontraron en T30, mientras que T35 y T40 obtuvieron valores muy similares, en los tres casos se observó una tendencia ascendente (Fig. 14). La conductividad se mantuvo para T30 >1500 a 2000 μS , para T35 de 458 μS a 1475 μS y para T40 hasta 1357 μS (Fig. 14 A). Los sólidos disueltos totales fueron en aumento a lo largo del experimento para los tres tanques, observándose en círculos rojos las decaídas (Fig. 14 C). Para T30, estas decaídas pueden deberse al consumo de los flóculos por los organismos y a los efectos de dilución cuando se agregó agua a los tanques (Fig. 14 C). La salinidad también incrementó paulatinamente, en la Fig. (14 B) se marca en círculo rojo una decaída para T30 con valor de 516 ppt, medida anómala por baja batería del pHmetro. Para T40 la salinidad llegó a 650 ppt, para T35 a 711 ppt.

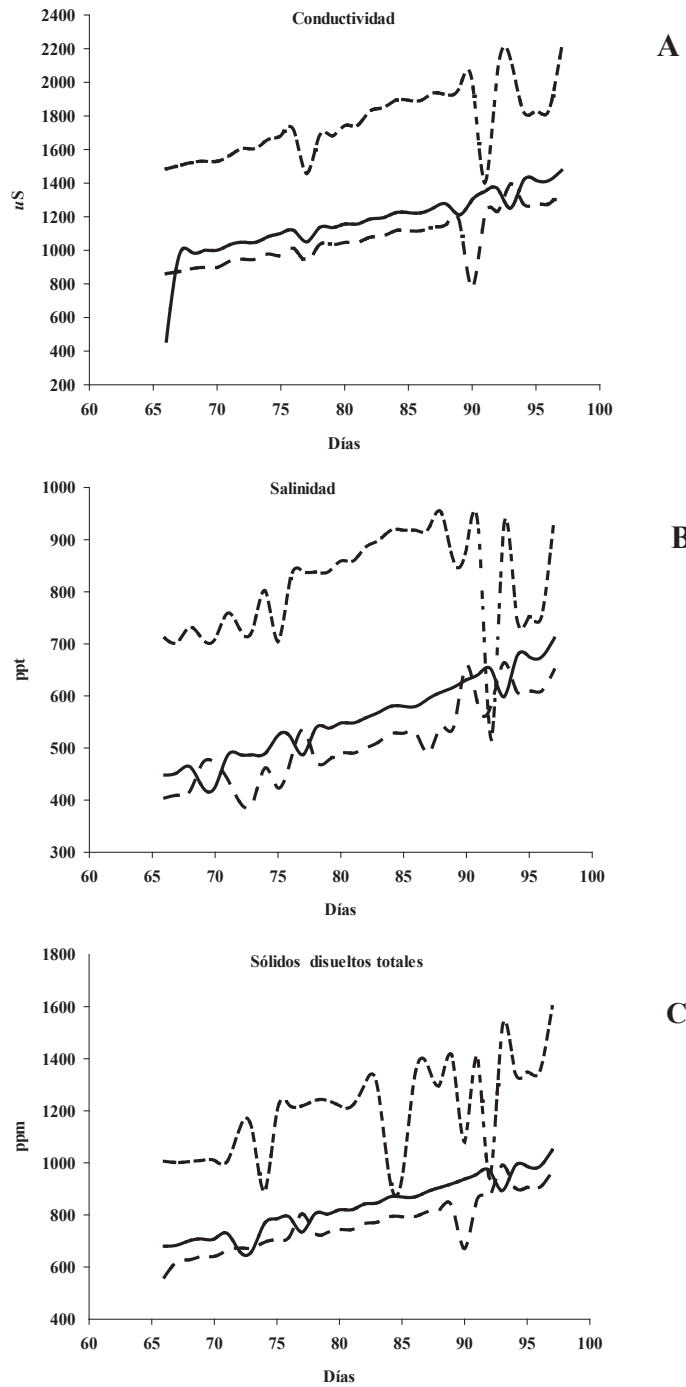


Figura 14.- A) Los valores de conductividad para T40, T35 y T30 B) Los valores de salinidad para T40, T35 y T30 C) Los valores del total de solidos disueltos para T40, T35 y T30. En el eje de las x se muestran los días, en el eje de las y los valores de conductividad en uS (microsiemens) (A), para salinidad en ppt (B) y para los sólidos disueltos en ppm (C). T40 (línea-punto), T35 (línea continua), T30 (línea semi continua).

7.7 LIBERACIÓN DE NUTRIENTES EN LOS TANQUES EN FRACCIÓN LÍQUIDA.

Para T35 y T30 la liberación de fósforo alcanzó valores de Hoagland. En T40 la liberación de este nutriente fue lenta, no alcanzando los requerimientos mínimos. La liberación de fósforo para T35 de $25.36 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y T30 de $30.95 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, para T40 fue de $10.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. El valor de Hoagland de PO_4 es de $22 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. En T30 y T35 se alcanzó este nivel (Fig. 15).

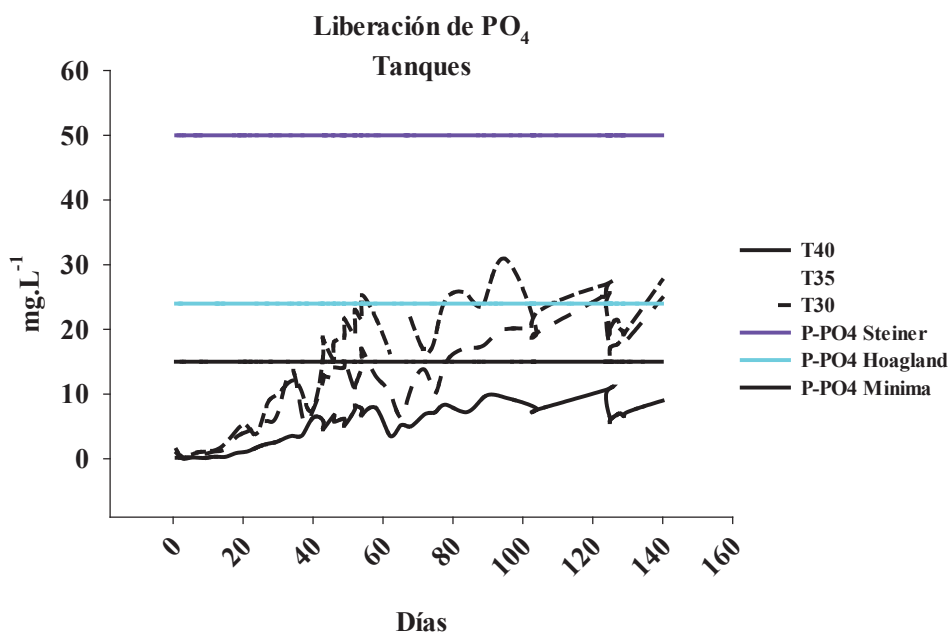


Figura 15.- Resultados del análisis de las muestras de tanques (T40, T35 y T30) de fósforo total (P-PO₄). Las líneas representan el contenido de P-PO₄ en la solución hidropónica de Steiner ($50 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), en la de Hoagland ($22 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) y la línea negra representa el mínimo contenido de P-PO₄ para una solución hidropónica. En el eje de las x los días del experimento y en el eje de las y los $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ alcanzados para cada tanque.

La liberación de nitrógeno inorgánico disuelto (N-NID) (Fig. 16) fue elevada, alcanzando en los tres casos los valores de la solución hidropónica de Hoagland, T35 y T30 los valores de Steiner. En T30 el N-NID incrementó de manera constante alcanzando desde las primeras etapas la solución de Steiner. Para T40 que la liberación de N-NID también fue menor a lo encontrado para T35 y T30.

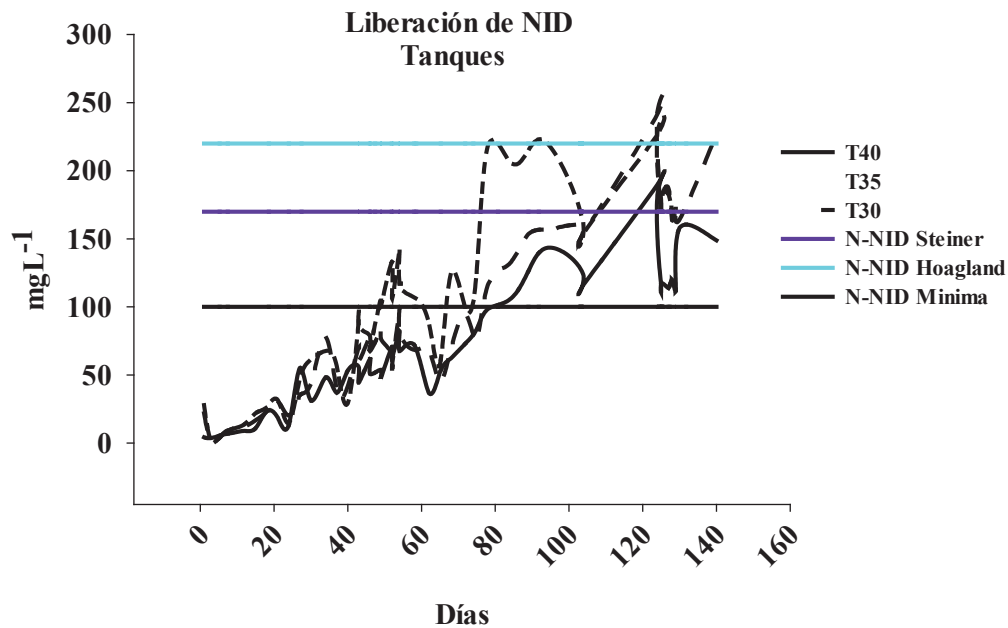


Figura 16.- Resultados del análisis de las muestras de tanques (T40, T35 y T30) de nitrógeno inorgánico disuelto (N-NID). Las líneas representan el contenido de N-NID en la solución hidropónica de Steiner ($170 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), en la de Hoagland ($220 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) y la línea negra representa el mínimo contenido de N-NID para una solución hidropónica. En el eje de las x los días del experimento y en el eje de las y los $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ alcanzados para cada tanque.

Se muestran los valores de nitratos, nitritos y amonio encontrado en los tanques. En los tres casos los nitritos se mantuvieron en valores menores a $5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Mientras que el amonio se fue acumulando en el sistema con valores máximos para T40 de $14.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, en T35 de $17.72 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y T30 de $12.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, los nitratos alcanzaron valores más altos, tal es el caso de T35 de $156.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y T30 de $175.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, T40 presenta menor liberación con $97 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Fig. 17). Las etapas de nitrificación se caracterizan por cantidades elevadas de amonio, reducción de éste mientras aumentan los nitritos y disminución de nitritos a la par que aumentan los nitratos, en este caso se observa pocos nitritos y bastantes nitratos lo que sugiere que la oxidación de amonio a nitritos no fue suficiente para disminuir los niveles de amonio, mientras la oxidación de nitritos a nitratos ocurrió adecuadamente.

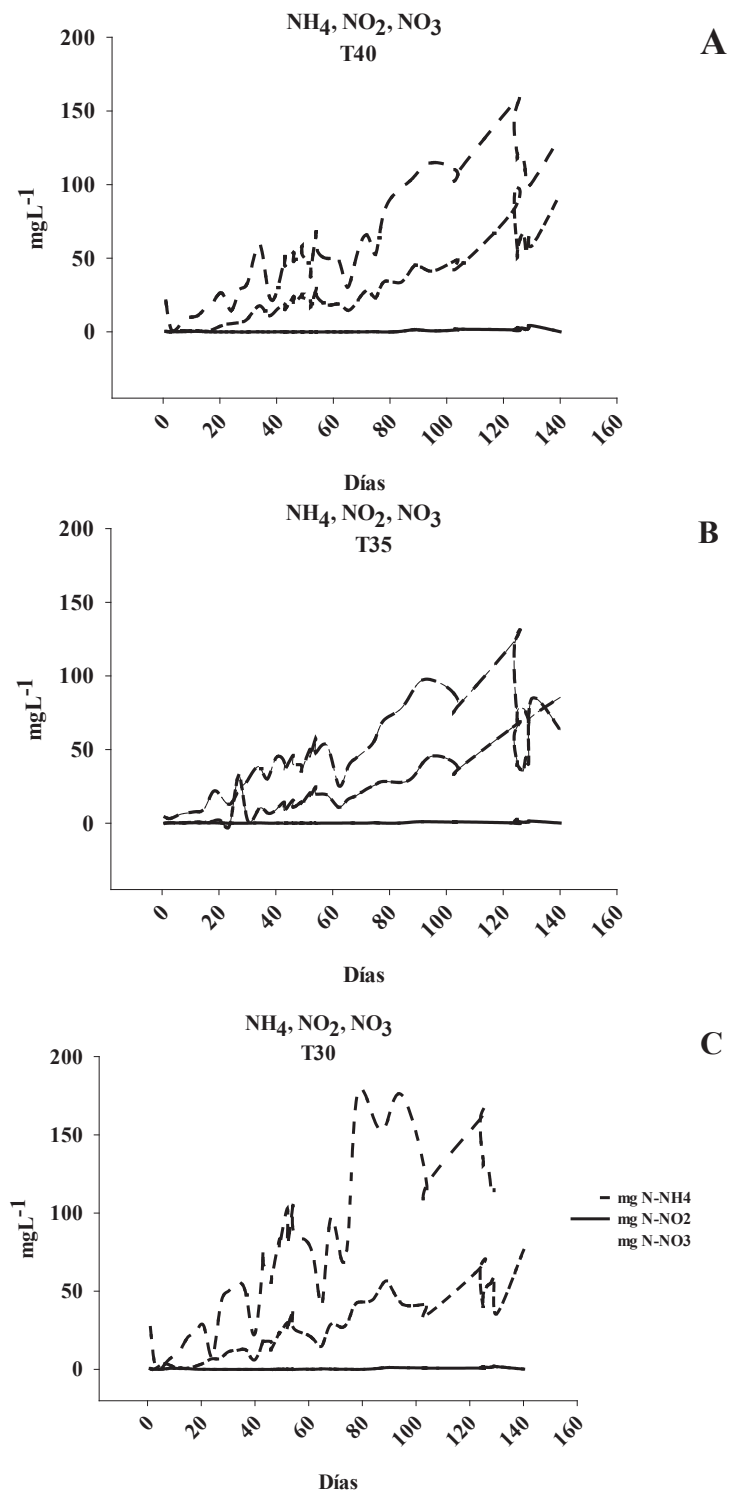


Figura 17.- Resultados del análisis de las muestras de tanques (T40, T35 y T30) con los valores obtenidos de nitratos (NO₃), nitritos (NO₂), amonio (NH₄). En el eje de las x los días del experimento y en el eje de las y los mg \cdot L⁻¹ alcanzados para cada tanque.

La proporción N/P en la solución hidropónica de Steiner es de 3.4:1 y la de Hoagland de 9.1:1, estas dos proporciones fueron alcanzadas en los tres tanques, T40 obtuvo una proporción más elevada debido a los bajos contenidos de fósforo que liberó (Fig. 18).

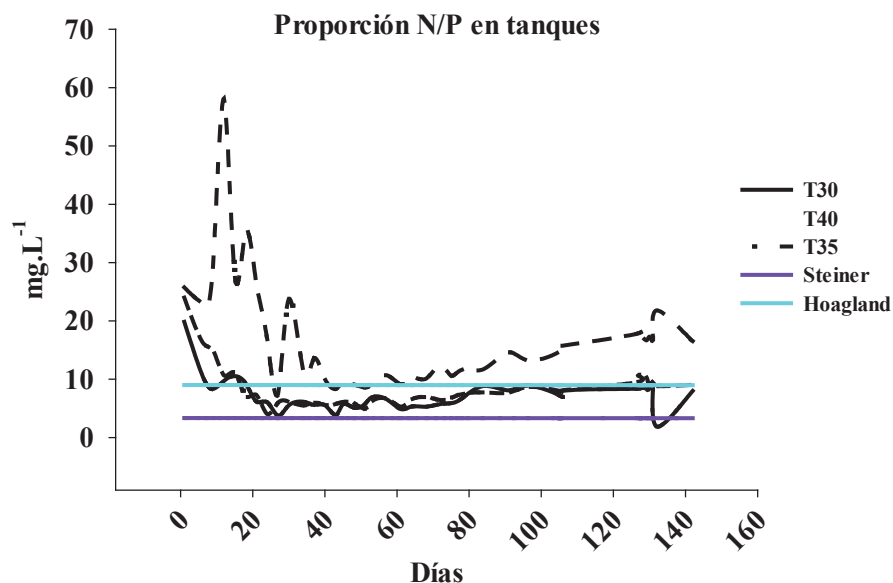


Figura 18.- Proporción de N y P en los tanques (T40, T35 y T30) y su relación con la solución de Steiner y Hoagland.

La liberación de sulfatos como $S-SO_4$ en los tanques se llevó a cabo de una forma muy lenta, después de 120 días se alcanzaron los requerimientos mínimos solo en T40. Para T40 se observó un incremento que se mantuvo hasta el mes de noviembre con $92.10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, donde el requerimiento mínimo de las soluciones hidropónicas es de $70 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. En T35 y T30 se observó lo contrario se observó un decremento de $34.78 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ a $21.544 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ para T35 y de 42.495 a $25.299 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ del mes de julio al mes de octubre. Mientras T40 alcanzó valores cercanos a los $100 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, T30 y T35 llegaron a $36.961 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y 37.751 respectivamente $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, valores muy inferiores comparados con T40 (Fig. 19).

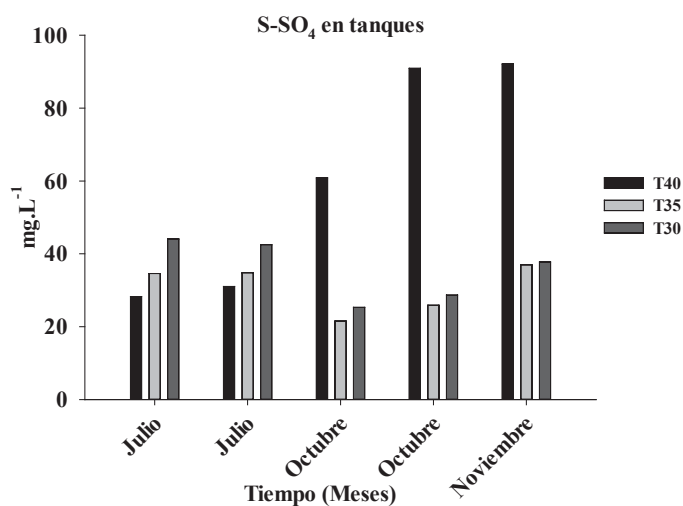


Figura 19.- Liberación de sulfatos (S-SO₄) en los tanques (T40, T35 y T30).

7.8 NUTRIENTES EN LOS MINERALIZADORES CILINDRO-CÓNICOS EN LA FRACCIÓN LÍQUIDA.

Los mineralizadores cilindro cónicos se instalaron en el sistema como complemento que nos permitió liberar nutrientes adicionales. En la Fig. 20 la liberación de PO₄ en SC35 y SC30 alcanzó los requerimientos de Steiner. En SC40 la liberación fue menor, logrando solo los requerimientos mínimos de las soluciones hidropónicas comerciales

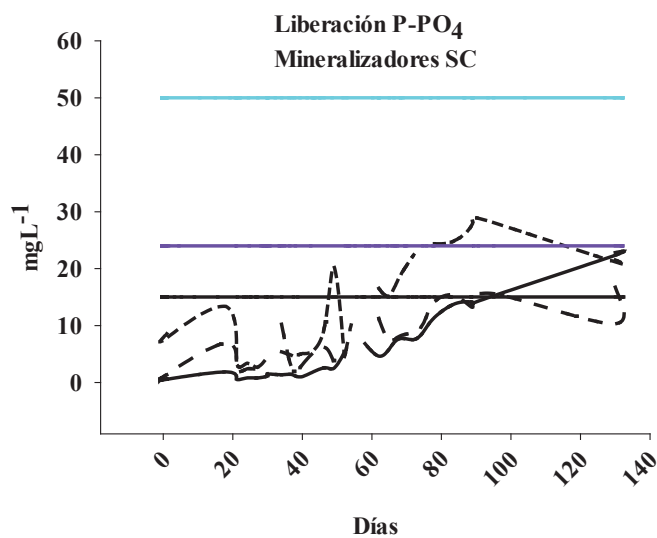


Figura 20.- Resultados de P-PO₄ del análisis de las muestras de los mineralizadores (SC). Valores de P-PO₄ en SC40, SC35 y SC30.

Para N-NID se alcanzó los valores de Steiner en SC30 Y SC35 alrededor de los 130 días, mientras que para sc40 solo alzando los requerimientos mínimos a los 140 días (Fig. 21).

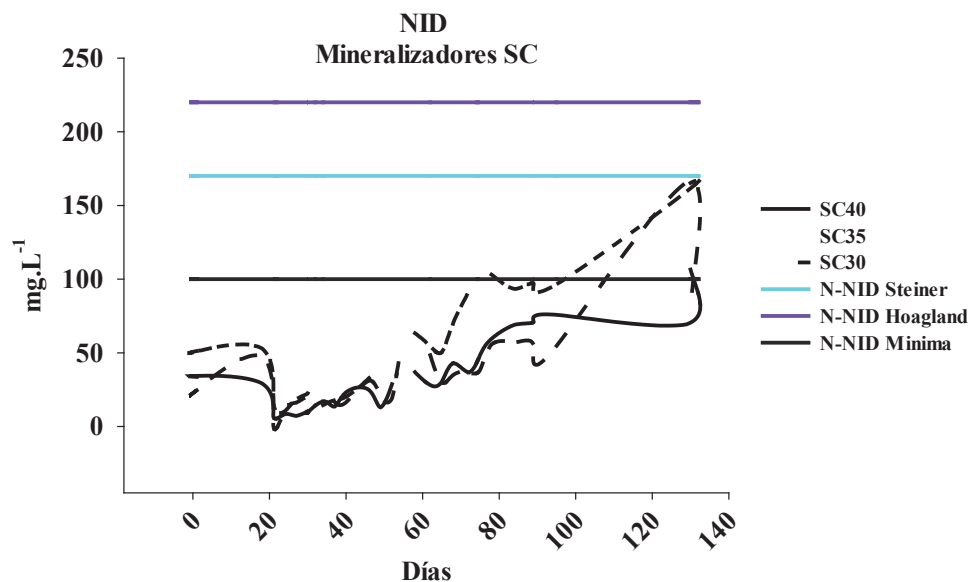


Figura 21.- Resultados de N-NID del análisis de las muestras de los mineralizadores (SC) **A)** Valores de P-PO₄ en SC 40, SC 35 y SC30 **B)** Valores de nitrógeno inorgánico disuelto N-NID en SC 40, SC 35 y SC30. En el eje de las x los días del experimento y en el eje de las y los mg·L⁻¹ alcanzados para cada tanque.

Lo encontrado para los nitritos, nitratos y amonio es similar a lo observado en los tanques, para los tres casos, donde la oxidación de nitritos a nitratos es bastante buena, pero con problemas en la oxidación de amonio a nitritos. Los valores máximos de nitratos se obtuvieron en SC30 alcanzando 106 mg·L⁻¹ a los 132 días, mientras que SC35 obtuvo 67.1 mg·L⁻¹ al mismo tiempo. Para el caso del fósforo en SC35 se observó una menor liberación 16.7 mg·L⁻¹ al día 132 comparado con SC40 con 22.84 mg·L⁻¹. La liberación en SC30 de nutrientes es mayor que en los dos tratamientos faltantes.

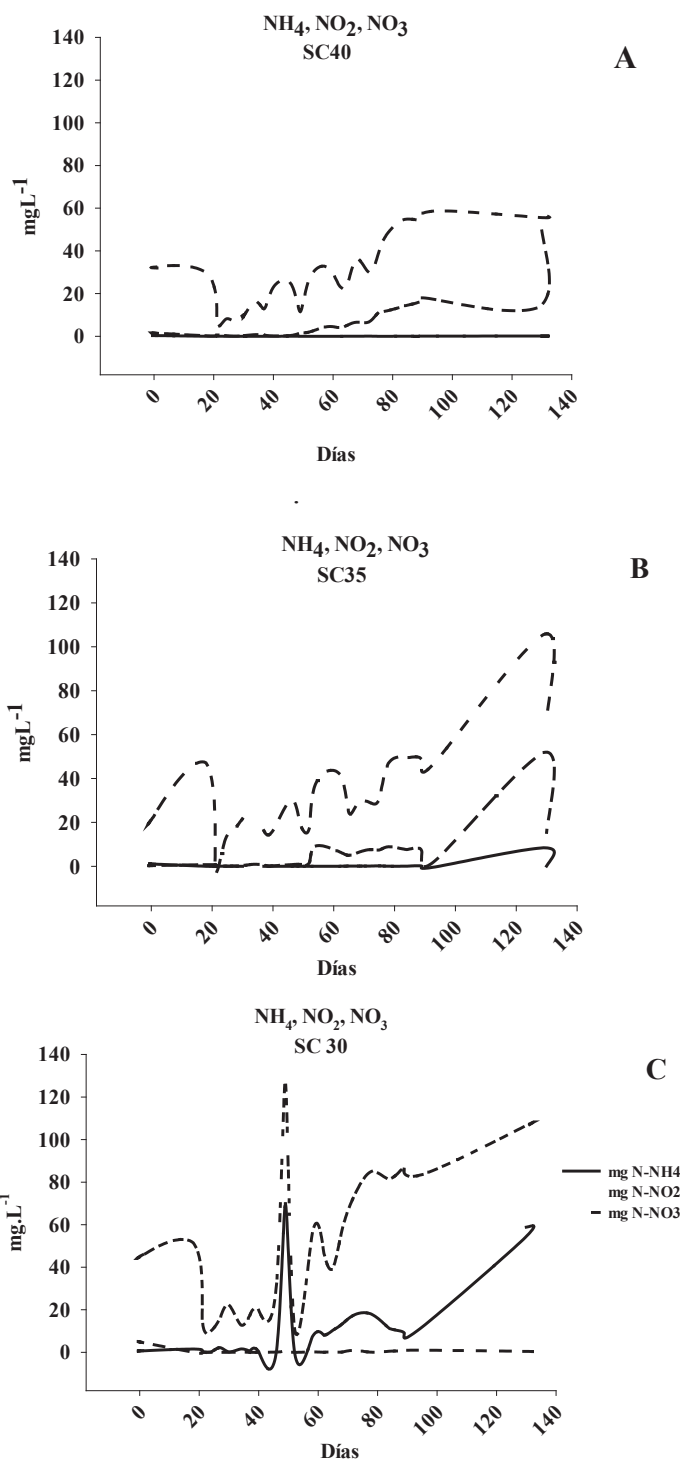


Figura 22.- Resultados del análisis de las muestras de los sedimentadores cónicos; valores de nitratos (NO₃), nitritos (NO₂), amonio (NH₄). En el eje de las x los días del experimento y en el eje de las y los $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ alcanzados para cada tanque.

La proporción N/P para los mineralizadores cilindros cónicos (SC40, SC35 y SC30), en SC40 es inestable debido a la baja liberación de PO_4 , en los tres casos se alcanzan la proporción de Steiner y de Hoagland (Fig. 23).

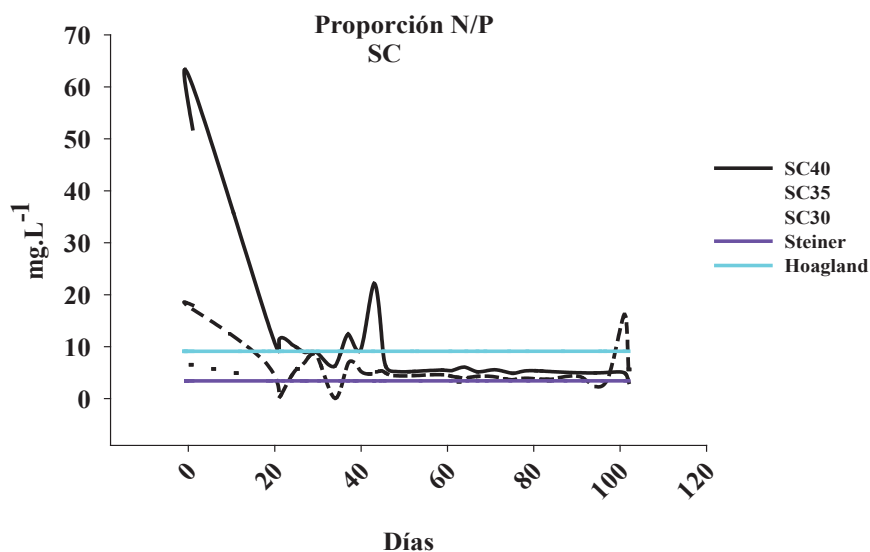


Figura 23.- Proporción de N y P en los sedimentadores cilindro-cónicos (SC40, SC35, SC30), y su relación con la solución de Steiner y Hoagland. En el eje de las x los días del experimento y en el eje de las y los $mg \cdot L^{-1}$ alcanzados para cada sedimentador cilindro-cónico (SC40, SC35, SC30).

7.8 NUTRIENTES EN LOS MINERALIZADORES QUIMIOAUTÓTROFOS FRACCIÓN LÍQUIDA

Tabla XVI.- Descripción de los cuatro tratamientos utilizados en los mineralizadores quimioautótrofos.

TRATAMIENTO	DESCRIPCION
T1	MOP
T2	MOP + Melaza
T3	MOP + Bm
T4	MOP + Bm, Bs, Bc, Bg

*MOP= Materia Orgánica Particulada. Bm= *Bacillus megaterium*, Bs = *B. subtilis*, Bc= *B. circulans*, Bg= *B. gingshumi*.

Previo a analizar los tratamientos, se comparó entre las réplicas de cada tratamiento para probar que estas no presentaran diferencias. Ello se realizó mediante un ANOVA de un factor. De manera general, para todas las variables no se observaron diferencias significativas al 95% de confianza entre las réplicas de los tratamientos ($p > 0.05$ en todos los casos). Por lo que se tomaron todos los valores de las réplicas de cada tratamiento como un conjunto.

La liberación de NID en los mineralizadores con y sin bacterias no muestran diferencias significativas (Fig. 25), esto podría deberse a la acción de la comunidad microbiana nativa de los tanques, la cual puede ser una comunidad bien asentada que realiza procesos similares, que el consorcio de bacilos agregados en los tratamientos respecto a los nutrientes estudiados. En los cuatro casos la liberación de NID fue de $\leq 30 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Fig. 24).

En la liberación de PO_4 tampoco solo se encontraron diferencias significativas entre T1 y el grupo conformado por T2, T3 Y T4 (Fig. 26) de acuerdo a los resultados la aplicación de los mineralizadores es una herramienta útil, permite recuperar el fósforo en las tres fases de experimento (Fig. 27). El fósforo es un nutriente de alto valor, componente principal de los fertilizantes y nutriente que eleva los precios en las producciones agrícolas, por lo que el recuperarlo permitiera tener nutrientes de alto valor a menor costo.

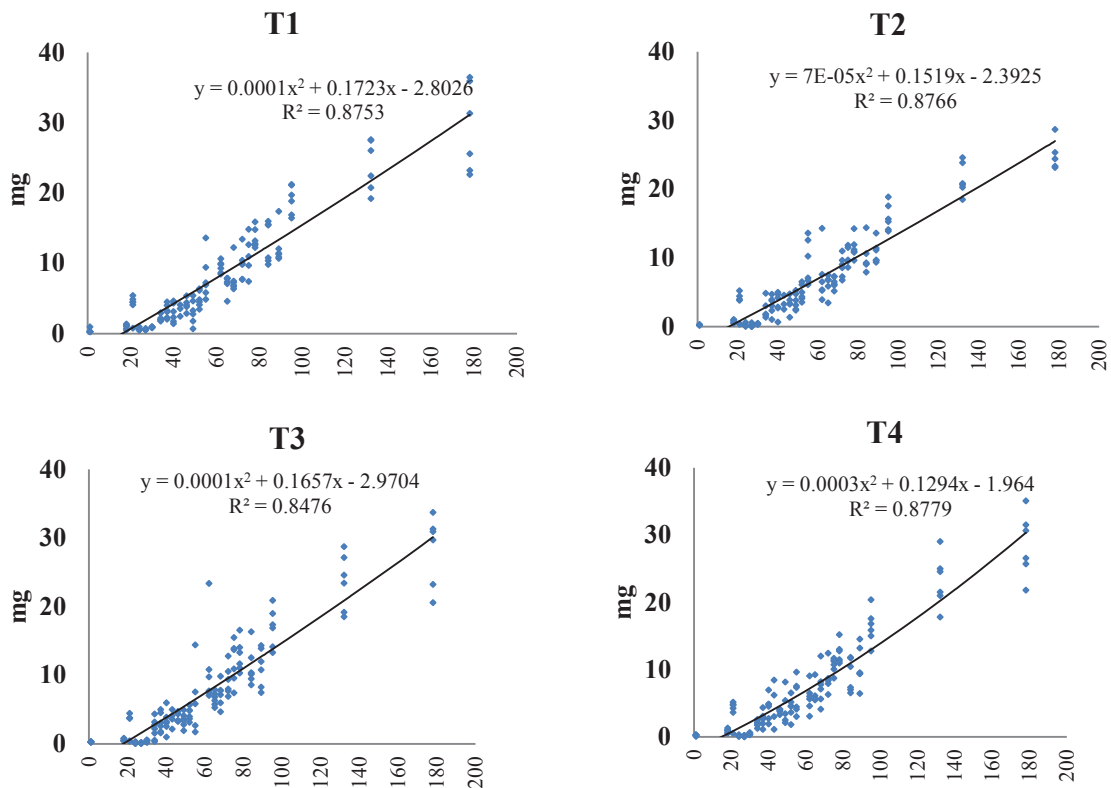


Figura 24.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores. En punto azul se muestran los valores de nitrógeno inorgánico disuelto en mg (N-NID) y la línea negra indica la polinómica de la gráfica.

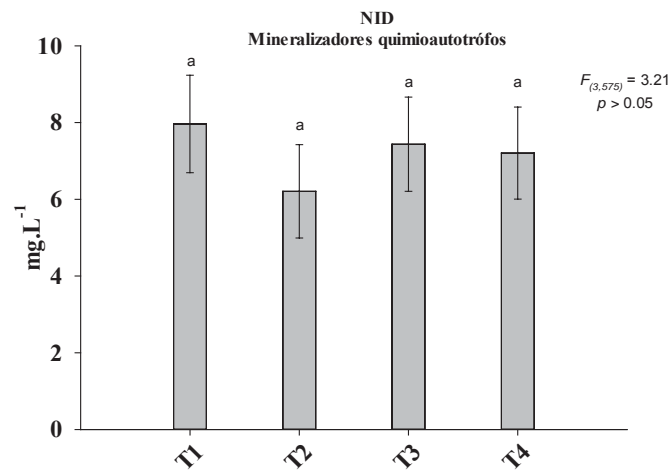


Figura 25.- Resultados en mg (N-NID) encontrado en los tratamientos de los mineralizadores quimioautótrofos.

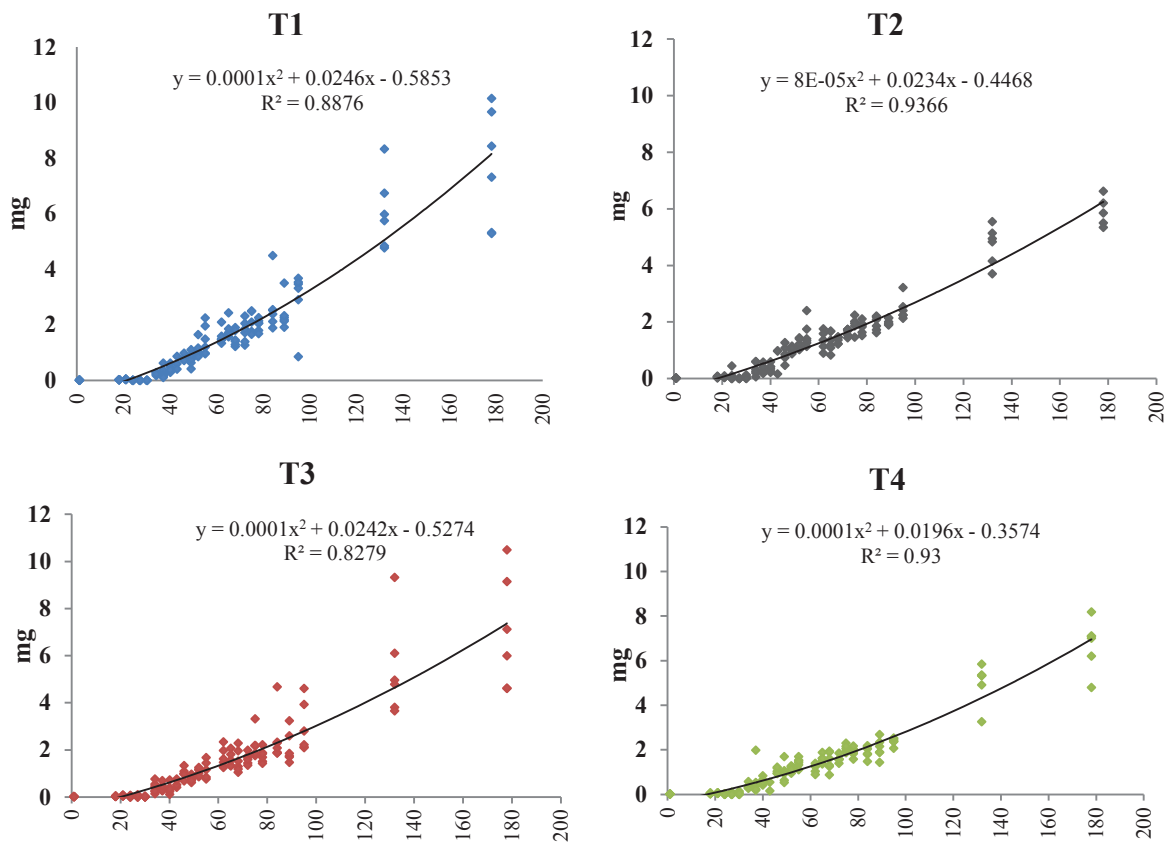


Figura 26.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores. Los puntos muestran los valores de fósforo en mg (P-PO₄) y la línea negra indica la polinómica de la gráfica.

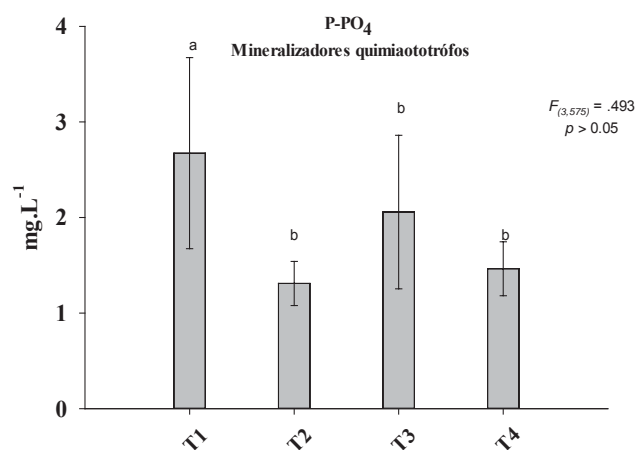


Figura 27.- Valores de P-PO₄, se forman dos grupos, se encontró diferencia entre T1 y el grupo conformado por T2, T3, T4.

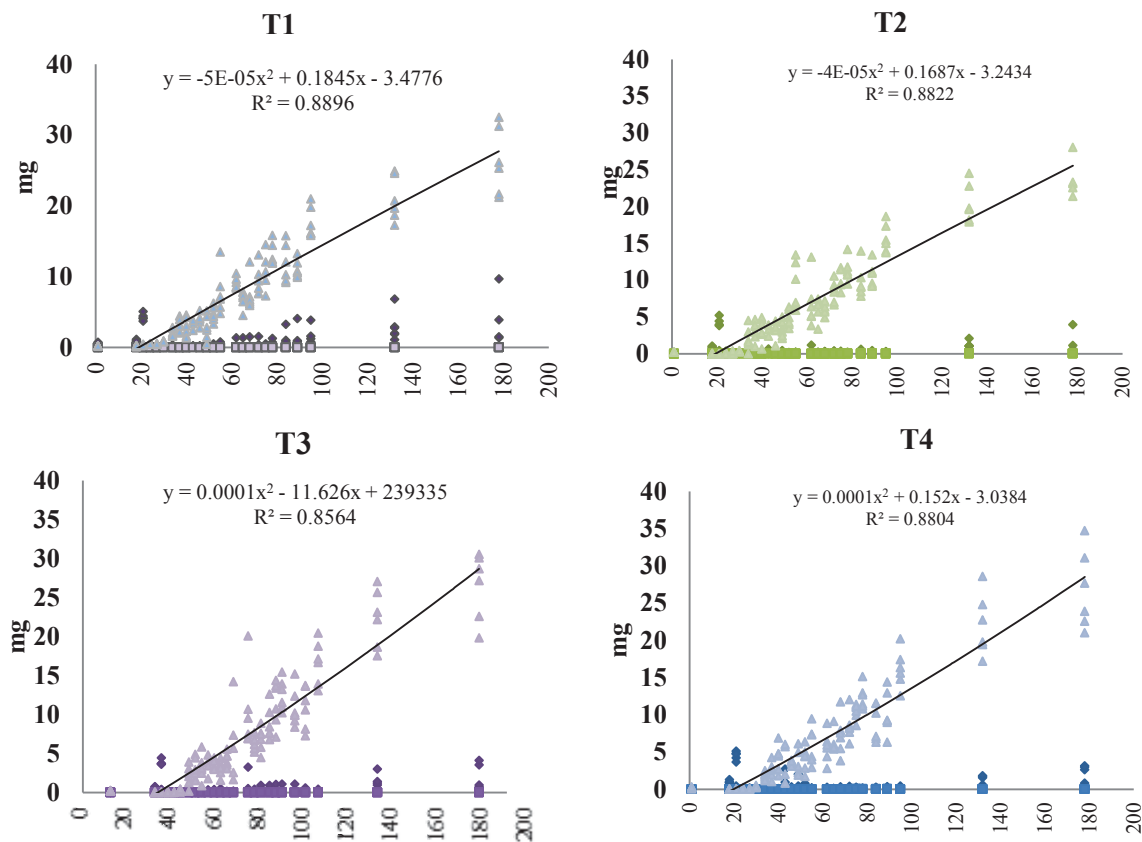


Figura 28.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores; valores de nitratos (NO_3), nitritos (NO_2), amonio (NH_4). NH_4 se representa con un rombo, NO_3 con un triángulo y NO_2 con un cuadrado.

Para los NO_2 con $F= 11.9$, $p<0.05$, donde se formaron tres grupos el primero con T1 (media .71) con un intervalo de confianza 0.48 - 0.93, el segundo conjunto con T2, T3 (con medias de .37, .41) y T4 (0.007) Se llevó a cabo una prueba a posteriori con Student-Newman-Keuls (Fig. 29 A) Para NH_4 el ANOVA indicó diferencias significativas entre los tratamientos ($F=3.1$, $p<0.05$). Los agrupamientos se determinaron mediante la prueba post-hoc de Student-Newman-Keuls (Zar, 2010), esta prueba indicó la formación de dos grupos: el primero con T1 (media 0.71, IC=0.4 -0.9), el segundo conjunto con T2, T3, y T4 (con medias de 0.377, 0.423, 0.465, respectivamente). (Fig. 29 B) Para NO_3 con $F=1.64$, $p>0.05$ no hubo diferencias significativas entre tratamientos. (Fig. 29 C).

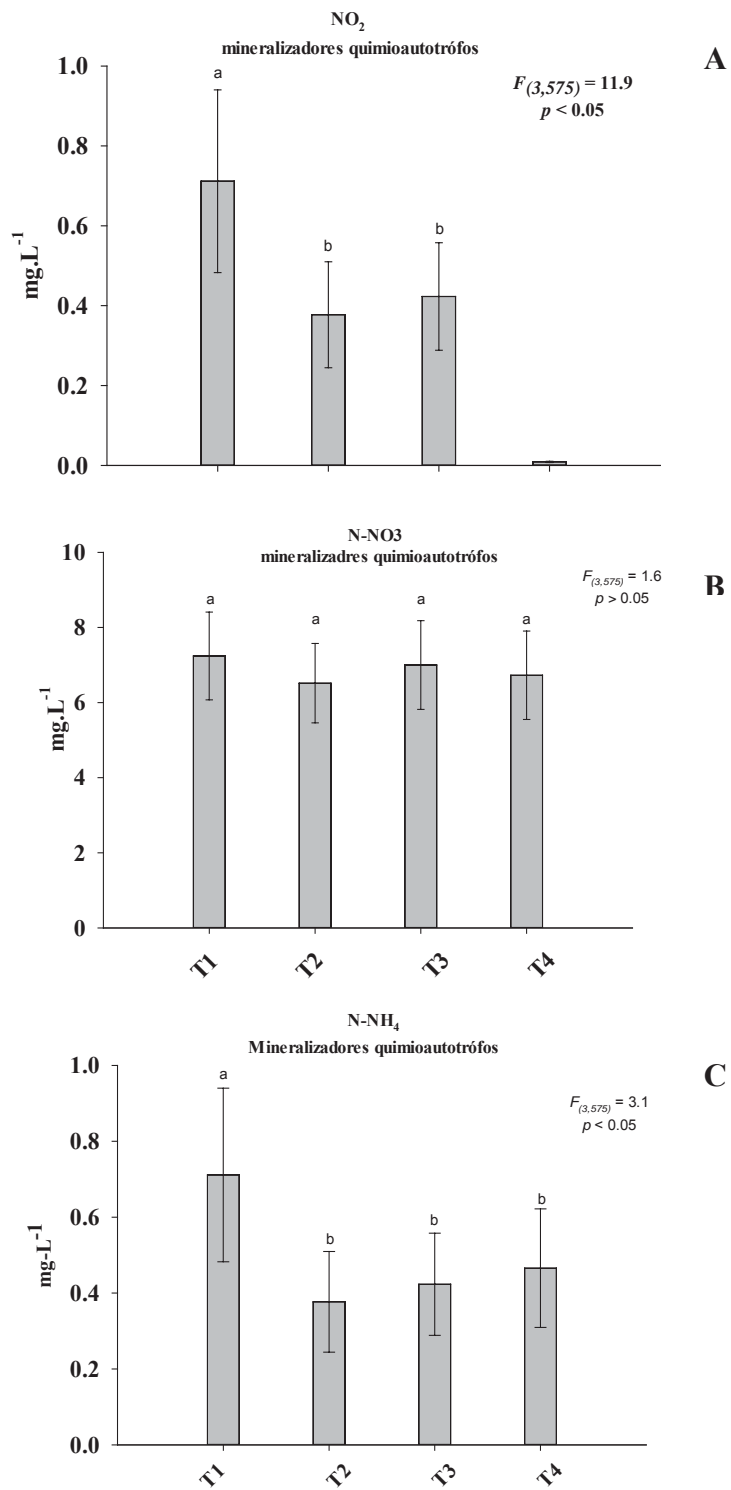


Figura 29.- Resultados del análisis de las muestras de los mineralizadores; valores de nitratos (N-NO₃), nitritos (N-NO₂), amonio (N-NH₄) y fósforo (P-PO₄) total.

Las mayores liberaciones de S-SO₄ las obtuvieron los tratamientos T3 y T4 alcanzando en el mes de octubre valores de 14.62 mg·L⁻¹ y 14.89 mg·L⁻¹, mientras que T1 el valor máximo registrado fue de 7.15 mg·L⁻¹, en el mes de Octubre de observó un descenso que continuó hasta el mes de Noviembre (Fig. 30). Los tratamientos que poseen bacterias adicionadas y el tratamiento con melaza presentaron mayores porcentajes de S-SO₄ liberado.

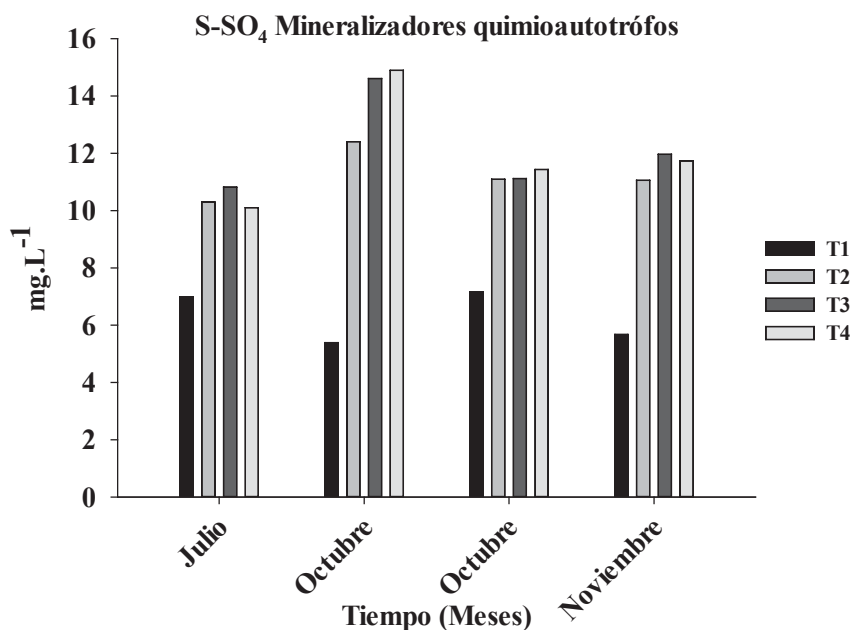


Figura 30.- Liberación de Sulfatos en mineralizadores quimioautótrofos.

7.9 BIOFLOCULACIÓN

Los valores de producción fueron decreciendo durante el experimento, a partir del día 64 los valores totales de biofloc fueron <10 L. Las cosechas mas abundantes se dieron los primeros 46 días. La menor cosecha se obtuvo el día 80. Los resultados concuerdan con el crecimiento de los organismos, el biofloc empezó a decrecer en las fechas que los organismos presentaron mayor crecimiento, posiblemente aprovechaban los flóculos como fuente alimenticia (Tabla XVII y Fig. 31)

Tabla XVII.- Evaluación de la producción de biofloc total, cosechados, separados y analizados durante el periodo experimental.

Días	Biofloc total (L)	Biofloc 1/3 (mL)	Mineralizador quimioautótrofo (mL)
20	19.25	6250	250
30	15.5	5220	230
34	14.9	4750	190
37	11.75	3900	160
40	15.95	5180	200
43	14.25	5000	200
46	15.25	5083	220
49	11	3800	120
51	12.6	4248	170
54	11.5	3400	140
57	8.5	2700	110
60	11.25	3550	150
64	8.5	3000	125
67	8.25	2750	110
70	5.75	1880	65
74	6	2000	80
77	4.3	1430	60
80	5.2	1730	72
86	4.75	1500	60
91	6.8	2260	110
97	9.25	3040	120

** La fecha indica los días transcurridos del experimento, Biofloc total= suma de la cosecha de los tres tanques valor presentado en litros. Biofloc 1/3 indica la separación del total de la muestra, 1^{er} tercio para análisis químicos proximales, 2^{do} tercio para los mineralizadores cilindros cónicos y 3^{er} tercio para mineralizadores quimioautótrofos. El valor presentado para el mineralizador quimioautótrofo indica la cantidad de materia orgánica añadida a cada mineralizador (capacidad 50 L)

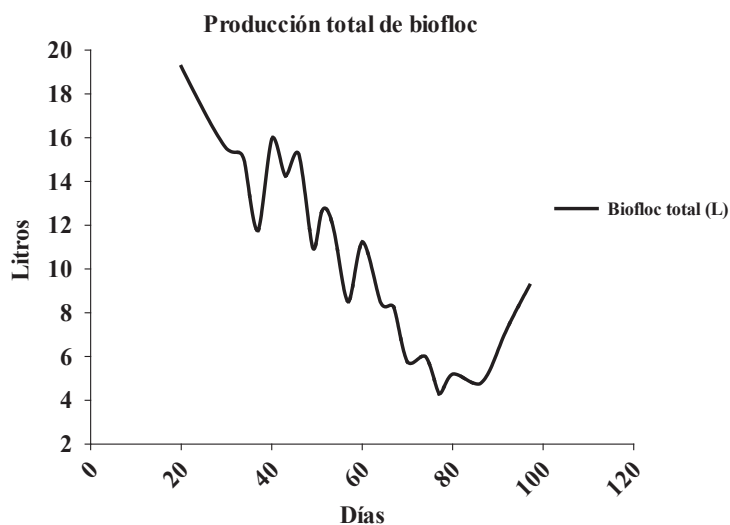


Figura 31.- Se muestra la producción de materia orgánica a lo largo del experimento. Mediciones realizadas con los conos Imhoff para cada tanque

La Fig. 32 muestra los valores de los conos a 1 h, se puede observar que la producción de biofloc en los primeros 40 días alcanzó valores mayores a los 100 mL, conforme el biofloc maduró y posiblemente al consumo de éste por los organismos su producción decayó hasta valores $<10.0 \text{ mL}^{-1}$.

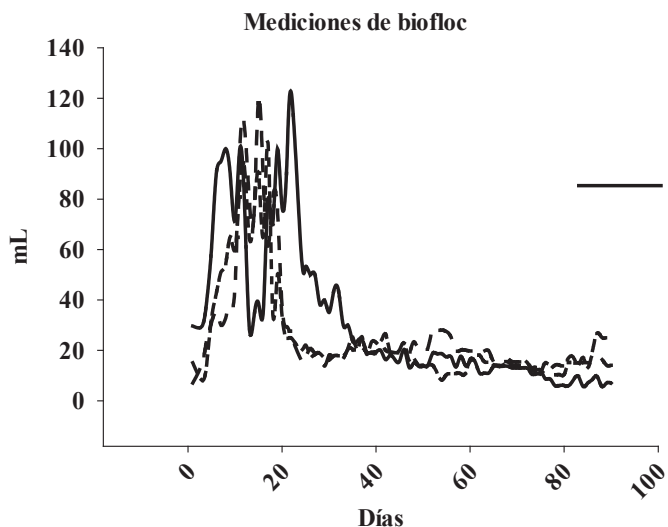


Figura 32.- Se muestra la producción de materia orgánica utilizando conos Imhoff con sedimentación de 1 h.

Para la biofloculación de la materia orgánica es importante una relación carbono nitrógeno mayor a 10, el valor que se utilizó en el presente trabajo fue 13:1. Para mantener dentro de los tanques esta relación se efectuaron los cálculos presentados en la Tabla XVIII, agregando diariamente la cantidad de azúcar correspondiente a cada tanque. La fuente de carbono elegida fue el azúcar por estar disponible y de fácil acceso.

Tabla XVIII.- Se muestra la relación C/N y la cantidad de azúcar (fuente de carbono) que fue añadida a los tanques.

Cant. de Alimento	Tanque	% Proteína	C	N	C:N real	C:N ideal	C:N dif.	Azúcar
2% Biomasa	T40	35.41%	86.5	9.38	9.38	13	3.78	35.45g
	T35	40.62%	70	7.59	9.22	13	3.78	28.69g
	T30	31.52%	120	11.16	10.75	13	2.25	25.66g

** La cantidad de alimento suministrado fue del 2% de la biomasa de cada tanque. N= nitrógeno y C=carbono de los alimentos, C:N real= la relación de estos dos alimentos en relación con la cantidad de proteína de los alimentos, C:N ideal= la relación que se busca mantener en el tanque, C:N dif= La cantidad de C y N faltante para alcanzar la relación ideal. Azúcar= la cantidad de azúcar que se añadió diariamente a los tanques para mantener la relación.

7.10 CARACTERIZACIÓN DEL BIOFLOC

7.10.1 Determinación del tamaño de partícula

En la Fig. 33 se muestran los valores de las partículas del biofloc, estas muestras se obtuvieron directamente de los tanques, con la finalidad de conocer la distribución de los tamaños y la variación que presentaban las partículas a lo largo del tiempo, encontrando que conforme el biofloc maduraba los tamaños se volvían más estándar, el porcentaje de partículas grandes disminuyó.

Para T40 a partir del día 61 ya no se detectaron partículas $>2000 \mu\text{m}$ y después del día 84 las partículas $>1000 \mu\text{m}$ ya no se encontraron, las partículas de $>500-1000 \mu\text{m}$ también mostraron una disminución a partir del día 8, pero las partículas $>150-500 \mu\text{m}$ aumentaron su porcentaje del 43 % en el día 43 al 60.88 % al día 101.

Para T35 el aumento de las partículas $>150-500 \mu\text{m}$ fue el más representativo, con un 26 % en el día 43 a un 65 % en el día 101 (con un máximo de 69.5 el día 84), las partículas $>2000 \mu\text{m}$ no aparecieron a partir del día 52 y las $>1000 \mu\text{m}$ después del día 74 no se encontraron, apareciendo el día 78 y 95 pero con porcentajes menores al 0.5%.

Para T30 las partículas $>2000 \mu\text{m}$ no se detectaron y las $>1000 \mu\text{m}$ mostraron valores menores al 1% los días 58, 78 y 101, en este tanque se presentó una homogenización con partículas $>150-500 \mu\text{m}$ ya que ocuparon del 44.4 al 64.28 % del total.

Para los tres casos las partículas $<20 \mu\text{m}$ ocuparon porcentajes menores al 5%. Las partículas de $20-150 \mu\text{m}$ para T40 y T35 ocuparon del 9 al 28 %, mientras que para T30 del 11-47 %. En general el tamaño de partículas $>150-500 \mu\text{m}$ fue el más predominante en los tres casos.

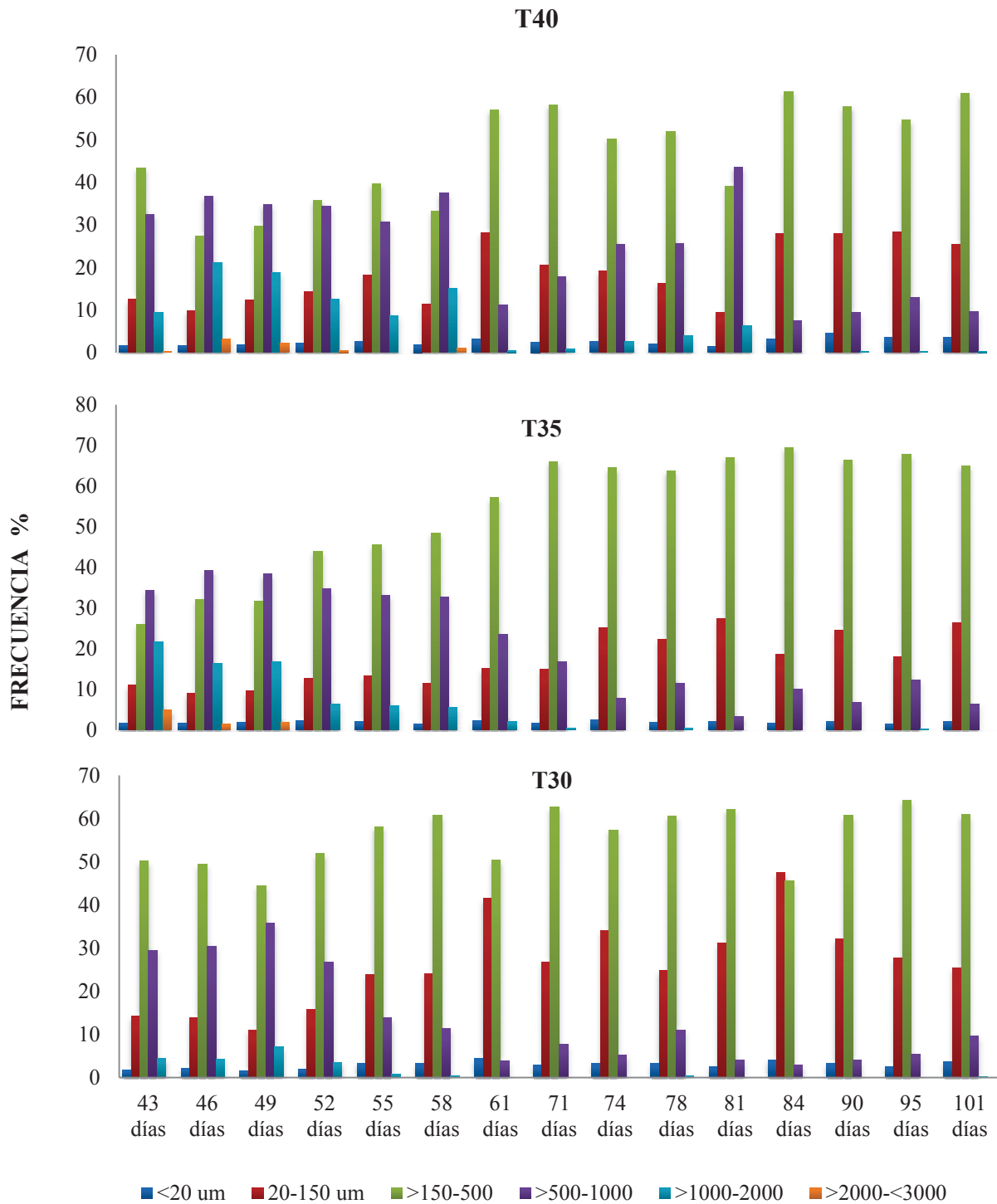


Figura 33.- Distribución de los tamaños de partículas del Biofloc, medidos cada 3^{er} día.

Las partículas se pueden distribuir en sedimentables y no sedimentables, con la finalidad de conocer el tamaño de las partículas no sedimentables, se tomaron muestras de los tanques en conos Imhoff y se dejaron reposar por una hora, después se tomó la muestra del sobrenadante (Fig. 34). Para T40 se encontraron partículas en mayor proporción de 20-150 μm con el 28.4-68.16 %, siguiendo las partículas de >150-500 μm del 8-60.5%, partículas finas de <20 μm se encontraron en proporciones de 3.7-23.3 %. Para T35 la mayor proporción se encontró en partículas >20-150 μm del 27-80.6%, después las partículas >150-500 μm con el 4.8-66.2%, para las partículas >500-1000 μm se obtuvieron valores de 15.6 % solo el día 55 y el día 49 con 6.24 %, después su presencia fue menor al 3.5 %. Para T30 la mayor proporción se encontró en partículas >20-150 μm del 30-80.2 %, después las partículas >150-500 μm con el 8.6-58.4 %, para las partículas >500-1000 μm se presentaron porcentajes de 4.48 el día 49 y 7.84 % el día 95. Para los tres casos las partículas >1000 μm fueron indetectables.

Las partículas sedimentables (Fig. 35) pertenecen a la fracción que se sedimentó de los conos Imhoff. Para T40 la mayor proporción se encontró en partículas >20-150 μm del 12.8-80.3 %, después las partículas >150-500 μm con el 1.7-68.7 %, para las partículas >500-1000 μm del 1.2-35.3 %. Se encontraron partículas >1000-2000 μm del 1.1-12 % μm y >2000 μm con presencia menor al 0.5 %, siendo indetectables a partir del día 52. Para T35 se encontraron valores del 14.5-80.3 % en partículas >20-150 μm , y para partículas >150-500 μm del 5-64.4 %, partículas >500-1000 μm presentaron proporciones mayores al 20 % hasta el día 58, decreciendo hasta valores de cero el día 101. Para T30 la mayor proporción se encontró en partículas >20-150 μm del 20-81.1 %, después del 4.2-61.2 % lo obtuvieron partículas >150-500 μm , para las partículas >500-1000 μm el porcentaje vario de 0 hasta 21.12 %, las partículas >1000-2000 se detectaron hasta el día 58 con porcentajes menores al 2.3. Las partículas > 2000-<3000 μm fueron indetectables.

Dentro de las partículas sedimentables también se encontraron partículas muy finas, siendo en algunos casos las partículas grandes indetectables, esto puede ser debido a la densidad, ya que el tamaño de partícula es independiente a la densidad que presenten.

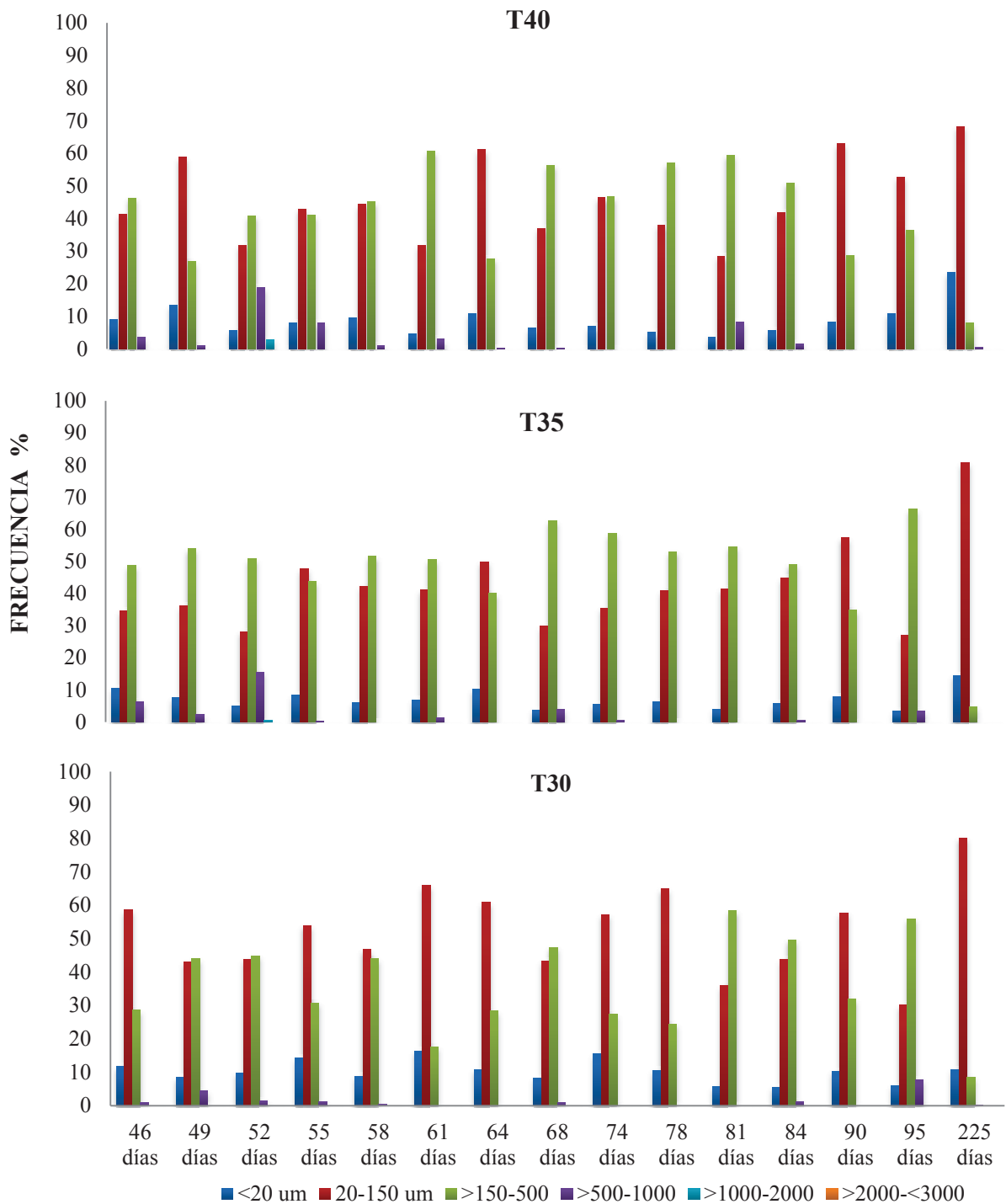


Figura 34.- Distribución de tamaños de partículas no sedimentables a través del tiempo tratamiento de T40, T35 y T30 de proteína.

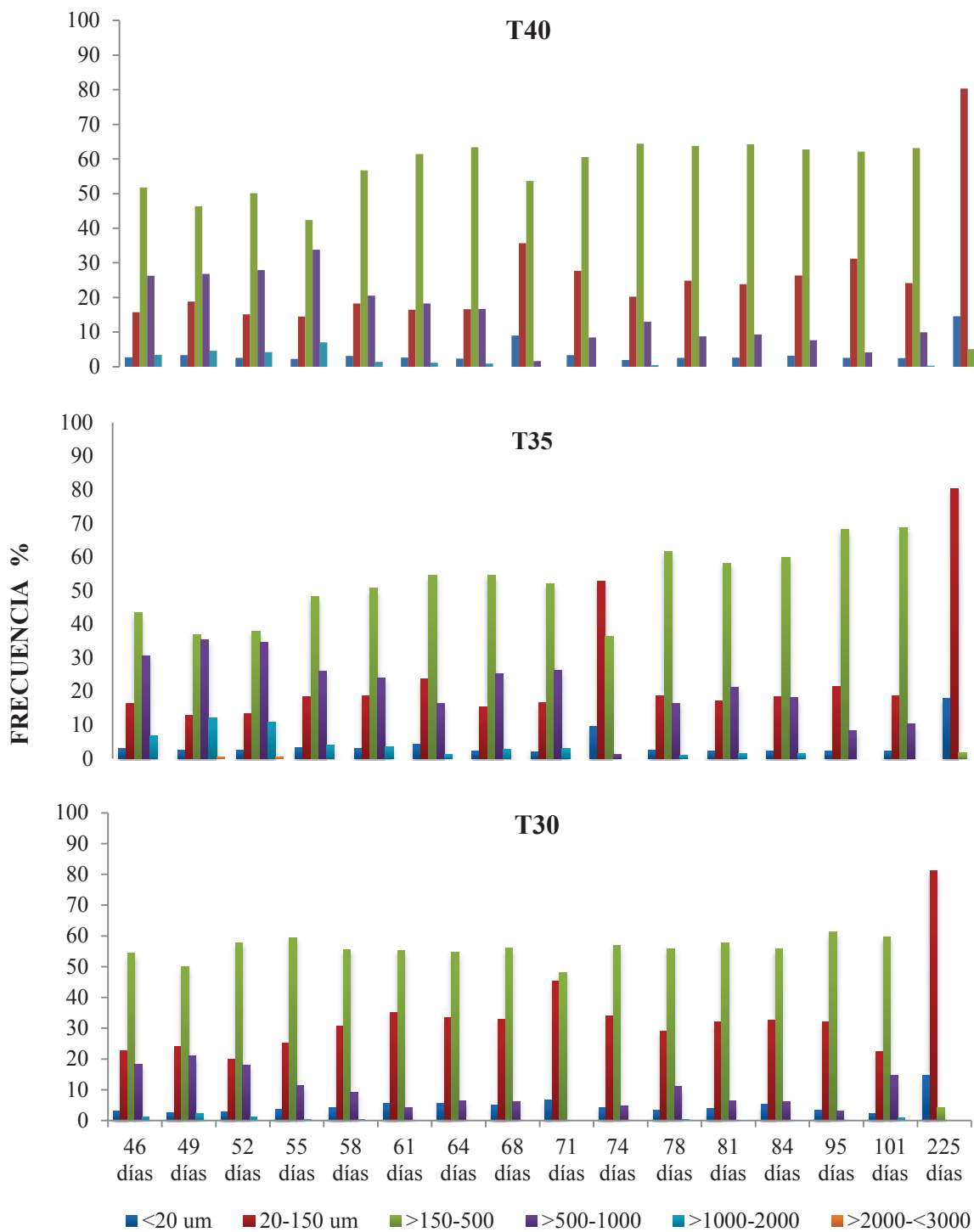


Figura 35.- Distribución de los tamaños de partículas sedimentables para los tanques de T40, T35 y T30.

Las muestras obtenidas del sobrenadante de los sedimentadores se filtraron con filtros de bolsa con luz de malla de 5 μm y 1 μm . Para las muestras filtradas con 5 μm (Fig. 36) se encontró para T40 que la mayor proporción de partículas residuales fueron $<20 \mu\text{m}$ con el 30.5-97.5 %, después las partículas 20-150 μm con el 9.4-69.3 %, partículas $>150 \mu\text{m}$ fueron indetectables. Para T35 se obtuvieron valores similares a T40 en partículas 20-150 μm se obtuvo una presencia del 5.3-66.3 % y para partículas $<20 \mu\text{m}$ se obtuvo del 30.8-94.6 %, partículas $>150 \mu\text{m}$ solo se detectaron en el día 58 con el 2.8 %. En T30 no se presentó gran variación con lo descrito para los tratamientos anteriores encontrando de 43-99.1 % partículas $<20 \mu\text{m}$ y del 0.8-57 % partículas 20-150 μm . El filtro de 5 μm es ideal para eliminar las partículas mayores a 150 μm .

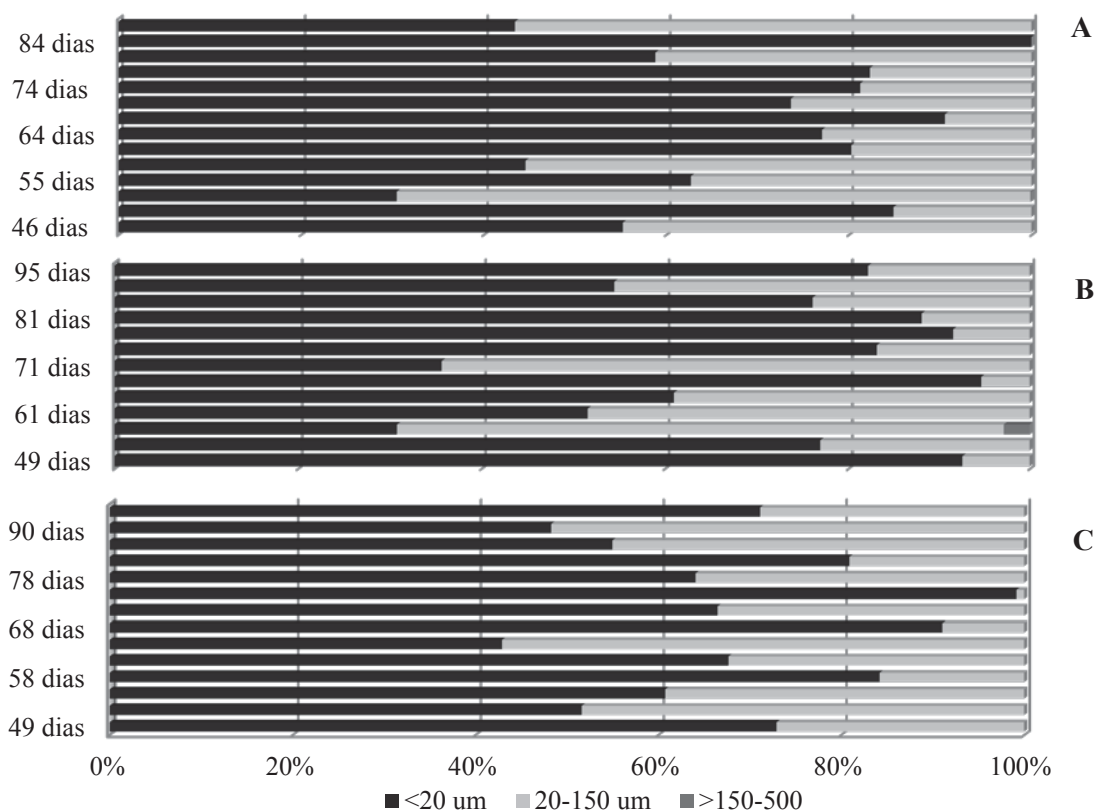


Figura 36.- Muestras de biofloc filtradas con filtro de bolsa de 5 μm . A) Muestras tomadas del T40 (40%) B) T35 (35%) C) T30 (30%). Se distinguen tres tamaños de partículas residuales $<20 \mu\text{m}$, 20-150 μm y $>150-500 \mu\text{m}$.

Para muestras filtradas a 1 μm se observó que la partícula residual era $<20 \mu$. Para T40 se observó presencia de partículas $<20 \mu\text{m}$ con el 3.5-100 %, para partículas $>20\text{-}150 \mu\text{m}$ en tres fechas presentaron valores elevados para el día 49 de 93.8 %, el día 58 del 77 % y el día 81 con el 89.6 %, para partículas $>150\text{-}500 \mu\text{m}$ solo se detectaron el día 49 con el 2.5 % y el día 81 con el 2 % después fueron indetectables. Para T35 al igual que T40 la mayor proporción de partículas residuales fue $<20 \mu\text{m}$ encontrando en algunos días proporciones altas de partículas $20\text{-}150 \mu\text{m}$, el día 58, 74 y 95 con el 59.6 %, 79 % y el 38.6 % respectivamente. Para T30 del 50.3-100 % fueron partículas $<20 \mu\text{m}$ y el día 90 con el 49.66 % en partículas del $20\text{-}150 \mu\text{m}$. El filtro de malla de 1 μm elimina en gran porcentaje las partículas de $20\text{-}150 \mu\text{m}$ (Fig. 37)

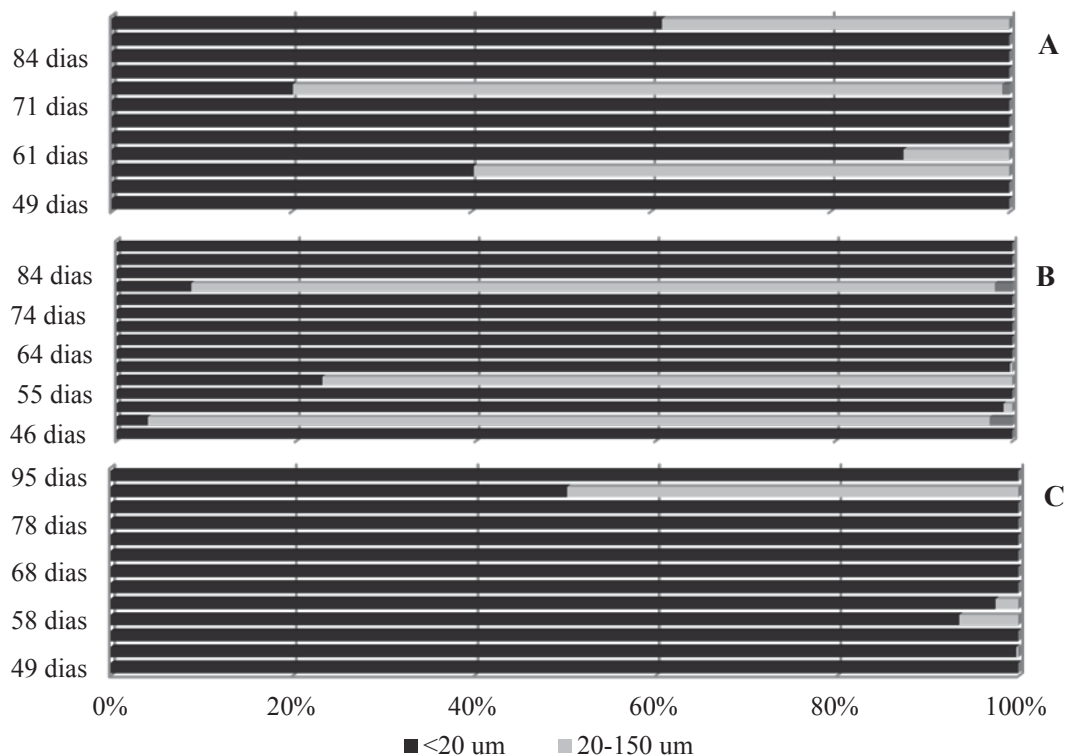


Figura 37.- Distribución de los tamaños de partículas residuales de muestras filtradas a 1 μm . A) Muestras tomadas del T40 B) T35 C) T30. Se observan dos tamaños de partículas residuales $<20 \mu\text{m}$ y $20\text{-}150 \mu\text{m}$.

Se muestra en detalle la distribución de las partículas encontrando para las filtraciones de 5 μm mostraron mayor abundancia de partículas de 8.81 μm a 34.25 μm en los tres casos, para el biofloc se encontró mayor abundancia de 133 a 517. En las muestras del sobrenadante se encuentran en tamaños de 34.25 μm a 133.1 μm (Fig. 38).

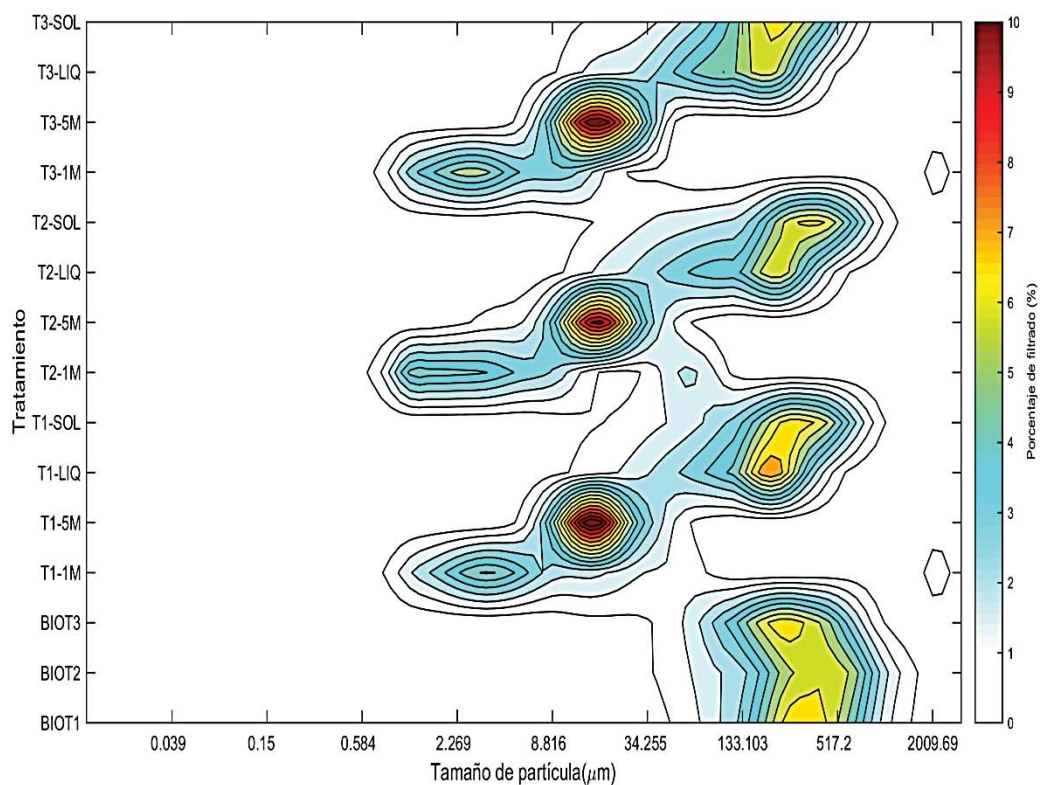


Figura 38.- Esquema de las partículas, se incluyen las partículas del biofloc, las partículas sedimentables, no sedimentables, y las partículas residuales de ambas filtraciones, en el eje de las y se observa los tratamientos y en el eje de las x los tamaños de partículas.

7.11 IMPLEMENTACIÓN DEL SISTEMA DE SEDIMENTACIÓN CON ADHESIÓN-FILTRACIÓN

En la filtración de partículas (Fig. 39) se encontró un residual de partículas del $< 20 \mu\text{m}$ con un porcentaje del 1.5-5%. Por lo que se diseñó un sistema de sedimentación con adhesión de partículas (Fig. 39), el sistema posee diversas fases que permiten eliminar los residuales: 1^{er} modo conformado por una serie de sedimentadores donde se coloca la MOP extraída de

los tanques, el sobrenadante (sobrenadante 1) fue conducido en el sistema de sedimentación-adhesión este entró con flujo lento por arriba del sistema, el nivel de líquido fue subiendo hasta entrar en contacto con el tambor que contenía micro esferas (sobrenadante 2), después el flujo sube hasta topar con el aro de flujo (adhesión), sale y es filtrado con filtro de bolsa de 1 μm doble (filtración). La finalidad de este sistema fue eliminar el residual sólido de las soluciones.

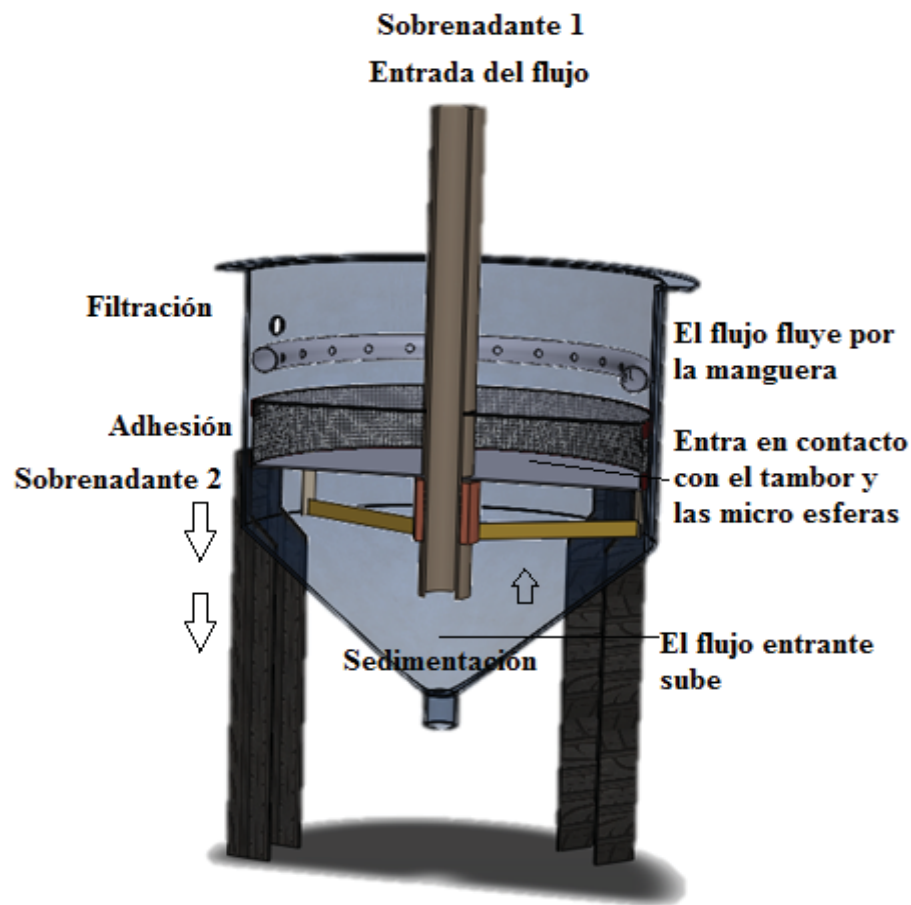


Figura 39.- Prototipo del sistema adhesión-filtración A) Componentes del sistema y su ubicación. B) Perspectiva del prototipo.

El sistema permite dividir el proceso de eliminación de partículas en cuatro pasos: El sobrenadante 1 es el resultado de la sedimentación de la muestra de biofloc, en la cual se observa que la mayoría de los valores están dentro de partículas de 20-150 μm , siendo menor la presencia de partículas >150-500 μm . En el sobrenadante 2 se observa reducción

en la presencia de partículas 20-150 μm y en las partículas $>1000 \mu\text{m}$. La adhesión retiene a partículas $>1000 \mu\text{m}$, además reduce la presencia de $>150-500 \mu\text{m}$. La filtración el 98 % de las partículas estaba en el rango menores a $<20 \mu\text{m}$. El residual de la filtración se compone de partículas $<20 \mu\text{m}$, dentro de este rango la mayor presencia la tuvieron partículas que van de $1 \mu\text{m} - 2.26 \mu\text{m}$ con frecuencias del 40-70 % (Tabla XIX).

Tabla XIX.- Se muestra el porcentaje residual encontrado en cada rango de partículas dentro de las distintas fases del sistema de sedimentación-adhesión. A. Componentes del sistema y su ubicación. B. perspectiva del prototipo.

Tamaño de partícula/ Fase	Biofloc	Sobrenadante 1	Sobrenadante 2	Adhesión	Filtración
$<20 \mu\text{m}$	6	6.6-13.6	5-9.8	11-20	>98
20-150 μm	44 - 45	50.8-74	32-68.6	61-82	<2
$>150-500 \mu\text{m}$	47-50	8.2-51.2	22-56	1-26	nd
$>1000-2000 \mu\text{m}$	1-2	5.4-14.6	2.5-7.5	nd	nd
$>2000- <3000 \mu\text{m}$	nd	nd	nd	nd	nd

** El valor presentado para cada fase se encuentra en porcentajes, nd= no detectada. El sistema se compone de las cuatro fases presentadas en la tabla

7.12 COMPLEMENTACIÓN DE SOLUCIONES NUTRITIVAS

En la Tabla XIX se presentan los valores de la liberación de nutrientes en los tanques, y se comparan con los valores de nutrientes de las soluciones hidropónicas Hoagland y Steiner. En los tres casos la cantidad de nutrientes fue deficiente. Las mayores deficiencias se encontraron en T40, esto se debió a que en este tanque se mezcló con agua de mar lo que favoreció a la precipitación del fósforo y al aumento del sodio, zinc, manganeso y magnesio.

Tabla XIX. Componentes de la solución Steiner y Hoagland contrastados con los valores obtenidos directamente de los tanques.

SOLUCIONES NUTRITIVAS					
Elemento	Hoagland mg.L⁻¹	Steiner mg.L⁻¹	T40 mg.L⁻¹	T35 mg.L⁻¹	T30 mg.L⁻¹
1 Nitrógeno (N)	220-242	170	122.85	154.68	159.08
2 Fósforo (P)	24-31	50	9.697	19.183	18.072
3 Potasio (K)	230-232	320	13.524	14.699	18.039
4 Calcio (Ca)	179-224	183	53.913	58.728	84.767
5 Magnesio (Mg)	49	50	71.482	19.621	16.939
6 Azufre (S)	113	148	16.399	7.124	6.815
7 Hierro (Fe)	7	3 a 4	0.051	0.01	0.001
8 Manganeso (Mn)	0.05- 0.50	1 a 2	2.062	0.514	0.142
9 Boro (B)	0.45	1 a 2	0.683	0.522	0.528
10 Zinc (Zn)	0.48	0.2	0.268	0.132	0.056
11 Cobre (Cu)	0.02	0.1 a 0.5	nd	0.003	nd
12 Molibdeno (Mo)	0.0106	0.1	nd	nd	nd
13 Sodio (Na)	-	-	353.911	63.535	43.135
14 Cobalto (Co)	-	-	nd	nd	nd
15 Selenio (Se)	-	-	nd	nd	nd

** En las soluciones hidropónicas se manejan en general 13 elementos importantes, estos se encuentran en macro y micro elementos. Los valores de los elementos están en mg.L⁻¹, Hoagland y Steiner son soluciones hidropónicas reconocidas, se utilizaron como comparativos (Jones, 2005).

La liberación de nutrientes para SC40 fue baja excepto para sodio, magnesio, y azufre en SC35 destacó el boro con 0.696 mg·L⁻¹, hierro con 0.114 mg·L⁻¹, el magnesio con 3.805 mg·L⁻¹ y el fósforo con 33.85 mg·L⁻¹, en SC30 se encontraron valores de calcio 122 mg·L⁻¹, potasio 16.547 mg·L⁻¹ y fósforo de 46.606 mg·L⁻¹ (Fig. 40) En ningunos de los casos se observó liberación de Cobalto, cobre, molibdeno. A pesar de los valores de nutrientes obtenidos, sigue existiendo una deficiencia por lo que la complementación química en estos casos es recomendable.

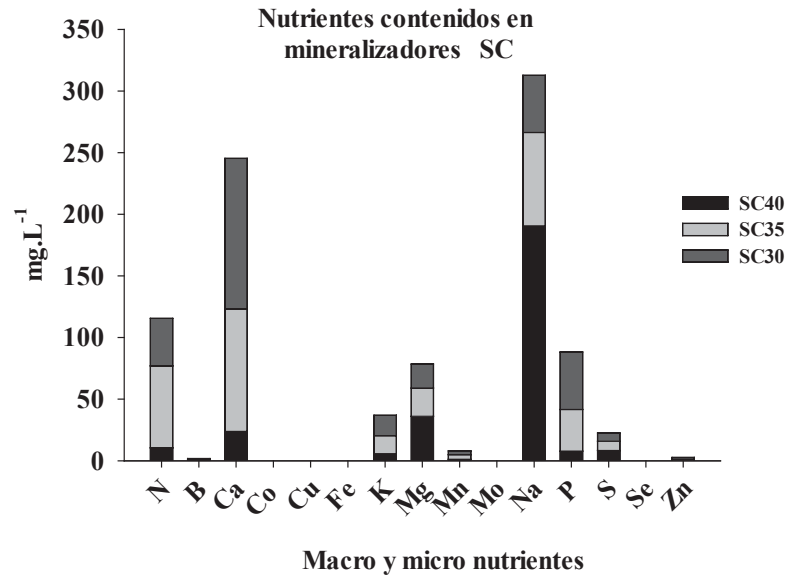


Figura 40.- Liberación de macro y micro elementos encontrados en los mineralizadores cilindro cónicos.

En los tratamientos de los mineralizadores quimioautótrofos se observó valores similares de los nutrientes para T2, T3, T4. El potasio fue alto para T2, T3, T4 con valores $> 13 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en T1 su presencia fue $< 1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. El magnesio para los tratamientos estuvo entre 5.5 y $7 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. El cobalto solo se presentó en T1 con $0.009 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, este mismo tratamiento obtuvo los valores mayores para fósforo, zinc y de manganeso además solo se presentó en este tanque el cobalto con $0.009 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. T2 obtuvo el valor más alto en azufre con $3.5386 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. En T4 el sodio fue el más alto con $94.11 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. El boro, el calcio se presentó en todos los tratamientos sin embargo el cobre, el fierro y el selenio no fueron detectados en ninguno de los tratamientos.

Los tratamientos T2, T3 y T4 de los mineralizadores quimioautótrofos (Fig. 41) y los tres tanques más SC35 y SC30 generaron los valores más altos para potasio $> 13 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, encontrándose en SC40 $5.795 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y T1 $0.9464 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ valores muy por debajo de las concentraciones normales en las soluciones hidropónicas de Steiner y Hoagland.

Como se mostró existe una deficiencia de nutrientes en los sistemas descritos anteriormente, pero en el análisis de la materia orgánica particulada se encontró presencia de nutrientes que no fueron detectados en los sistemas anteriores como el cobalto, cobre, selenio y fierro alcanzando esté valores muy elevados ($> 13 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) incluso más que los encontrados en los alimentos de peces. Los valores recuperados de fósforo fueron muy elevados $> 218 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, el manganeso se encontró elevado en MOP 35 con $77.982 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y en MOP 30 con $57.517 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, en MOP 40 fue menor con $10.087 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Fig. 42).

Las deficiencias en fósforo, calcio, fierro, manganeso, zinc y cobre en las soluciones obtenidas por biofloculación y mineralización, pueden ser en parte suplidas con la digestión de la materia orgánica particulada que libera estos nutrientes. El boro y el magnesio pueden ser suplementados con menor cantidad y ser añadidos a la solución. La presencia de los nutrientes descritos anteriormente en la materia orgánica particulada permite poder generar soluciones equivalentes a las soluciones hidropónicas (Tabla XXI).

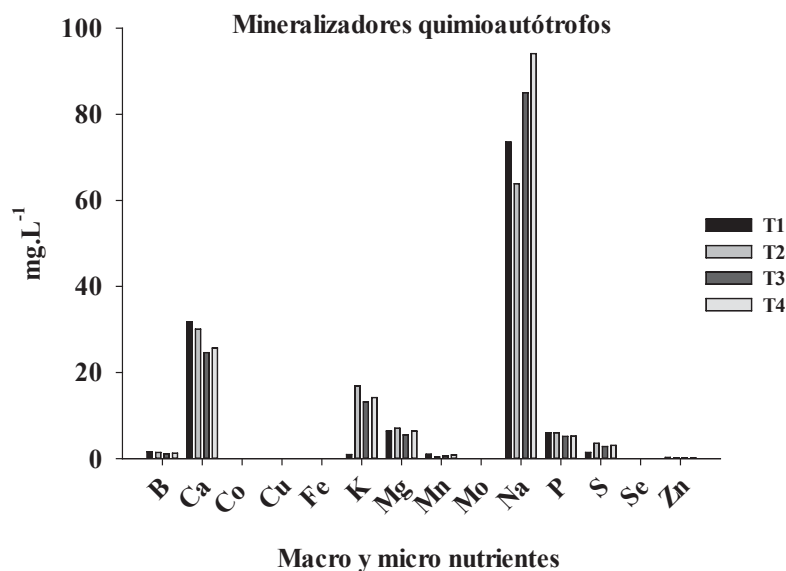


Figura 41.- Liberación de macro y micro elementos encontrados en los mineralizadores quimioautótrofos.

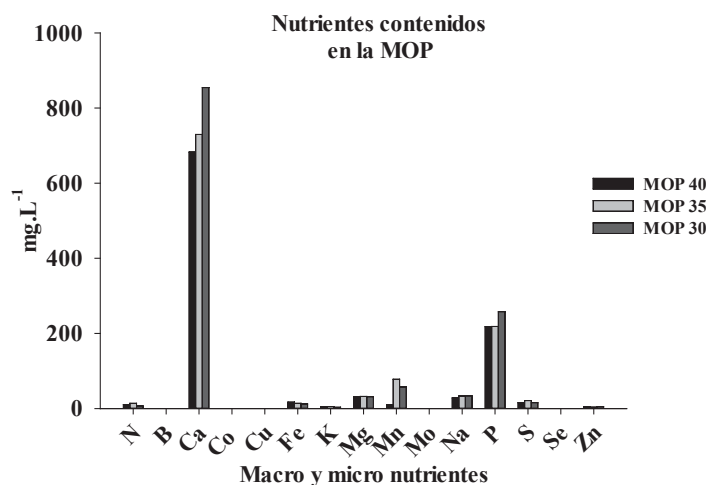


Figura 42.- macro y micro elementos encontrados en la materia orgánica residual cosechada de T40, T35 y T30.

Tabla XXI. Componentes de la solución Steiner y Hoagland contrastados con los valores obtenidos de la materia orgánica particulada.

Elementos	Hoagland mg.L ⁻¹	Steiner mg.L ⁻¹	MOP 40 mg.L ⁻¹	MOP 35 mg.L ⁻¹	MOP 30 mg.L ⁻¹	Complementos generados por MOP
Nitrógeno (N)	220-242	170				
Fósforo (P)	24-31	50	218.163	218.506	257.743	H, S
Potasio (K)	230-232	320	4.605	5.476	3.623	Deficiente
Calcio (Ca)	179-224	183	682.772	729.843	854.399	H, S
Magnesio (Mg)	49	50	30.843	32.375	31.509	Incompleto
Azufre (S)	113	148	15.74	21.357	15.777	Deficiente
Fierro (Fe)	7	3 a 4	16.96	13.842	12.314	H, S
Manganeso (Mn)	0.05- 0.50	1 a 2	10.087	77.982	57.517	H, S
Boro (B)	0.45	1 a 2	0.22	0.235	0.379	Incompleto
Zinc (Zn)	0.48	0.2	5.107	3.869	5.353	H,S
Cobre (Cu)	0.02	0.1 a 0.5	0.516	0.422	0.483	H, S
Molibdeno (Mo)	0.0106	0.1	nd	nd	nd	Deficiente
Sodio (Na)	-	-	28.452	33.435	33.805	
Cobalto (Co)	-	-	0.02	0.122	0.084	
Selenio (Se)	-	-	0.081	0.085	0.027	

**H= Solución de Hoagland y S= Solución de Steiner. El término deficiente se maneja para aquellos nutrientes que requieren suplementación, el incompleto es para aquellos nutrientes que solo requiere complementación mínima. MOP 40 = materia orgánica particulada retirada del T40, MOP 30 al T30 y MOP 35 al T35.

8. DISCUSIÓN

8.1 DISEÑO E IMPLEMENTACIÓN DEL SISTEMA

En revisiones sobre las características de los cultivos se encontró que existe una variación en los parámetros ideales para las plantas (hidroponía) (pH 5.5-5.8, 22 °C) (Lara, 1999) y los peces (tilapia) (pH 3.7-11; OD 0.1>3 mg·L⁻¹; 22-29 °C, NH₄<0.05 mg·L⁻¹) (Mjoun *et al.*, 2010). Para lograr las máximas optimizaciones de los dos sistemas se sugirió manejarlos por separado.

Se propuso manejar el sistema en dos circuitos independientes, acuícola y hortícola. El circuito acuícola está compuesto por tres fases: 1^{ra} fase.- implementación del sistema de biofloculación en el cultivo de peces, 2^{da} fase.- nitrificación y mineralización de los nutrientes residuales, 3^{ra} fase.- separación de la fracción soluble de la particulada por sedimentación, adhesión y filtración.

El manejo de los dos sistemas permite tener un mayor control de los parámetros de cada circuito, optimizando así los resultados de ambos. Dentro de las características presentadas en el diseño del sistema (Fig. 1) se resalta la reutilización de los sedimentos (Fig. 1 A y C), en los sistemas hiperintensivos e intensivos convencionales estos residuales (heces, alimento no consumido, desechos nitrogenados) son desechados ocasionando una serie de problemas ambientales tales como la descarga de gran cantidad de desechos, eutrofización de la zona aledañas al cultivo, dispersión de enfermedades, contaminación del agua, entre otros (Ballester *et al.*, 2010; Crab *et al.*, 2007). La fracción particulada (alimentación y heces) es el mayor problema en acuicultura en tierra. El impacto de las partículas producido por piscifactorías en la calidad del agua se ha localizado (a unos diez metros después del punto de liberación) (Amirkolaie, 2008). Estas oposiciones se convierten en limitaciones para desarrollar y aplicar sistemas de cultivo de agua dulce en el Estado de BCS, debido a las condiciones de poca precipitación y a las características de una zona desértica con clima predominantemente seco con una temperatura media de 20-26 °C con máximas de 40-45 °C, con precipitaciones anuales principalmente en verano de 100-300 mm, donde las recargas máximas de los acuíferos locales se hacen en tiempo de tormentas

tropicales o huracanes (acuífero sobreexplotado) (Cruz *et al.*, 2011), por lo que para el Estado el recurso agua es de gran valor, siguiendo este precepto se optó por desarrollar un sistema que nos permitiera evitar el desperdicio de agua con los recambios y reutilizar todos los desechos generados por el mismo cultivo, aunado a esto se pretende implementar las soluciones generadas por el sistema en cultivos hidropónicos, cerrando así el ciclo del sistema. El principal objetivo fue retener los nutrientes que son desechados, para lo cual se implementó los mineralizadores cilindro cónico y quimoautotróficos (Fig. 4), además del sistema de biofloculación (Fig. 1 A, C y D), lo que nos permitió liberar nutrientes de alto valor y a la vez aprovechar las descargas que usualmente son vertidas al medio ambiente y generar soluciones con nutrientes en algunos casos (N-NID, P-PO₄, N-NO₃) similares o incluso mayores a las soluciones hidropónicas, que nos permitirán desarrollar un cultivo adjunto. Las aportaciones de este sistema son la implementación de las dos fases en dos circuitos y la factibilidad para la recuperación de nutrientes de la fracción particulada, la filtración y la implementación de estos residuales como biofertilizantes para el circuito hortícola. El sistema se puede dividir en tres procesos: Biofloculación, bionitrificación y biomineralización.

8.2 ALIMENTO COMERCIAL

La alimentación de los peces con concentrados comerciales tiene una alta participación en los costos totales de producción de aproximadamente el 50 %, de ahí la importancia de proporcionar alimentos balanceados con las cantidades precisas de nutrientes (Hasan, 2001). El análisis bromatológico y de macro y micro elementos al alimento comercial fue indispensable, ya que esto nos permitió conocer la composición completa de cada alimento proporcionado en el experimento, encontrando como se muestra en la Tabla VI, valores de proteína y lípidos para los alimentos de Purina 30 % (31.52±0.26-6.28±0.11), 35 % (35.51±0.29-5.68±0.25), 40 % (40.62±0.22-7.58±0.15) y para MaltaCleyton de 30 % (25.80±0.10-2.58±0.12), 35 % (36.17±0.014-2.55±0.09), 40 % (50.01±0.10-13.83±0.28) valores que variaron en gran medida con lo indicado en las etiquetas.

Tener buenas prácticas en la alimentación es una de los dos componentes importante en el cultivo de peces. Una frecuencia y ración alimenticia correcta, permiten reducir los

desperdicios de alimento, aumentar su absorción, obtener mejor factor de conversión, mejor nutrición para los organismos y mejor calidad de agua lo que puede traducirse en menor estrés para los organismos, menos enfermedades, mayor supervivencia, y reducción de los gastos en alimento por el mayor rendimiento alimenticio (Riche *et al.*, 2004). La tasa de alimentación para los organismos fue del 2 % de la biomasa total de cada tanque dividido en tres raciones, basándonos en recomendaciones de diversos autores. Riche *et al.*, (2004) recomiendan dar de alimento el 2 % de la biomasa total de los organismos diario, dividido entre 3-4 raciones por día. Lim y Webster (2006) distribuyen el porcentaje de alimentación y las raciones de acuerdo a la etapa de crecimiento 4-3 % (3-4 raciones) para organismos de 20-100 g y >100 g 2-3 % (2-3 raciones). Se manejan 4 raciones para los estadios iniciales en tilapia (*O. niloticus*), de acuerdo a diversos experimentos esta relación ha sido la más exitosa (Lim y Webster, 2006). Se ha hablado sobre la frecuencia de alimentación y la relevancia que esta tiene en el crecimiento de los organismos, cuando se maneja una frecuencia de alimentación correcta se permite que los organismos vuelvan a sentir apetito y sacien su hambre lo que disminuye la cantidad de alimento desperdiciado y genera un mayor aprovechamiento del alimento por parte de los organismos; las raciones se separaron por lapsos de 4 horas por que se ha demostrado que el apetito en *O. niloticus* regresa 4 horas después de ser saciado (Richie *et al.*, 2004). Para las primeras etapas de desarrollo en la tilapia diversos autores manejan 4 raciones como la ideal (Abucay y Mair, 1997; Phelps *et al.*, 1992, 1995; Popma y Green, 1990; Ridha y Lone, 1995), pero conforme los organismos aumentan de talla se ha recomendado reducir las raciones. Para fines experimentales se estableció una tasa de alimentación del 2 % de la biomasa de cada tanque, separado por 4 h. El porcentaje de proteína de los alimentos se eligió de acuerdo al rango de talla de los organismos correspondiéndoles el 40 % (12-50 g), 35 % (51-100 g) y 30 % (101- >200 g).

Al recolectar a los organismos ferales fue indispensable adaptarlos al consumo de alimento peletizado. Los organismos poseían tallas de 6-30 g por lo que el alimento inicial fue 3.8 mm (tilapia-bagre) nutripec® pulverizado (único disponible), en esta etapa no se utilizaron raciones se alimentaba a saciedad, los organismos respondieron bien al alimento; después

de 4 semanas se separó por tallas y por sexo debido a la reproducción precoz de los organismos, por lo que se decidió trabajar con solo machos en el experimento, para evitar esta problemática. El plan inicial era manejar dos marcas de alimento nutripec® de Purina y maltaCleyton® con sus distintas etapas alevinaje, desarrollo-iniciación, engorda y finalización (Tabla I), pero se observó que los organismos consumían mejor el alimento de nutripec® por lo que solo se trabajó con esta marca. En la tilapia se ha encontrado preferencia por ingredientes, distintos atractantes, incluso por color del alimento como lo explica Jegede y Olusola, (2010), quienes formularon alimentos con 35 % de proteína con diferentes coloraciones (rojo, azul, azul-verde y amarillo) obteniendo que los colores claros amarillo y azul verde lograron mayores rendimientos. En el presente trabajo también se observó comportamiento selectivo con respecto al alimento, ya que los organismos respondieron mejor a la marca de alimentos Purina.

Para sistemas integrados como el del presente trabajo existe una clara necesidad de formulaciones de alimentos, donde el objetivo primordial sea producir alimentos que permitan generar dos cultivos (acuícola y hortícola), que proporcionen los nutrientes indispensables para la tilapia a la vez que permita generar los nutrientes residuales que sean aprovechados por los cultivos hortícolas (hidropónicos y de ferti-irrigación), como primera sugerencia se establece el buscar alimentos bajos en sodio, ya que estos pueden interferir con la liberación de fósforo. Rodríguez y Fonseca, (2014) plantearon esta necesidad resaltando que para este tipo de sistemas es importante tomar las consideraciones del cultivo acuícola y hortícola (especies a cultivar, etapa del cultivo, tamaño de los organismos, parámetros de los cultivos, condiciones de los cultivos, flujo del agua, exposición a la luz, calidad del agua), para poder generar alimentos que suplan las necesidades nutricionales de los dos cultivos. En el caso de sistemas integrados es necesario generar dos condiciones óptimas de cultivo. Para la producción de hortalizas lo que se busca es que los nutrientes que necesiten sean obtenidos a través de los desechos del cultivo acuícola por lo que formulaciones alimenticias adecuadas nos permitirán conocer el perfil nutricional que beneficie tanto a los peces como a las plantas, una consideración importante es que tanto peces como las plantas requieren variaciones de nutrientes según la

edad. Con la finalidad de dar un paso en esta búsqueda se llevó a cabo el análisis de macro y micro nutrientes en los residuales de los tanques alimentados con tres niveles distintos de proteína, los resultados son discutidos más adelante.

8.3 CARACTERÍSTICAS DEL AGUA DE ÓSMOSIS INVERSA

Otra de las problemáticas a resolver fue lo de la calidad del agua de cultivo, ya que el crecimiento de peces está limitado en parte por la calidad del agua, si no se posee las condiciones necesarias éste fracasará. Esta situación fue hallada en los organismos, en un tanque se generó una mortandad de 15 hembras, asimismo se encontró que los organismos presentaban lento crecimiento, en la búsqueda de respuestas discernimos que el agua de la llave del Laboratorio de Nutrición Experimental poseía niveles altos de nitratos (Tabla IX), por lo que se efectuó un análisis con doce fuentes distintas de agua. Los valores más altos en nitratos los obtuvimos en TP, T6 y T10 de muestras de agua contenida en tinacos con 6.443, 6.919 y 6.639 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente, siguiéndole el agua de la llave del Laboratorio de Nutrición Experimental (LNAL) con 6.359 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, Agua de la llave de la Paz (Colonia Indeco) (ALLPZ) con 5.435 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y Agua de Pipa 8 de Octubre (AP) con 3.670 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Valores $< 1.50 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ se obtuvieron en las dos muestras de agua purificada (APLPZ) con 0.434 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y APN con 1.238 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Para la muestra tratada en la planta de osmosis inversa se encontró una reducción de los nitratos con valores de 2.787 a 0.106 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$. La mejor calidad de agua se encontró en el agua de la planta de osmosis inversa, por lo que se decidió iniciar el experimento con esta agua. La concentración de nitratos en el agua subterránea es un tópico común. Niveles de nitrato entre 0 y 40 ppm son generalmente seguros para los peces. Cualquier valor superior a 80 ppm puede ser tóxico. A menudo es difícil precisar el origen de un alto contenido de nitratos, debido a que puede provenir de muchas fuentes. La entrada de los nitratos a las aguas subterráneas es un resultado de procesos naturales y del efecto directo o indirecto de las actividades humanas. Los procesos naturales incluyen la precipitación, el constante movimiento de los minerales y descomposición de la materia orgánica (Bautista y Ruiz, 2011). Por lo que una o el conjunto de estas condiciones pudieron ser las causantes de los niveles de nitratos en el agua. La calidad del agua es determinada por la hidrología, la fisicoquímica y la biología de

la masa de agua que se refiera, según los tipos de sustratos por los que viaje el agua esta se cargará de sales en función de la composición y la solubilidad de los materiales de dicho sustrato. El agua de la región es de acuíferos subterráneos por lo que los altos niveles de minerales es una condición común (Cruz *et al.*, 2011). La concentración de minerales influye principalmente en la calidad del agua y los peces se ven afectados a nivel de branquias reduciendo su capacidad respiratoria y metabólica, provocando lento crecimiento expresado en bajos rendimientos (Bautista y Ruiz, 2011), el lento crecimiento y la mortandad presentada pueden ser explicados por la condición del agua.

8.4 IDENTIFICACIÓN DE LOS ORGANISMOS

A través de la historia, los humanos han transportado plantas y animales de un ecosistema a otro por distintas razones. Las plantas y animales que han sido transportados fuera de su área natural o región histórica son considerados especies no indígenas o exóticas. Las especies exóticas se han introducido en México por varias causas: ornamental, pesca deportiva, acuicultura, control biológico y liberación intencionada. En algunos casos, las introducciones de peces se llevan a cabo por más de una causa (Fuller *et al.*, 1999; Ruiz *et al.*, 2012). Tal es el caso de la tilapia, para la cual se manejan diversas versiones de como llegó esta especie al Estado BCS.

En base a los análisis moleculares que se llevó a cabo a 15 especímenes se encontró que el 100 % pertenece al género *Oreochromis*, dentro de los resultados no fue posible discernir de que especie se trataba, ya que se encontraron 4 haplotipos, lo que sugiere que los organismos son una hibridación de (*O. mossambicus*, *O. aureus*, *O. uropelis* y *O. spp*), diversos autores manifiestan que la hibridación no es infrecuente y puede ocurrir entre especies estrechamente relacionadas dentro de prácticamente cualquier familia de peces (Fuller *et al.*, 1999), para el caso de las tilapias los híbridos en su mayoría no son estériles, lo que explicaría por qué encontramos diferentes haplotipos. Según reportes algunas tilapias tomadas de Salton sea son híbridos de *O. mossambicus* y *O. aureus* (Swift *et al.*, 1993) y *Oreochromis mossambicus* x *O. urolepis hornorum* (Fu, 2010), resultados que concuerdan con lo obtenido en los análisis moleculares (Tabla XI).

Para 1983 cinco especies puras *O. mossambicus*, *O. hornorum*, *O. aureus*, *O. niloticus* y *T. zillii*, y diez posibles hibridaciones de estas fueron identificadas en la parte baja del río Colorado en el área de California y Arizona (Swift *et al.*, 1993), otra pista que podría brindarnos información sobre las hibridaciones encontradas en las pocitas.

Ruiz, (2010) Ruiz *et al.*, (2012), enuncian la presencia de *T. zillii* y *O. mossambicus* en las pocitas, más sin embargo poco se ha hablado de los híbridos dentro de la península de Baja California. Dentro de las características específicas que poseen cada una de las especies se enuncian; para *O. niloticus* el rápido crecimiento, para *O. aureus* la tolerancia a las temperaturas bajas y para *O. mossambicus* la tolerancia a salinidades altas (Tabla XXII).

La hibridación se ha utilizado como herramienta para la producción en acuicultura, con el fin de transferir características deseables de una especie a otra o de un grupo a otro o incluso para generar una especie con características favorables de ambos padres, por ejemplo; resistencia a enfermedades, crecimiento acelerado, tolerancia a salinidades, temperaturas variadas, o incluso para producir organismos estériles para la producción (Bartley *et al.*, 2000). Como se ha visto con la tilapia, que solo se producen machos para engorda. Por lo que el trabajar con organismos ferales de las pocitas, nos permitió conocer las cualidades que en conjunto presentan estos organismos (Tabla XXII) y aprovechar la adaptación desarrollada a las condiciones del Estado de BCS, rangos amplios en la variación de la temperatura y aguas salobres, a la vez que se aprovechó la disponibilidad del recurso. En el arroyo Las Pocita cerca del poblado del idéntico nombre, se forma una amplia laguneta con niveles de salinidad que puede llegar a ocho partes por mil (Ruiz *et al.*, 2010). Dentro de esta área se ubican también diversas pozas, con profundidades no mayores a 1.20 m, los pobladores reportan la presencia de estas especies en esas pozas desde hace más de 30 años. En época de huracanes el nivel de las corrientes se incrementa y se vuelven a conectar las pozas, con un efecto de dilución de las sales. Las Pocitas (Pozas del Vado) exhibieron salinidades mayores a 80 ups (unidades prácticas de salinidad) abundan sustratos de tipo caliza con altos contenidos de sales.

Tabla XXII.- Muestra las características específicas y de importancia acuícola de las diversas especies encontradas en los análisis moleculares, y las posibles características que podrían presentar los híbridos encontrados en las pocitas, BCS.

Especie	Otros nombres	Características	Autores
<i>O. mossambicus</i>	Tilapia Mozambique, Tilapia de Java, Tilapia incubadora bucal. <i>Tilapia mossambica</i> , <i>Sarotherodon mossambicus</i>	Mayor resistencia a la salinidad. Mecanismos de osmoregulación. Mayor tolerancia a la salinidad por arriba de las 20 ppt, reproducción temprana, (maduración sexual a los 8-9 cm), alta fecundidad, pobre potencial acuícola excepto cuando se usan híbridos.	Talwar y Jhingran 1992; Swift <i>et al.</i> 1993; Sardela <i>et al.</i> , 2004
<i>O. niloticus</i>	Tilapia del Nilo, <i>Tilapia nilotica</i>	Menor tolerancia a temperaturas frías, exitoso para cultivos extensivos, hipertensivos, monocultivos y policultivos, gran aceptación de consumidores. Crecimiento rápido, alta tasa de reproducción.	(Gupta y Acosta, 2004)
<i>O. aureus</i>	Tilapia azul. <i>Tilapia aurea</i> y <i>Sarotherodon aurea</i>	Mayor resistencia a temperaturas frías, menor a 8-9 °C, ideal para lugares con cambios estacionales de temperatura, generalmente usado en hibridación para producciones monosexadas.	(Gupta y Acosta, 2004)
<i>O. urolepis</i>	Tilapia Wami. <i>Tilapia hornorum</i> , <i>Oreochromis hornorum</i> , <i>Tilapia urolepis</i> .		
Hibridaciones	Características		**
(<i>O. niloticus</i> x <i>O. aureus</i>)	Los híbridos son fértiles, se incrementa la tolerancia a bajas temperaturas y a la salinidad. Los machos presentan mayor crecimiento. El cruzamiento recíproco produce 50% macho y hembras.		
(<i>O. niloticus</i> x <i>O. urolepis hornorum</i>)	Se producen machos con coloraciones rojizas y con tolerancia a la salinidad.		
(<i>O. mossambicus</i> x <i>O. niloticus</i>)	Produce progenie con tolerancia a la salinidad, cuando la madre es <i>O. mossambicus</i> .		
(<i>O. mossambicus</i> x <i>urolepis hornorum</i>)	Los híbridos son fértiles, con color oscuro y tasa de crecimiento más bajo. Con alta tolerancia a la salinidad		

** Datos tomados de Bartley *et al.*, 2000.

Los valores de potencial de hidrogeno (pH) registrados en los cuerpos de agua caen en su mayoría en el ámbito de ligeramente alcalino (7-9), en las pocitas se encontró valores mayores a 9. El pH está influenciado por el contenido de sales y los cambios de volumen de agua, así en la época seca aumentan por la concentración de las sales y disminuye en la época de lluvias (Tabla XXIII). Las salinidades y alcalinidad descritas por Ruiz, (2010) para las pocitas podrían explicar porque *O. mossambicus* se encontró en este lugar, ya que entre las del género, es la más tolerante a salinidades hasta 40 ppt, pero con tasas de crecimiento más lentas que *O. niloticus* (Kamal y Mair, 2005), diversos reporten han confirmado que híbridos de esta especie (*O. mossambicus* x *O. urolepis hornorum*) se han encontrado a salinidades de 44 g.L⁻¹ en el lago de Salton y que responde hasta rangos de 35 a 95 g.L⁻¹ (Sardella y Bauner, 2008; Sardella *et al.*, 2004), en estudios realizados comparando el crecimiento de *O. niloticus* y *O. mossambicus* a distintas salinidades, se observó que *O. mossambicus* tiene mayor crecimiento que *O. niloticus* a salinidades altas (Kamal y Mair, 2005), lo que permite que sea una especie viable para ser utilizada en cultivos con características en el agua a las encontrada en la región. Otra opción viable es generar híbridos de *O. mossambicus* x *O. niloticus*.

Tabla XXIII. Parámetros fisicoquímicos de la región Las pocitas.

Localidad	Salinidad (%)	pH	Cond. mS/cm	TDS g/l	Temp. °C	OD mg/l	Hora	Fecha
Arroyo Las Pocitas en Pocitas del Vado								
	0.2	7.66	0.32	0.20	21.5	5.34	9:47 am	21/05/02
	5.3	8.54	9.64	6.13	33	8.9	1:45 pm	04/08/05
Arroyo Las Pocitas en Pocitas del Vado (poza grande)								
	5.5	7.93	9.74	6.24	17.7	12.95	9.38 am	23/01/05
	8.2	10	13.74	8.83	32.9	8.52	1:05 pm	04/08/05
Arroyo Las Pocitas en Rancho El Caracol								
	0.6	7.84	1.10	0.71	20.5	9.97	5:49 pm	22/01/05
	0.6	10.26	1.15	0.73	26.1	5.94	9:40 am	05/08/05

*(Datos tomados de Ruiz, 2010)

8.5 ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS Y PARASITOLÓGICOS

En regiones aisladas y libres de brotes epidemiológicos como La Paz, BCS, es de suma importancia implementar medidas sanitarias rigurosas, para evitar problemas futuros. Los organismos fueron sometidos a análisis parasitológicos para detectar cualquier problema sanitario. Dentro del análisis interno hecho a las tilapias se encontró con parásitos monogéneos, los cuales son principalmente ectoparásitos del tegumento y branquias de los peces. La cantidad de parásitos encontrados fue muy baja, lo cual no significaba problema. En un reporte elaborado con los registros de los parásitos monogéneos en organismos en los Estados de México se encontró registros para Baja California Sur de *Mamaevicotyle sp* en cabrillas marinas, *Spirinus zapterigys* y *S. lophosoma* en rayas y de tilapia se citan diversos parásitos pero no *Gyrodactylus* (Flores y Flores, 2003). Las condiciones de cultivo se mantienen en alta calidad para evitar la proliferación de parásitos y enfermedades comunes en los cíclidos. Ya que deficiencias en el suministro de agua en las unidades de producción, permiten que se favorezca la infección incluyendo la mala alimentación, factores ambientales adversos, elevadas densidades, condiciones que se evitaron en el sistema. Para el cultivo de tilapia es importante un desarrollo estructurado que garantice la producción y sustentabilidad a largo plazo. La Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE siglas en inglés) establece un control de salud para peces cultivados, la implementación de evaluaciones con métodos estandarizados. Pero en México la mayoría de las granjas de tilapia no se aplican protocolos sanitarios mínimos que garantice el éxito del cultivo, lo que ocasiona la presencia de enfermedades que afectan la producción (Soto, 2009).

8.6 CRECIMIENTO DE LOS ORGANISMOS

EL crecimiento de los peces está relacionado con distintos factores, como la alimentación, la temperatura, la calidad del agua, la densidad de cultivo entre otros (Arce y Luna, 2003). Para conocer el crecimiento de los organismos dentro del sistema se han ideado varias fórmulas o índices que permiten conocer el crecimiento de los organismos o el aprovechamiento del alimento con respecto al crecimiento obtenido (Timmons *et al.*, 2009). Dentro de los más usados está el factor de conversión alimenticia, el cual describe

la eficiencia relativa en la conversión de energía del alimento a carne animal. El FCR en peces fue en el intervalo de 1.12 a 1.8, observando lo mostrado en la Tabla (XIII) se encontró que el factor de conversión alimenticia (FCA) para T35 era de 4.69 antes de implementar el sistema de biofloc, logrando llegar 1.04 y 1.22 valores óptimos para esta condicionante. T40 muestra resultados fluctuantes para este factor. T30 pasó de tener un FCA de 2.14 antes del sistema del biofloc a 1.8. El Saily y Gaber, (2005) obtuvieron factores de conversión con dos porcentajes de 25 y 30 % de proteína y tres raciones de alimentación (1 %, 2 % y 3 %) de 2.5, 2.7, 1.5, 2.5 y 3.7 respectivamente, valores que caen entre el rango obtenido en T30. El valor ideal para el FCA es 1 o <1, por lo que los valores encontrados en T40 y T30 en BIO 4 son los mejores. Con respecto a la supervivencia, en los sistemas de cultivo se esperan valores altos cercanos al 100%, ya que este es un indicador de que el cultivo se encuentra en condiciones óptimas. Para el presente estudio los valores de supervivencia fueron mayores al 96 % (Tabla XIV).

8.6 AMONIO, NITRITOS NITRATOS Y FOSFATOS.

8.6.1 BIONITRIFICACIÓN

Los residuos en acuicultura se pueden dividir en: sólidos y disueltos, en particular de carbono, nitrógeno y fósforo. Los residuos sólidos se originan principalmente del alimento no consumido y/o de la alimentación de los peces y de las heces. Los residuos disueltos provienen principalmente de metabolitos excretados por los peces a través de las branquias y la orina. La acumulación de estos contaminantes deteriora la calidad del agua del sistema y puede aumentar la incidencia de enfermedades en los peces (Amirkolaie, 2008).

Los cultivos de peces liberan compuestos de carbono (C), nitrógeno (N) y fósforo (P) como desecho. El nitrógeno inorgánico disuelto NID (NH_3^+) y el fósforo inorgánico disuelto PID (PO_4^{3-}) son liberados a través de la excreción y el C orgánico y CO_2 es desechado a través de la respiración. Partículas orgánicas de C, N, P son liberadas a través de la defecación y el alimento no consumido. El C, N y P orgánico disuelto son generados por la disolución de fracciones orgánicas particuladas (Wang *et al.*, 2012).

El sistema está diseñado para la recuperación de los nutrientes en las dos fracciones de residuales, tanto en la fracción líquida como sólida. Basándonos en dos procesos la nitrificación y la mineralización. Para ambos los valores de nutrientes recuperados fueron favorables. Si la suplementación de carbón orgánico cesa la nitrificación toma el control del amonio (Hargreaves, 2013). Uno de los principios para mantener la calidad del agua es conservar las concentraciones de amonio debajo de los niveles tóxicos. Hay tres maneras para controlar el amonio: por las algas, por asimilación bacteriana y por la nitrificación (Hargreaves, 2013). Para controlar el amonio se escogió la vía de la nitrificación ya que esta nos permite convertir el amonio producido en la excreción de los peces a nitratos, nutriente de alto valor en los cultivos hidropónicos.

El rol de la nitrificación es controlar las concentraciones de nitrógeno inorgánico oxidando el amonio a nitritos, y estos a nitratos. Valores de TAN y nitritos <1.0 mg N/L son recomendados para largos periodos de exposición (Nootong y Pavasant, 2011).

La tecnología de biofloculación (TBF) es basada en la asimilación de nitrógeno inorgánico por parte de las bacterias heterotróficas. Un control de nitrógeno inorgánico en TBF puede conseguirse reduciendo el contenido de proteína en los alimentos para incrementar el carbón orgánico disponible en el agua o añadiendo una relación apropiada de C:N para estimular el crecimiento de bacterias heterotróficas. Teóricamente la concentración de TAN, nitritos, nitratos en TBF puede mantenerse en niveles bajos y estables como resultado de la conversión de nitrógeno inorgánico por parte de la biomasa bacteriana. Generalmente TAN y las concentraciones de nitritos menores a 1 mg N/L son recomendados para largos periodos. Los niveles de nitritos encontrados en los tanques T40, T35 y T30 son relativamente bajos, ocurriendo lo contrario para los nitratos y el amonio.

Azim y Little, (2008) trabajaron con biofloc con dos porcentajes de proteína al 24 (BF24) y 35 % (BF25), y con un control sin biofloc al 35 % (SB35), encontrado gran fluctuación del amonio y los nitritos durante todo el experimento para los dos tratamientos con biofloc, siendo el valor más alto de TAN para el tratamiento BF35. La acumulación de nitratos en el

sistema inicio al 3^{er} día, con incrementos continuos a lo largo del experimento para BF24 (200 mg L⁻¹) y BF35 (hasta 350 mg L⁻¹), observándose menos fluctuaciones para el SB35 con valores <50 mg L⁻¹. Los valores para BF35 fueron los más altos en todos los casos.

En un sistema de biofloc con tilapia con 35% de proteína, con C/N de 16:1, donde la fuente de carbón fue la tapioca, se encontró que la liberación de nitritos ocurría después del día 24 y estos incrementaron hasta el día 47 (26 mg N/L). Para los nitratos estos se mantuvieron a niveles bajos < 20 mg N/L después del día 20 se observó un incremento hasta valores > 80 mg N/L, para el TAN, a partir de la semana 6-7 los niveles de amonio y nitritos fueron <1.0 mg N/L, estableciéndose completamente la nitrificación (Nootong y Pavasant, 2011).

Luo *et al.*, (2014), para un sistema de biofloc obtuvieron picos de 60±0.45 mgL⁻¹ de TAN y 119±2.01 mg·L⁻¹ de nitritos en los inicios del sistema (día 20), con la aclimatación del sistema los valores fueron decreciendo hasta hacerse indetectables. Los nitratos se mantuvieron a niveles incontables lo que sugiere que la alta relación de C/N utilizada inhibió los procesos de nitrificación y los nitratos fueron usados por las bacterias heterotróficas.

Tabla XXIV.- Nutrientes liberados (N-NH₄, N-NO₂, N-NO₃ y P-PO₄) en los tanques (T40, T35 y T30) y en los mineralizadores cilindros cónicos (SC40, SC35 y SC30).

	mg N-NH ₄	mg N-NO ₂	mg N-NO ₃	mg P-PO ₄	mg N-NID
Steiner		170		50	
Hoagland	12.6		220-242	24-31	
T40	14.2 (45)	2.8 (126)	97 (97)	10.68(125)	189 (125)
T35	17.72 (36)	4.42 (132)	156.1 (125)	25.4 (125)	243.3 (125)
T30	12.3 (36)	1.9 (131)	175.3 (80)	30.9 (97)	228.5 (125)
SC40	11.9 (80)	0.338 (1)	58.73 (97)	22.84(132)	75.7 (97)
SC35	9.2 (60)	1.0 (3)	67.1 (132)	16.7 (132)	82.6 (132)
SC30	13.23 (70)	0.947 (74)	106 (132)	28 (97)	165.3 (132)

La solución hidropónica de Hoagland se integra de seis macro nutrientes (ppm): N (210), P (31), K (234), Ca (160), Mg (45) y S (64) y seis micronutrientes (ppm): Fe (0.6), Mn (0.5),

B (0.5), Zn (0.05), Cu (0.02) Y Mo (0.02) (Al- Hafedh *et al.*, 2008). Mientras que la solución hidropónica de Steiner se integra por: N (170), P (50), K (320), Ca (183), Mg (50) y S (148) y seis micronutrientes (ppm): Fe (3-4), Mn (1-2), B (1-2), Zn (0.2), Cu (0.1-0.5) y Mo (0.1) (Jones, 2005). Los valores de nitratos en T30 alcanzan los establecidos en la solución de Steiner. La recuperación del fósforo fue más alta con los mineralizadores cilindro cónicos, con valores de $22.84 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, $16.7 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $28 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ para SC40, SC35 y SC30 respectivamente. En los tanques el mayor valor de recuperación de fósforo se encontró T30 (Fig. 15). Los valores más elevados de amonio y los nitritos se encontraron en T35 (Fig. 17). La mayor liberación de nitratos se efectuó en T30. En los sistemas integrados fue generada la nitrificación, alcanzando valores parecidos a los de Steiner y Hoagland.

Al- Hafedh *et al.*, (2008) mostraron que valores promedio de fósforo y potasio encontrados en los sistemas de acuaponía con tilapia son valores estándar para los requerimientos en hidroponía. Valores de 10.3, 4.9, y $3.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de fósforo y de potasio de 47.5, 31.4 y $19 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ sostienen un área de cultivo de lechuga de 169, 113 y $56 \text{ g}/\text{m}^2/\text{d}$. Los valores de fósforo obtenidos por los SC y por los tanques excedieron a los encontrados por Al- Hafedh *et al.*, (2008). Con los nutrientes recuperados en el sistema es viable sostener un cultivo de hortalizas de hoja. Los efluentes de la acuicultura proveen la mayoría de los nutrientes requeridos por las plantas en proporciones óptimas, si los valores promedio de alimentación diaria y crecimiento de plantas se mantienen (Rakocy *et al.*, 2004).

8.6.2 BIOMINERALIZACIÓN

En la actualidad, la atención se ha centrado en la captura y reutilización de los residuos disueltos (Luo *et al.*, 2013). Sin embargo, se ha prestado menos atención a las heces y a los alimentos residuales, que a menudo se descargan en forma de lodos, dejando una cantidad significativa de nutrientes no utilizados. Drenar los sedimentos de los sistemas de biofloc es una técnica apropiada para mantener una relación de sólidos totales adecuada, ya que se indica no pasar de $500 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Se implementó una metodología de sedimentación para la cosecha del biofloc, que permitió controlar los incrementos en los sólidos y a la vez

generar materia para ser procesada para los análisis pertinentes de bromatología y tamaño de partículas. Una serie de factores han hecho a las tecnología de biofloc viable para su implementación ya que es una herramienta que permite tener una calidad de agua adecuada para los cultivos, evitando el desperdicio de agua (recurso que se ha hecho limitado y caro), evitar la liberación de desechos al medio ambiente, actividad prohibida en muchos países, la disminución del recambio de agua evita la entrada de enfermedades e infecciones a los sistemas de cultivo (Crab *et al.*, 2012).

En los sistemas convencionales la razón principal para el tratamiento de sólidos es evitar las descargas de estos en el medio ambiente circundante y así tratar de reducir los posibles impactos negativos. Ya que estos desechos derivados de la acuicultura intensiva pueden ser causante de la degradación del medio ambiente ocasionando conflictos con otros usuarios de los recursos acuáticos (Cripps y Bergheim, 2000). Dado que el objetivo principal de este trabajo es la recuperación de los nutrientes contenidos en la fracción particulada se implementó un proceso de mineralización de bioflocos residuales. En estudios previos sobre la dinámica del fósforo en los sistemas de cultivos se encontró que del 80-90 % del fósforo contenido en el alimento es liberado a los sistemas de cultivo, un método eficiente para remover el fósforo no ha sido desarrollado (Luo *et al.*, 2014). Los sólidos suspendidos, el nitrógeno total y la concentración del fósforo total son generalmente bajos en los efluentes de acuicultura del 14, 1.4 y 0.13 mg·L⁻¹ respectivamente. Desde hace décadas se habla de la importancia del fósforo como nutriente y también se sabe que el mayor porcentaje está en la fracción particulada (30-84 %) (Cripps y Bergheim, 2000), por lo que implementar procesos para recuperarlo es de primera necesidad.

Con la mineralización se buscó recuperar este nutriente, obteniéndolo en las tres fases del sistema. En la Tabla XXV se muestra la cantidad de nitratos y de fósforo recuperado en sistemas de biofloc encontrando que a densidades mayores la liberación de este nutriente fue más baja esto es debido a que se encuentra en su mayoría en la fracción particulada.

Tabla XXV.- Comparación de sistemas de biofloc y su recuperación de nitratos N-NO₃ y fósforo P-PO₄. (Magallón *et al.*, 2014).

	TBF	TBF	TBF	TBF	TBF	TBF	TBF	Steiner	Hoagland
Peso Inicial (g)					12-50	51-100	100-170		
Densidad (Peces/m ³)	195	120	120	20-25	30	30	30		
Biomasa (Kg/m ³)	23.5	12-17	12-17	14-18.6					
Proteína (%)	42	35	25	35	40	35	30		
C:N	16:1				13:1	13:1	13:1		
N-NO ₃ (mgL ⁻¹)	5	150-250	100-200	158-397	97	156.1	175.3	170	220-242
P-PO ₄ (mgL ⁻¹)	50-100			16-34	10.68	25.4	30.9	50	24-31
N:P				21:1	9:1	6.14:1	5.67:1	7.5:1	20:1
Tiempo (días)	30-60	30-60	30-60	175-200	132	132	132		
Autores	Hu <i>et al.</i> , 2014	Azim y Little, 2008	Azim y Little, 2008	Rakocy <i>et al.</i> , 2004	Fimbres, 2015	Fimbres, 2015	Fimbres, 2015		

Comparando la recuperación de nitratos y fósforo de este trabajo con otros sistemas de biofloc con diversas densidades de peces, se encontró que la liberación de P-PO₄ en los sistemas de biofloculación y mineralización alcanza los valores de Hoagland T35 y T30, los valores de N-NO₃ de Hoagland son alcanzados por T30.

8.7 MINERALIZADORES QUIMIOAUTOTRÓFICOS

8.7.1 BIOFLOC Y LOS MICROORGANISMOS

La nitrificación está regida por bacterias autotróficas, o bacterias nitrificantes en general, las más comunes son las del género *nitrosomonas* (oxidan el amonio a nitritos) y *nitrobacter* (oxidan los nitritos a nitratos). Las bacterias heterotróficas son aquellas que obtienen carbón por fuentes orgánicas. El crecimiento de las bacterias heterotróficas está limitado por el carbón orgánico disuelto. En los sistemas de biofloc la microfauna es variada, destacándose bacterias, rotíferos, ciliados, nemátodos, levaduras y microalgas (Monroy *et al.*, 2013). Para estimular el crecimiento de las bacterias heterotróficas, la relación C:N debe de ser elevada añadiendo fuentes de carbono o reduciendo los niveles de proteína en el alimento (Hargreaves, 2013). Para las bacterias nitrificantes lo adecuado es relaciones de C:N menores a 13:1, ya que comparando las tasas de crecimiento de bacterias

heterotróficas estas llevan una ventaja de 10:1 en el crecimiento. Es debido a esto, que la implementación de nitrificadores lleva consigo un tiempo de establecimiento de la comunidad, ocurriendo lo contrario con las autotróficas, las cuales se ha encontrado incluso en horas dentro de los sistemas de biofloc (Emerenciano *et al.*, 2013).

Para los mineralizadores quimioautotróficos se utilizaron cuatro tratamientos, dentro de los cuales dos fueron inoculados con bacterias del género *Bacillus*, el cual se encuentra ampliamente distribuido en diversos ambientes como agua y suelo debido a su amplia versatilidad metabólica y la presencia de una estructura de resistencia “la endoespora”. La inoculación con bacterias de este género se dio con dos fines; el primero para ver si existía una mineralización mayor de nutrientes dentro del sistema en comparación con los mineralizadores no inoculados. El segundo fin fue la de agregar en esta etapa bacterias que son reconocidas por ser promotoras del crecimiento vegetal, además de otras cualidades deseables como lo son el control biológico de patógenos, la producción de fitohormonas como las auxinas, el control biológico mediado por la producción de antibióticos, sideróforos y enzimas líticas, la solubilización de fosfatos y la fijación de nitrógeno (Tejera *et al.*, 2011) lo que permitiera encontrarlas en soluciones generadas, las cuales proporcionarían ventajas en los sistemas hidropónicos. Las bacterias que formaron los inóculos fueron *Bacillus megaterium*, *B. subtilis*, *B. circulans* y *B. gingshumi*. El tratamiento tres como se describió en la metodología consistió en 5 mL de *B. megaterium* y el Tratamiento 4 del consorcio bacteriano (*B. megaterium*, *B. subtilis*, *B. circulans* y *B. gingshumi*). El género *Bacillus* es uno de los más estudiados respecto a esta capacidad y dentro de él se destacan las especies *B. megaterium* y *B. subtilis* debido a que excretan al medio ácidos orgánicos como principal medio de solubilización (Tejera *et al.*, 2011).

Los valores más altos en la liberación de nutrientes (N-NH₄, N-NO₂, N-NID) se encontraron para el T1, el tratamiento que no se agregó nada. Para la liberación de N-NO₃ lo obtuvo el tratamiento mediado por el consorcio bacteriano, para P-PO₄ lo obtuvo T3 (Tabla XV). Al realizar los estadísticos se encontramos diferencias significativas entre T1 y el grupo conformado por T2, T3 y T4. Esto podría deberse a que la comunidad de los tanques es una comunidad madura que posiblemente contenga el género *Bacillus*.

Tabla XXVI- Nutrientes liberados en los mineralizadores quimioautotróficos (4 tratamientos).

	T1 t0	T1	T2 t0	T2	T3 t0	T3	T4 t0	T4
mg N-NH ₄	0.131	9.7	0.015	5.1	0.011	4.4	0.009	5.1
mg N-NO ₂	0.003	0.067	0.003	0.059	0.003	0.054	0.003	0.038
mg N-NO ₃	0.241	32.4	0.234	28.05	0.24	30.52	0.225	34.72
mg P-PO ₄	0.01	35.23	0.011	6.62	0.009	42.6	0.01	8.87
mg N-NID	0.374	36.4	0.252	28.68	0.254	33.67	0.237	35.05

Martínez y colaboradores (2013) encontraron en un sistema de biofloc a *Bacillus subtilis* a partir de la 4^{ta} semana y *Bacillus spp* a partir de la 5^{ta} semana, siendo su concentración constante durante las 14 semanas del experimento de en rangos de 450 a 860 x 10⁴ cel mL⁻¹ y 105-820 x 10⁴ cel mL⁻¹. Xu y Pan, (2012) encontraron a *B. spp* como la bacteria predominante en sus sistemas de biofloc con C/N a 10 y 15. En base a esto es posible que dentro de la comunidad establecida en el sistema de biofloc se encuentren bacterias pertenecientes a este género e incluso que exista una comunidad nitrificante muy establecida, por lo que las inoculaciones con bacterias no serían significativas dentro de los mineralizadores.

La aplicación de las soluciones formuladas no ha sido implementada pero se espera obtener rendimientos más óptimos que en aquellas soluciones no inoculados. El género *Bacillus* ha demostrado potencialidades en la promoción del crecimiento vegetal y el control biológico de patógenos. Tejera y colaboradores (2011), destacan a *B. subtilis*, *B. megaterium*, *B. licheniformis*, *B. circulans* y *B. cereus*, dentro de las especies que se pueden aislar de forma más frecuente asociadas a las plantas, ya sea a la rizosfera o los tejidos internos. Los elementos que producen los flóculos tales como la fuente de carbono, el alimento balanceado, así como los organismos utilizados en el sistema, pueden tener una influencia directa sobre los grupos de organismos que se desarrollan (Monroy *et al.*, 2013).

8.8 RELACIÓN C/N Y BIOFLOCULACIÓN

Para la producción de biofloc o en su efecto para la biofloculación de la materia orgánica es importante añadir una fuente de carbón orgánico, que nos permita mantener la relación carbono nitrógeno por arriba de diez (Luo *et al.*, 2014). La fuente de carbono orgánica puede ser diversa; dentro de las más usuales están la melaza, sacarosa, yuca, harina de trigo, de maíz, almidón, azúcar entre otros (Emerenciano *et al.*, 2012) para efectos prácticos la fuente de carbono elegida en el presente trabajo fue el azúcar (azúcar blanca comercial). En lugar de melaza que comúnmente se utiliza, para evaluar la liberación de nutrientes contenidos en los alimentos, sin adición de nutrientes que puede añadir la melaza, los valores de azúcar agregados fueron T40 de 28.69 g, T35 de 35.45 g y T30 de 25.66 g.

La relación C:N dentro de los sistemas de biofloc juega un papel importante ya que permite manejar a la comunidad predominante de microorganismos dentro de dos grandes clasificaciones: organismos heterotróficos y autótrofos. En relaciones C/N mayores a 15 la comunidad predominante es heterotrófica lo que ocasiona el reciclamiento del carbono orgánico y el amonio, primero como aminoácidos y luego como proteína microbiana que agregada en bioflóculos sirve de fuente de alimento *in situ* a los organismos del cultivo. En relaciones < 15 se ha visto que hay predominancia de las bacterias nitrificantes, por lo que los desechos de nitrógeno, especialmente el amonio es oxidado a nitratos a través de estas bacterias. Para los objetivos del presente trabajo fue importante mantener las dos vías funcionando por lo que la relación C/N se mantuvo 13:1, lo que nos permitió no generar gran cantidad de flóculos, pero si los necesarios para el consumo de los organismos, logrando el reciclamiento de proteína bacteriana y movilizar el amonio excedente vía oxidación del amonio a nitritos y la nitrificación de estos para generar nutrientes oxidados desde el cultivo de los peces. La implementación de la biofloculación nos permitió tener una mineralización y nitrificación en etapa temprana y dentro del sistema de cultivo, alcanzando valores para NO_3 en T40 de $97 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, en T35 de $156.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y T30 de $175.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y de PO_4 para T35 de $25.36 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y T30 de $30.95 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ para T40 fue de $10.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ alcanzaron niveles importantes para generar las soluciones nutritivas. El valor de Hoagland de PO_4 es de $22 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, para T30 y T35 se alcanzó este nivel. El valor presentado para T40 concuerda con los resultados presentados por Martínez, (2014) quien

encontró valores de liberación de fósforo similares en un sistema de biofloc marino de 8 mg/L. Las características de T40 (una mayor salinidad), posiblemente ocasionaron una liberación de fosfatos muy por debajo de las encontradas para los tratamientos T35 y T30. Existe diversa literatura que habla sobre la relación C/N y su importancia en los sistemas de biofloc y su aplicación en la nutrición animal o el funcionamiento de las distintas relaciones C/N (Avnimelech, 2009; Crab *et al.*, 2012; Emerenciano *et al.*, 2012, 2013). Hargreaves, (2013) indica que alimentos con 30-35 % de proteína poseen concentraciones relativamente bajas de C/N de 9 a 10:1. Para fines prácticos se muestra un esquema general de las distintas relaciones dependientes del nivel de proteína (Tabla XXVII), conforme este nivel aumenta la relación C/N se va igualando. En negritas se resalta el nivel de proteína utilizado en los alimentos de cada tanque, al desarrollar esta relación con los valores obtenidos de nivel de proteína de los análisis bromatológicos de los alimentos se observó que la relación es todavía menor a los mostrado en la tabla. En base a los cálculos desarrollados para la Tabla XXVIII, se obtuvo el nivel de carbón orgánico necesario para mantener la relación C/N 13:1. Con la relación implementada de C/N se busca un equilibrio entre la bionitrificación y la asimilación heterotrófica del amonio el cual se encontró favorable en una relación 13:1.

La adición de carbón orgánico en los tanques estimula la conversión de las formas de nitrógeno inorgánico tóxico en biomasa microbiana que sirve como alimento para los organismos del cultivo. Incrementando la relación de 12 a 15:1 se favorece el crecimiento de las bacterias heterotróficas. La tasa de crecimiento en las bacterias heterotróficas es 10 veces mayor que las de las nitrificantes, por lo que permite tener un mayor control para evitar el acumulamiento de las formas tóxicas de nitrógeno. El carbón y el nitrógeno son los constructores básicos de la síntesis celular. El uso de una relación adecuada de C/N da como resultado un incremento acelerado de bioflocs, siempre y cuando la fuente de carbono sea añadida constantemente, por lo que se estableció los valores mostrados en la Tabla (XXVIII) la cantidad de azúcar fue añadida diariamente. Azim y Little, (2008) sugieren que la relación ideal de C/N es cercana al valor óptimo >10 para maximizar el crecimiento de las bacterias.

Tabla XXVII.- Relación C/N que es encontrada de acuerdo al nivel de proteína de los alimentos. ** Datos obtenidos de Magallón *et al.* (2014).

Composición	Nivel de inclusión de proteína en la dieta						
Proteína (%)	20	25	30	35	40	45	50
Proteína (g/kg)	200	250	300	350	400	450	500
Nitrógeno (g/kg)	32	40	48	56	64	72	80
Carbón (g/kg)	500	500	500	500	500	500	500
Relación C:N	15:6	12:5	10:4	8:9	7:8	6:9	6:3

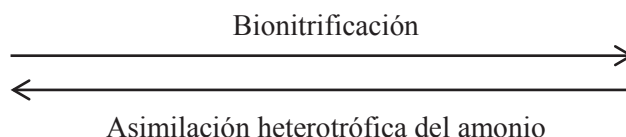


Tabla XXVIII.- Se muestra la relación C/N y la cantidad de azúcar (fuente de carbono) que fue añadida a los tanques.

Cant. de Alimento	Tanque	% Proteína	C	N	C/N real	C/N ideal	C/N dif.	Azúcar
2% Biomasa	T40	35.41%	86.5	9.38	9.38	13	3.78	35.45g
	T35	40.62%	70	7.59	9.22	13	3.78	28.69g
	T30	31.52%	120	11.16	10.75	13	2.25	25.66g

Las dietas altas en proteína empleadas en cultivos intensivos tienen una relación C/N menor a 10:1, lo que ocasiona que la descomposición de los desechos por bacterias sea menor, ocasionando una acumulación de nitrógeno inorgánico (Amonio, nitritos y nitratos), en sistemas de cultivos.

La elección de la relación C/N es indispensable para consolidar el funcionamiento del sistema, si lo que se busca generar es la producción de alimentos en el sistema de cultivo, la relación de C:N debe de ser a niveles elevados, si lo que se busca es la nitrificación sin generación de tantos sólidos la relación debe de mantenerse por debajo de 13. Diversos autores han explicado las ventajas de una relación sobre otra, de ejemplo tenemos a Xu y

Pan, (2012) quienes utilizaron relaciones C/N de 15 y 20 durante 30 días en cultivo de camarón, encontrando mayor crecimiento y mejor factor de conversión en C/N 15.

8.9 PARÁMETROS Y EL BIOFLOC

Existen otros factores que afectan el cultivo de organismos, dentro de ellos están la temperatura, el pH, el oxígeno disuelto, TSS, conductividad y salinidad. Para el presente estudio se analizaron todos los parámetros anteriores, solo la temperatura no fue controlada, se trabajó a temperatura ambiente en sistema cerrado (Laboratorio). Diversos parámetros influyen en la carga de residuos y por lo tanto causan variabilidad en la calidad de las aguas residuales (Cripps y Bergheim, 2000). Bajas concentraciones de OD, y altas concentraciones de metabolitos (amonio, nitritos y nitratos) afectan la cantidad de alimento consumido, la digestión, el metabolismo de nutrientes y el crecimiento en la tilapia (Lim y Webster, 2006). La mínima concentración de OD para el óptimo funcionamiento de un sistema de recirculación debe de ser $5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Al- Hafedh *et al.*, 2008). Y en sistemas de biofloc la aireación es uno de los factores importante, requiriendo mantener el oxígeno disuelto (DO) por arriba de los 6 mg/L (Luo *et al.*, 2014). Hargreaves (2013) recomienda la implementación de sistemas de aireación que permitan mantener en mezcla y en suspensión los sólidos, lo que permite mantener la calidad del agua, el sistema de aireación con aro y micro burbuja (Fig. 1 A, D y E) implementado en los tanques nos permitió generar una aireación correspondiente a T35 ($5.7\text{-}7.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), T40 ($7.1\text{-}7.9 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) y T30 ($5.9\text{-}7.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) (Tabla XV), valores superiores a los recomendados, el diseño de este sistema se convierte en una herramienta útil para la producción de biofloc, ya que genera aireación uniforme en el tanque lo que permite que los flóculos permanezcan en suspensión a la par que mantiene niveles de oxígeno disuelto altos. Los niveles de OD no solo son indispensables para la actividad metabólica de las células, influyen también en la forma de los flóculos, encontrando que a concentraciones altas de OD los flóculos son más largos y compactos. Igualmente las concentraciones de bacterias filamentosas aumentan con el OD ya que estas presentan gran afinidad con los niveles altos de oxígeno (De Schryver *et al.*, 2008). El nivel de aireación también está relacionado con la formación y rompimiento de flóculos lo que genera la heterogeneidad de tamaños, a niveles altos de aireación la

fragmentación de flóculos aumenta (De Schryver *et al.*, 2008). En el sistema de biofloc, el aumento de la relación C/N y el mantenimiento de la aireación a valores mayores de los 6 mg·L⁻¹ en el cultivo permiten la actividad asimiladora por parte de las bacterias heterotróficas para convertir el amonio en biomasa bacteriana, emplear este proceso es más eficiente que el proceso de oxidación y nitrificación en el cual el amonio es transformado en NO₃-N, manteniendo la calidad de agua, el oxígeno y la alcalinidad. La conversión del amonio a proteína microbiológica requiere menos oxígeno disuelto comparado con los requerimientos para la nitrificación.

Otro factor determinante es el pH el cual determina la estabilidad de los bioflocs presentes en el cultivo (De Schryver *et al.*, 2008). En los tanques cuando tuvimos caída de pH se observó una disminución de la producción de biofloc. Los valores de pH se mantuvieron en valores <6.5 en T40, T35 y T30, este valor no es tan favorable para el cultivo de tilapia comparando los valores obtenidos en un sistema de recirculación de un cultivo de tilapia y camarón (Muangkeow *et al.*, 2007) obtuvieron pH de 7.86-9.26, valores muy superiores a los registrados en el presente trabajo, comparando con los otros parámetros obtenidos, el OD de 0.75-2.58 mg·L⁻¹ está muy por debajo de lo recomendado y la temperatura tuvo bastante fluctuación 28.2-35 °C. Para solucionar la caída de pH se agregó hidróxido de calcio para elevar este valor, este fue agregado paulatinamente en los tres tanques. El pH no solo afecta a la producción de biofloc es también un estresor para los organismos, valores <5 son letales para la tilapia, los valores recomendables son de 7-9 El pH es un parámetro muy importante en los sistemas de recirculación, si el pH decrece el amonio es convertido en la forma tóxica del amonio (NH₃), si incrementa el pH; puede ocasionar la acumulación del amonio desionizado en el sistema. El pH óptimo para que se lleve a cabo la oxidación del amonio y la nitrificación es 7-8 debajo de ese rango son inhibidas las bacterias nitrificantes (Al- Hafedh *et al.*, 2008).

La temperatura que se recomienda para varias especies de tilapia es de 26-32 °C, la tilapia es muy sensible al frío, a temperaturas ≤16 °C disminuyen su tasa alimenticia y <12 °C presentan mortandades elevadas (Lim y Webster, 2006). A temperaturas de 20-25 °C en los sistemas de biofloc ocurre la estabilidad de la producción de flóculos, esto se debe a que la

temperatura es el factor más importante para el metabolismo microbiano. A temperaturas >4 °C se ha generado defloculación ocasionado por el decrecimiento de la actividad microbiana (De Schryver *et al.*, 2008). Los valores obtenidos de temperatura 22-25.9 °C están dentro de lo recomendado para sistemas de biofloc.

La excreción de amonio está directamente relacionada con la alimentación y depende de factores como la frecuencia, la calidad del alimento, la talla de los organismos y la temperatura. En el agua, el amonio existe en dos formas la ionizada (NH_4^+) o amoniaco, forma desionizada (NH_3). La forma más tóxica para los peces es (NH_3). Ambas formas están presentes todo el tiempo en el agua pero el porcentaje de cada una depende de la temperatura y del pH en el sistema. En aguas cálidas y elevado pH prevalece la forma toxica de NH_3 . La concentración letal en la mayoría de los peces es 0.6-2.0 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ $\text{NH}_3\text{-N}$.

Luo *et al.*, (2014) indican que la materia orgánica tiene que ser removida constantemente para mantener a los sólidos disueltos por debajo de los 500 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$, en el presente trabajo la materia orgánica fue cosechada cada tercer día, retirando la que se sedimentaba después de dos horas, y regresando al tanque el sobrenadante. El total de solidos disueltos para los T40, T35 y T30 fue de 561-992; 661-1050 y 800-1600 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente, valores para los tres tanques por arriba de lo recomendado. Mantener los sólidos disueltos a valores menores a los 500 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ya que a niveles mayores obstruye las branquias de los organismos y la visibilidad para encontrar alimento ocasionando estrés en los organismos (Nootong y Pavasant, 2011), pero analizando los resultados y para futuras practicas se recomienda la remoción de biofloc continua en los tanques.

Las tilapias son peces eurihalinos, que se adaptan a varios niveles de salinidad y fácilmente viven en altas salinidades como es el caso de *O. mossambicus* (hasta 40 ppt) o sin salinidades. Los rangos de salinidad para las distintas especies son: 13.5-29 ppt para *O. niloticus*, de 5-20 ppt para *O. aureus*, hasta 49 ppt para *O. mossambicus* y 35 ppt para *O. spp.* Los valores obtenidos en los tanques se mantuvieron dentro de los óptimos recomendados (Hsien-Tang y Quintanilla, 2008).

8.10 PRODUCCIÓN DE BIOFLOC

La utilización de los conos Imhoff es una manera simple de medir la concentración de los sólidos (Eaton *et al.*, 1995). Los conos están graduados cada 100 mL, con capacidad de 1 L. El tiempo para efectuar la medición de la materia en los conos Imhoff es variable. El intervalo de tiempo se ha determinado de 10-20 min (Hargreaves, 2013). Otros autores recomiendan 1 h para la estabilización de los sólidos sedimentables. Avnimelech, (2009) recomienda un periodo de 10-15 min., ya que considera que es tiempo suficiente para que se mantengan estables las partículas sedimentables y se evitan que se formen burbujas de gas en los flóculos y floten, fenómeno que no se observó en las muestras tomadas de los tanques de cultivo en este trabajo, ni pasando las dos horas de la medición. Para fines comparativos se utilizó el tiempo de sedimentación de 30 min., 1 h y 2 h (Tabla XXIX)

Tabla XXIX. Mediciones de los conos Imhoff con lapsos de tiempo de 30 min, 1 h, y 2 h.

Producción de Biofloc									
	T40			T35			T30		
tiempo	30 min	1 h	2h	30 min	1 h	2h	30 min	1 h	2h
min	5	6	5	9	10	10	11	11	10
max	150	60	57	37	22	33	40	26	28
promedio	32	23	19	23	17	17.5	23	19	17
desvest	31.6	16	11	7	3.2	4.4	7.41	4.07	4.4

Estas medidas de 30 min. 1 h y 2 h se establecieron después de 21 días de experimentación. Los primeros 21 días solo se tomaron el valor de los conos a 1 h. Las producciones de estos primeros 21 días fueron mayores como se muestra en la Tabla XXIX, donde se compara los valores de los tres tanques. Mantener concentraciones de 25-50 mL·L⁻¹ provee un buen funcionamiento del sistema de biofloc en cultivo de tilapia, los valores promedio en los conos son para T40 de 32±31.6 mL, T35 de 23±7 mL y T30 de 23 ±7.4 mL para las mediciones de 30 min y para las de 2 h se presentó reducción en todos los tanques, transcurrido este tiempo los sólidos se compactan, esto explicaría los valores obtenidos en T40 de 19±11 mL, T35 17±3.3 mL y T30 de 17±4.4 mL. La operación del sistema con baja cantidad de solidos suspendidos reduce el riesgo de una caída del OD (Hargreaves, 2013),

de acuerdo a los valores mostrados el sistema está en valores bajos respecto a las mediciones de los conos Imhoff, mas no así con el total de solidos disueltos.

Las producciones de biofloc fueron en las primeras etapas a niveles altos reduciéndose conforme el sistema maduraba. La variación se presenta en la Tabla XXX, encontrándose cosechas >14 L hasta el día 46, reduciéndose a 9.25 L para el día 97. Resultados similares han sido mencionados por Avnimelech, (2009) quien observó que el volumen disminuía, siendo el volumen más alto los primeros días y conforme se dejó de alimentar a los organismos este volumen descendió de $30 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ a $20 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ en los primeros seis días. Esto puede ser explicado por varias razones, el fraccionamiento de la materia orgánica, consumo de biofloc por los organismos del cultivo, aumento de la nitrificación lo que ocasionaría una baja en la producción de biofloc, afectación de parámetros tales como el pH, para la clasificación del biofloc se han manejado de manera general dos tipos de biofloc los que son expuestos a la luz natural y los que no: diferenciándose por los componentes, los que son inducidos a las luz presentan una coloración verde debido a las bacterias y algas que controlan los procesos de calidad de agua; los que no estuvieron expuestos presentan una coloración café ya que solo los procesos bacterianos controlan la calidad el agua (Hargreaves, 2013). La coloración del biofloc del sistema agroacuícola fue de color oscuro, en las primeras etapas el biofloc presento un color ámbar tornándose a café oscuro en etapas finales.

Tabla XXX.- Evaluación de la producción de biofloc.

Días	Biofloc total (L)	Biofloc 1/3 (mL)	Acuarios (mL)
20	19.25	6250	250
30	15.5	5220	230
34	14.9	4750	190
37	11.75	3900	160
40	15.95	5180	200
43	14.25	5000	200
46	15.25	5083	220
49	11	3800	120
51	12.6	4248	170
54	11.5	3400	140
57	8.5	2700	110
60	11.25	3550	150
64	8.5	3000	125
67	8.25	2750	110
70	5.75	1880	65
74	6	2000	80
77	4.3	1430	60
80	5.2	1730	72
86	4.75	1500	60
91	6.8	2260	110
97	9.25	3040	120

8.11 CARACTERIZACIÓN DEL BIOFLOC

El biofloc no solo es útil para mantener una calidad óptima del agua, también es una fuente de alimento natural importante y nutricional en los sistemas de cultivo, disponible *in situ*, provee proteína adicional, lípidos, minerales y vitaminas (Ekasari *et al.*, 2014; Xu y Pan, 2012). En biofloc seco se han encontrado valores del 25-50 % de proteína, siendo una buena fuente de minerales, especialmente de fósforo además se ha encontrado efectos probióticos (Hargreaves, 2013). Kuhn *et al.*, (2010) incluyeron biofloc seco y procesado de un cultivo de tilapia y lo adicionaron a la alimentación del camarón, incrementando 1.6 veces la ganancia de peso por semana comparado con dietas comerciales. Lo obtenido en nuestros resultados concuerdan con lo presentado, ya que en el sistema se observó un

crecimiento mayor al implementar los sistemas de biofloc en los tanques, pasando de un peso promedio de 57 ± 20.3 g a 192 ± 69.3 g para T40, de 106 ± 28.1 a 279 ± 82.6 para T35 y para T30 de 172 ± 42.8 a 338 ± 71 g, esto podría deberse a sus hábitos alimenticios, ya que organismos detritívoros y filtradores como la tilapia y el camarón son ideales para cultivos de biofloc (Luo *et al.*, 2014). El aumento de talla y peso se vio favorecido con la implementación del biofloc, en T40 se triplicó y T35 se duplicó, esto concuerda con diversos reportes (Avnimelech, 2007; Ballester *et al.*, 2010; Luo *et al.*, 2014) donde han manifestado que la implementación de biofloc en sus cultivos ha tenido aportes benéficos ya que permite tener un buen crecimiento de organismos reduciendo a su vez la cantidad de alimento suministrado. Hargreaves (2013) manifiesta que del 20-30 % del crecimiento presentado por el camarón y la tilapia en sistemas de biofloc se deriva del consumo y digestión de la proteína microbiana, generada por el nitrógeno residual que es incorporado a las células bacterias.

Jauncey (2000) sugiere valores de 25-30 % de proteína cruda y 6-8 % de lípidos crudos en dietas para tilapia, estos valores aportan los nutrientes necesarios para un óptimo crecimiento, otros reportes refieren que el 5 % de lípidos es suficiente para mantener los mínimos requerimientos de juveniles de tilapia (*O. niloticus* x *O. aureus*), pero valores del 12 % son necesarios para un máximo crecimiento. En análisis de los flóculos se ha encontrado que contribuyen con hasta el 50 % de los requerimientos proteicos de los peces, lo que lo convierte en una herramienta para reducir las raciones de alimento y generar el reciclamiento de proteína, que en otros sistemas de cultivo se desecha. (Avnimelech, 2007). Azim y Little, (2008) también revisaron los parámetros nutricionales de tres tratamientos con biofloc con proteína al 24 % (BF24), biofloc con proteína al 35 % (BF35) y sin biofloc con proteína al 35 % (SBF35) no se encontraron diferencias entre los tratamientos BF24 y BF35, lo que indica que la calidad nutricional del biofloc es independiente de la calidad del alimento aplicado en el experimento. Los parámetros nutricionales fueron de 38 % de proteína, 3 % lípidos, 6 % fibra, 12 % energía y los ácidos grasos, del 27-28 % polinsaturada, del 28-29 % monoinsaturados, 30-35 % ácidos grasos insaturados.

La tecnología TBF ha recibido especial atención porque permite tener una alta producción, reciclar proteína, mantener una alta calidad de agua y un control contra infecciones bacterianas, cualidades que fueron desarrolladas en el sistema. TBF genera una sinergia en la reutilización de los desechos, ya que permite que el alimento no consumido pueda ser agregado en nuevos flóculos y retomado por los organismos del cultivo (peces o camarones), dándole una doble reutilización a la proteína del alimento. El control contra infecciones para el T30 fue limitado ya que ocasionó una dermatitis por la acumulación del biofloc viejo en el fondo del tanque, por lo que se implementó una recolección diaria de sedimentos, reduciendo en gran medida este problema. Dentro de los tanques el biofloc evitó la entrada de luz directa lo que ocasionó menor estrés en los organismos, y al tener alimento disponible *in situ*, se observó en T40 y T30 que los organismos consumían su alimento sin presentar comportamiento competitivo, como lo cita Avnimelech, (2007), quien describe al biofloc como una implementación favorable para el comportamiento de las tilapias, ya que estas no muestran comportamiento competitivo, encontrando lo contrario en tilapias alimentadas con alimento peletizado, este solo se mantiene en el tanque por máximo 10 minutos ya que los peces saltan y compiten por obtener alimento, lo que genera un estrés en los organismos.

Reduciendo la cantidad de proteína en el alimento o la cantidad de alimento suministrado se produce una disminución en los componentes nitrogenados; lo que reduce el riesgo de eutrofización en las zonas cercanas a las áreas de cultivo (Ballester *et al.*, 2010), la implementación de sistemas de biofloc ayuda en gran manera a comprimir las cantidades de alimento suministrado y generar menos residuales. En este sistema se puede operar de manera conjunta con la movilización de nutrientes para ser recirculados en un sistema de hidroponía, donde se puede garantizar la optimización en el uso de los recursos de gran valor que actualmente son desechados, sumando la cantidad de agua que se evita desperdiciar, adicionalmente el desarrollo de flóculos de TBF ha demostrado ser una fuente importante de alimento para tilapia debido a sus hábitos alimenticios (Avnimelech, 2007), con gran potencial para ser usado en otras especies con hábitos similares.

8.12 TAMAÑO DE PARTICULAS

Los flóculos son irregulares, porosos, finos y permeables a los fluidos con una amplia distribución en tamaño de partículas (De Schryver *et al.*, 2008). La morfología de los flóculos está relacionada con la edad de los sólidos (lodos). Es común encontrar agregaciones irregulares en sedimentos jóvenes, siendo más compactos y esféricos los flóculos más “viejos” (Chaignon *et al.*, 2002), esto fue obtenido en los resultados de este estudio, ya que en los primeros muestreos se encontró diversas tallas de flóculos, homogeneizándose con el transcurso del tiempo (Fig. 33). El análisis de las partículas se realizó con un rango de 0-3000 μm , agrupando para fines prácticos en 6 grupos <20 μm , 20-150 μm , >150-500 μm , >500-1000 μm , >1000-2000 μm , >2000-3000 μm . Ekasari *et al.*, 2014 agruparon los tamaños de partículas en: sin tamizar, <48 μm , 48-100 μm y >100 μm , encontrando que las partículas <48 μm abarcaron el 44.8 % y las partículas de 48-100 μm y >100 μm un 26 % y 29.2 % respectivamente. Para el Biofloc T40 el mayor porcentaje se encuentra entre partículas de >150-500 μm en un intervalo del 27.37-61.33 %, continuando las partículas >500-1000 μm representando hasta el 43 %, reduciendo su presencia a partir del día 84 donde solo alcanzan el 7.50 %, las partículas >2000-3000 μm su frecuencia es solo del 3.21 % desapareciendo a partir del día 61 (Fig. 33-A). Para T35 del 26-69.5 % son partículas de >150-500 μm , encontrándose hasta un 39.2 % de partículas >500-1000 μm , pero este tamaño de partícula se va reduciendo conforme el biofloc madura ya que a partir de los 70 días el porcentaje de presencia de este tamaño de partícula baja a 16.7 % siendo su presencia a los 101 días del 6.4 %, sucediendo lo contrario para partículas más pequeñas 20-150 μm el cual presenta un promedio del 11.20 % en el día 43, llegando al día 101 con un 26.38 % (Fig. 33-B). Para partículas >1000-2000 μm su presencia se reduce a valores menores al 1 % a partir del día 71 y para las partículas de >2000-3000 μm su presencia se encuentra hasta el día 49. Para T30 no se encontraron partículas >2000-3000 μm , las partículas que tienen más presencia son >150-500 μm con 44.4-64.2 %, siguiendo las de >20-150 μm con un máximo de 47.45 % (Fig. 33-C).

El manejo de los residuales en primer lugar puede ser empleado para reducir la producción de partículas o para facilitar su eliminación si su producción es inevitable (Cripps y

Bergheim, 2000). Independientemente del sistema de cultivo, el manejo actual de los sólidos comprende una serie de procesos unitarios o de etapas. Los sistemas más avanzados integran estos sólidos por unidades de manejo y regímenes de proceso para ser manejados diferentes etapas (Cripps y Bergheim, 2000). Para la eliminación de partículas se implementaron métodos de sedimentación y filtración. La sedimentación se llevó a cabo en sedimentadores cónicos y la filtración con filtros de bolsa, para la toma de muestra se utilizaron los conos Imhoff para fines prácticos.

Para el caso de las partículas no sedimentables se encontró que en gran porcentaje hasta el 68.1 % en T40, el 80.6 % en T35 y 80.2 % en T30 está conformado en partículas 20-150 μm . Partículas de mayor tamaño también son localizadas en la muestra no sedimentable >150-500 μm para T40 del 60.5 %, T35 hasta el 66.2 % y T30 con 58.4 %. Encontrando menos del 1% de presencia de partículas >1000-2000 μm para T35 y de 2.94 % en T40, no se localizaron en T30, para partículas >2000-3000 μm fueron indetectables para los tres tanques. En T30 las partículas no sedimentables son en gran medida >20-150 μm , siguiendo las >150-500 μm con hasta el 58.40 % y las menores a >20 μm alcanzan hasta el 16.45 %, no localizándose partículas >1000 μm .

Las partículas sedimentables (Fig. 35) están conformadas en su mayoría por tamaños de 20-150 μm hasta el 80.3 % en T35 y T40 y el 81.1 % para T30. Partículas >1000-2000 μm del 1.1-12 % μm y >2000 μm con presencia menor al 0.5 %, indetectables a partir del día 52. Para el T35 las partículas >1000 μm representaron hasta el 7 % en el día 58, reduciendo su porcentaje hasta llegar a cero en el día 101. Para el T30 la 2^{da} frecuencia se obtuvo en el intervalo >150 -500 μm con un 61.2 %. Conforme transcurrió el tiempo el biofloc tiende a ser más uniforme donde partículas de tamaño intermedio son las que ocupan las mayores frecuencias. En los flóculos las grandes concentraciones de sólidos son usualmente fáciles de eliminar (Cripps y Bergheim, 2000), como fue visto en la sedimentación, gran proporción de partículas fueron sedimentadas. No hubo una medida estándar entre las partículas sedimentadas, ya que se encontró en su mayoría partículas mayores >500 μm , pero también se localizaron partículas finas sedimentadas, el presenciar tanto partículas finas y partículas grandes en ambas muestras (sedimentables y no sedimentables) puede ser

explicado por el arrastre de partículas sedimentables y en el tanque de cultivo por el tamaño de burbuja del floc, la aireación, la química de superficie de los sólidos y la concentración tenso-activa en el agua (Cripps y Bergheim, 2000). La flotabilidad también está dada por el tipo de bacterias, ya que se ha encontrado que las bacterias filamentosas presentan mayor flotabilidad que otro tipo de bacterias.

Las soluciones generadas pueden utilizarse en un sistema de horticultura hidropónica, por lo que es importante conocer la cantidad de sólidos que se quedan retenidos en las soluciones. Se aplicaron dos filtraciones a las muestras de biofloc de los tanques con filtros de bolsa con luz de malla de 5 μm y 1 μm , con la finalidad de encontrar el porcentaje residual después del filtrado. Para las muestras filtradas a 5 μm se encontró en T40 partículas de <20 hasta en un 97.5 %, en T35 un 94.6 % y T30 con un 99.1 % como valores máximos, para T40 y T35 se encontraron partículas de $> 150-500$ μm con un 2.8 % T35 y con 0.1 % T40 (Fig. 36). En las muestras filtradas con 1 μm se encontró que el tamaño de partículas residual es <20 μm en su gran mayoría siguiendo 20-150 para T30 y T40, para T35 se encontró la presencia de partículas $>150-500$ menores al 1% (Fig. 37).

Cripps y Bergheim, (2000), indican que existe una dificultad en la eliminación de los sólidos <50 μm , ya que las tasas de sedimentación de estas partículas son generalmente muy lentas o inexistentes (Fig. 43). La ventaja es que se presentan en bajas cantidades dentro de los residuales. Para estas partículas se han utilizado diversos métodos, fraccionamiento de espuma para partículas menores a 30 μm , filtración, espumación, entre otros procedimientos (Timmons, 2005). En la aplicación de las filtraciones se detectaron residuos del 1.5-5 %. Por lo que implementar un sistema de filtración más eficiente es una buena alternativa, ya que esto puede permitir filtrar adecuadamente las futuras soluciones para hidroponía. Eliminando la cantidad residual de partículas se evitarán muchos problemas futuros cómo será la obstrucción de las mangueras, de los sistemas y daño en las raíces. Varios tipos de separadores de partículas, o clarificadores están disponibles comercialmente para la integración en un sistema de tratamiento de acuicultura intensiva y son capaces de aceptar los residuos pre-concentrados de los tanques o estanques (Cripps y Bergheim, 2000) (Fig. 44).

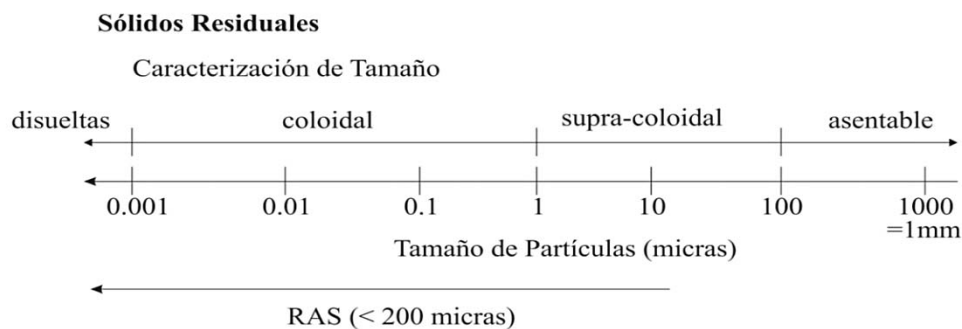


Figura 43.- Caracterización de partículas en los sistemas de biofloculación.

8.13 LOS SEDIMENTADORES Y EL DISEÑO DE ESTOS EN EL SISTEMA

La tecnología implementada para la separación de los sólidos está dividida en métodos mecánicos y gravitacionales. El método más popular es la separación mecánica de partículas por el uso de pantallas. Tradicionalmente en la industria acuícola de Europa y América del Norte la sedimentación se ha utilizado como primera etapa para la separación de partículas (Cripps y Bergheim, 2000).

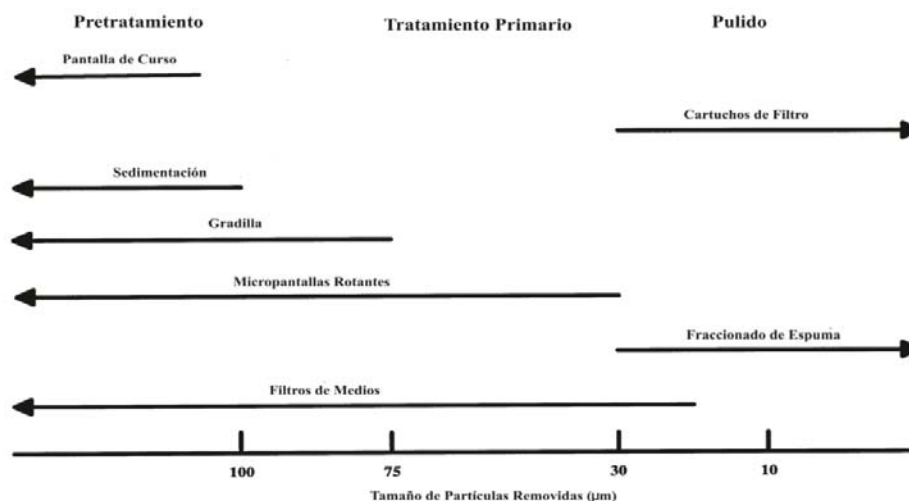


Figura 44.- Tamaño de partícula y los métodos implementados para eliminarlas de los sistemas de producción acuícola.

La implementación de clarificadores y sedimentadores en los sistemas acuapónicos ha sido muy utilizado (Fig. 44). Si la concentración de sólidos sedimentables de desecho se incrementa, entonces la eficiencia de los procesos de clarificación aumenta (Cripps y Bergheim, 2000).

En base a los resultados obtenidos en la sedimentación y filtración de las partículas, en este trabajo se diseñó un sistema de sedimentación con adhesión de partículas y filtración, esto con la finalidad de eliminar las partículas residuales. El diseño del sistema posee para la sedimentación (fase 1), la fase 2 es la adhesión de partículas con el uso de perlititas de polietileno (pet) y la fase 3 es el filtrado de los residuales, las técnicas de sedimentación y filtración convencionales son bastante efectivas como se observó en nuestros resultados y en lo enunciado por diversos autores, quienes indican que el proceso de sedimentación es una valiosa ayuda en el mejoramiento de la calidad de agua de los efluentes en la carcinocultura, especialmente en la reducción del material particulado del efluente (Ramos *et al.*, 2008, Rakocy *et al.*, 2004), pero como el objetivo es generar soluciones para el sistema hidropónico y diversos autores que han trabajado con este sistema sostienen que es importante no generar muchos sólidos ya que estos dañan a las raíces, obstruyen su respiración y la toma de nutrientes, por lo que el crecimiento de la planta se torna deficiente (Rakocy *et al.*, 2004). El diseño de los sedimentadores es diverso, desde estanques simples excavados en la granja, los sedimentadores cónicos simples, clarificadores cilindro cónicos de placa, clarificadores rotacionales, clarificadores de corona, así como los diseñados para la separación automática de partículas entre otros diseños innovadores (Cripps y Bergheim, 2000). El sistema de sedimentación-adhesión se diseñó con la finalidad de dar solución a la eliminación de las partículas residuales, este prototipo está configurado para suplir las necesidades presentes del trabajo. La fase de sedimentación (fase 1), es el proceso por el cual los sólidos suspendidos que tienen mayor densidad o peso específico que el agua se asientan, siendo la gravedad la causa que las partículas puedan hundirse. La velocidad de sedimentación se controla por la viscosidad del fluido (agua) y del diámetro de la partícula. Existen cuatro tipos de sedimentación: 1. discreta, 2. floculante, 3. obstaculizado o por zona, 4. de asentamiento (Cripps y Bergheim, 2000). Por lo que en el diseño del sistema se

instaló una salida para los sólidos sedimentables, existe una zona para su acumulación y su salida, después se colocó una cama con perlitas de pet que nos permitió generar adhesión de las partículas, que es una modificación del concepto de adhesión por contacto de los tubos inclinados, esta segunda fase se implementó para aumentar la zonas de contacto y así evitar que en el flujo se vayan partículas grandes y reducir el porcentaje de partículas que pueden pasar a la fase 3, en esta fase también se ubicó una zona de adhesión de partículas para aumentar la zona de contacto, el final del proceso se lleva cabo con filtración de doble filtro de malla a 1 μm

8.14 BIOFLOC Y NUTRIENTES

Soluciones residuales- Fósforo

Existen una serie de nutrientes que son indispensables para el crecimiento de las plantas, estos se dividen en: macro y micronutrientes. Los macronutrientes en las plantas se necesitan en grandes cantidades, los macronutrientes primarios son el nitrógeno, el fósforo y el potasio. El nitrógeno es el motor del crecimiento de la planta, supone del 1-4 % del extracto seco de la planta, es absorbido bajo la forma de nitrato (NO_3) o de amonio (NH_4). En la planta se combina con componentes producidos por el metabolismo de carbohidratos para formar aminoácidos y proteínas. El fósforo supone de 0.1-0.4 % del extracto seco de la planta, juega un papel importante en la transferencia de energía. Es esencial para la fotosíntesis y para otros procesos químicos fisiológicos relacionados con la bioenergética y la biología molecular. Es indispensable para la diferenciación de las células y para el desarrollo de los tejidos, que forman los puntos de crecimiento de las plantas (FAO, 2002). Se definió al fósforo como nutriente encontrado en los residuales sólidos, la mineralización para estos residuales es elemental, si se desea implementar un sistema que recicle los nutrientes que son desechados. El trabajar con la materia residual sólida permite recuperar este nutriente. En estudios desarrollados ya desde hace dos décadas se ha establecido que la localización del fósforo está en su mayoría en los residuales sólidos de un cultivo, como lo explican Makinen *et al.*, (1988) quienes encontraron en efluentes, tanto los del fondo, como los de la superficie, que las concentración de P en el efluente del fondo eran más del doble que las encontradas en la superficie. Como ya se mencionó la mineralización permitió recuperar el fósforo en tres niveles: en tanques de cultivo,

mineralizadores cilindros cónicos y quimoautotróficos y finalmente en los residuos sólidos del mineralizador. Estos nutrientes pueden ser utilizados en forma de solución para cultivos hidropónicos y de fertirrigación o como aditamento en la tierra de cultivo y dar solución a la carencia de este nutriente, como señala la FAO (2002) el fósforo es deficiente en la mayoría de los suelos naturales o agrícolas o donde la fijación limita su disponibilidad. En la actualidad el uso de fertilizantes se ha hecho indispensable para los altos rendimientos debido a la baja fertilidad de la mayoría de los suelos y la buena calidad que se espera, el uso adecuado de estos es importante para una agricultura sostenible. Sin el uso de fertilizantes, los rendimientos serán cada vez más bajos debido al empobrecimiento paulatino del suelo por extracción de los nutrimentos en las cosechas. Otro punto relevante para el fósforo es que sin la aplicación de este nutriente y del potasio, la eficiencia de nitrógeno declina, mientras que cuando todos los nutrientes son aplicados conjuntamente la eficiencia de potasio y del fósforo aumenta sostenidamente, indicando interacciones entre estos nutrientes (FAO, 2002). Los fertilizantes se aplican para subsanar las deficiencias de macronutrientes primarios, secundarios y con menor frecuencia para micronutrientes.

Nitrógeno

El nitrógeno es constituyente principal de las proteínas. Un buen suministro de nitrógeno para la planta es importante también por la absorción de los otros nutrientes (FAO, 2002). El carbón y el nitrógeno son los constructores principales de la síntesis celular. Proveyendo carbón orgánico a los tratamientos el crecimiento de las bacterias heterotróficas se acelera y estimula más rápido la toma de nitrógeno por el biofloc en comparación con los sistemas donde solo se adiciona alimento. El amonio y los nitritos son generados durante la acuicultura intensiva como consecuencia de la excreción animal y la degradación microbiana de desechos (Nooteng y Pavasant, 2011). La digestión de los peces es limitada, alrededor del 36 % del alimento es excretado en forma de desechos orgánicos y alrededor del 75 % del N y P contenido en el alimento es inutilizado y desechado en el agua (Crab *et al.*, 2007). Ya que la acumulación de nitrógeno tóxico en las formas de NH_4 y NO_2 generado por la excreción animal y la degradación de los desechos (Nootong y Pavasant, 2011), deteriora la calidad de agua por la acumulación de metabolitos lo que ocasiona

consecuencias negativas en los organismos; diversas tecnologías han sido desarrolladas para mantener las concentraciones de amonio y nitritos a niveles bajos en sistemas de cultivo (Nootong y Pavasant, 2011) por la comunidad microbiana manteniendo una relación C:N alta (Avnimelech, 2007). La existencia de biofloc crea un microambiente que permite tener más posibilidades para el reciclaje de nitrógeno. Los procesos de nitrificación y desnitrificación mediados por bacterias pueden reducir los niveles de amonio en los tanques. La tecnología del Biofloc (TBF) también llamada cultivos activos en suspensión, cultivos heterotróficos, sopa verde entre otros nombres, fue desarrollado para solventar los problemas de la calidad de agua (Avnimelech, 2007).

8.15 COMPLEMENTACIÓN QUÍMICA

En muchos sistemas de producción piscícola, solamente el 30 % de los nutrientes suministrado son convertidos en producto, el resto es acumulado en los sedimentos o es liberado en el efluente (Buschmann, 2001) y en algunos casos alcanzan valores más altos; para el caso del N contenido en los piensos e ingerido por el salmón, se producen excreciones del 51 % de lo consumido, 70 % en dorada, 90 % en lubina, 70 % en trucha arcoíris y 77 % en tilapia. La excreción de fósforo en el caso de salmón es de 64 %, de lubina 60 %, de trucha 70 % y de tilapia 84 % (Figuroa *et al.*, 2010), causando una serie de problemas ambientales, ya antes mencionados. Sin embargo estos desechos también pueden ser una fuente rica de nutrientes reutilizable para regar y fertilizar plantas terrestres y así reducir el uso de fertilizantes inorgánicos en agricultura (Jones *et al.*, 2001). Esta manera de usar los residuales es una forma práctica para evitar los desperdicios, sin embargo también digiriendo esta fracción particulada se pueden recuperar nutrientes de alto valor y ser utilizados en la complementación de soluciones hidropónicas. La técnica de hidroponía es aplicable en regiones donde el uso del suelo no está disponible para actividades de cultivo (Jones, 2005).

En la Tabla (XXXI) se comparan los valores de micro y macro elementos encontrados en las distintas etapas del sistema, se observa que la fracción particulada posee gran cantidad de los nutrientes que son deficientes en los tanques y mineralizadores.

Tabla XXXI.- Comparación de nutrientes contenidos en los alimentos, tanques, sedimentadores y en la fracción particulada.

Elementos	ALIMENTO	T40	T35	T30	SC40	SC35	SC30	MOP 40	MOP 35	MOP 30	T1	T2	T3	T4
B	0.224	0.683	0.522	0.528	0.548	0.696	0.587	0.22	0.235	0.379	1.602	1.425	1.121	1.233
Ca	203.22	53.913	58.728	84.767	23.796	99.297	122.208	682.772	729.843	854.399	31.830	30.031	24.626	25.668
Co	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0.02	0.122	0.084	0.009	nd	nd	nd
Cu	0.188	nd	0.003	nd	nd	nd	nd	0.516	0.422	0.483	nd	nd	nd	nd
Fe	4.321	0.051	0.01	0.001	0.01	0.114	0.069	16.96	13.842	12.314	nd	nd	nd	nd
K	34.581	13.524	14.699	18.039	5.795	14.556	16.547	4.605	5.476	3.623	0.9464	16.861	13.176	14.178
Mg	28.841	71.482	19.621	16.939	36.149	22.905	19.444	30.843	32.375	31.509	6.400	7.048	5.530	6.389
Mn	0.6254	2.062	0.514	0.142	1.216	3.805	3.046	10.087	77.982	57.517	1.014	0.3868	0.644	0.874
Mo	0.005	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd	nd
Na	25.582	353.911	63.535	43.135	190.562	75.816	46.37	28.452	33.435	33.805	73.549	63.89	85.0325	94.114
P	98.870	9.697	19.183	18.072	7.812	33.85	46.605	218.163	218.506	257.743	6.022	5.996	5.141	5.208
S	16.481	16.399	7.124	6.815	8.323	7.493	6.784	15.74	21.357	15.777	1.427	3.538	2.807	3.070
Se	0.044	nd	nd	nd	nd	nd	nd	0.081	0.085	0.027	nd	nd	nd	nd
Zn	1.878	0.268	0.132	0.056	0.066	1.258	1.402	5.107	3.869	5.353	0.278	0.168	0.2027	0.220

Nutrientes como el cobalto, el cobre y el selenio no fueron detectados en tanques ni mineralizadores, solo se presentaron en la fracción particulada.

En la MOP el cobalto se encontró con valores de $0.02-0.122 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, su participación en la nutrición vegetal radica en generar un efecto positivo en la fijación de nitrógeno en leguminosas y en los nódulos radicales de no leguminosas, el cobre presentó valores de $0.422 - 0.516 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y su principal función en las plantas es su asociación con enzimas oxidoreductasas (Alcántar y Trejo, 2009). El selenio tuvo presencia de $0.027-0.085 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, este nutriente no está descrito como componente en las soluciones hidropónicas de Steiner o Hoagland (Jones, 2005).

El fierro se encontró en los tanques y mineralizadores con valores $<0.069 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y en la fracción particulada alcanzo de 12.3 a $16.96 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, el manganeso obtuvo valores altos especialmente en la fracción particulada retirada de T35 (MOP35) con $77.982 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. La fracción particulada posee valores altos en fósforo y calcio, superando los requerimiento de Hoagland y Steiner.

El boro fue un nutriente que se encontró en valores $<0.696 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en tanques, en la fracción particulada y mineralizadores cilindros-cónicos. Valores superiores se encontraron en los mineralizadores quimioautótrofos siendo en T1 en valor más alto con $1.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Para el caso del potasio se encontró en mayor cantidad en los tanques y en los tratamientos T2, T3 y T4 de los mineralizadores quimioautótrofos, para todos los casos con valores $>13 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Valores altos de potasio $> 13 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ fueron observados en T40, T35 y T30 y en los mineralizadores cilindro-cónico SC35 y SC30. Para el tanque T40 se encontraron los valores más altos de manganeso con $71.482 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y sodio con $353.91 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Los requerimientos de potasio y de azufre no son alcanzados en el sistema, no se detectó la presencia de molibdeno por lo que también será necesario agregarlo a la solución. La deficiencia de calcio puede ser suplida por el calcio contenido en la fracción particulada.

La materia orgánica particulada es la que mayor cantidad de nutrientes contienen, por lo que aprovechar este recurso permitirá complementar las deficiencias nutricionales de las soluciones, logrando reutilizar un recurso que es desperdiciado.

9. CONCLUSIONES

Las tilapias utilizadas en el presente estudio fueron identificadas y concuerdan con las especies híbridas registrados para el río Colorado y el lago Salton. Estos organismos ferales *Oreochromis* spp. por su adaptación a altas fluctuaciones de temperatura y salinidad resultan ser buenos candidatos para los cultivos con bioflóculos y de acuaponía.

La relación C/N 13:1 permitió manejar exitosamente el sistema en dos modos el procesamiento del nitrógeno residual; heterótrofo con producción de proteína bacteriana y autótrofo con el proceso de oxidación de amonio y nitrificación. La utilización de azúcar comercial es una opción viable, de fácil acceso y óptimos rendimientos.

La liberación de nutrientes particularmente los compuestos de nitrógeno inorgánico disuelto (NID), alcanzaron a las soluciones comerciales de Hoagland y Steiner en todos los tratamientos evaluadas, resultando en una opción viable para el cultivo de hortalizas de hoja.

El diseño del sistema en tres etapas permite tener liberaciones adicionales de nutrientes, obteniendo valores óptimos para PO_4 , NID y NH_3 . No hubo diferencia significativa entre en los mineralizadores con y sin bacterias, posiblemente a la comunidad nitrificante que ya está asentada en los tanques.

Las producciones de biofloc fueron con valores mayores > 14 L hasta el día 46 generándose una decaída posiblemente por el consumo de biofloc por los organismos ya que estos presentan crecimiento elevados en las mismas fechas.

La producción de biofloc fue fluctuante, presentándose mayores valores en las primeras etapas, se encontró que conforme el sistema madura las partículas se van tornando más homogéneas.

La sedimentación es un buen método para separar partículas grandes, pero para retirar las partículas finas es necesario implementar métodos más eficientes, una opción viable recomienda la implementación del sistema de adhesión de partículas. Esto permite generar soluciones libres de residuos y evitar problemas con los sistemas hidropónicos en su aplicación.

Las deficiencias de las soluciones pueden ser complementadas lo que permite que sean utilizadas en los sistemas de hidroponía y de fertirrigación. Se espera que la adición de bacterias en las soluciones permita generar mayores rendimientos en los sistemas hidropónicos.

El diseño del sistema nos permitió recuperar nutrientes en los tanques de biofloculación, en la mineralización con aireación y en la mineralización quimioautótrofa, lo que permite obtener altos rendimientos sin interferencia, ya que se manejan cada uno bajo las condiciones ideales.

Generar soluciones de alto valor nutritivo a través de residuales permite crear una herramienta ecoeficiente que brinda la posibilidad de eliminar las descargas de materia orgánica y obtener un recurso de primera necesidad debido a las carencias de fósforo y nutrientes de los suelos de cultivos.

La mineralización fue una implementación favorable para la recuperación adicional de nutrientes entre ellos de fósforo y boro en los mineralizadores quimioautótrofos y de nitratos y fósforo en los mineralizadores cilindro-cónicos.

Para la recuperación de la mayoría de los nutrientes es indispensable implementar un proceso de digestión a la MOP.

10. RECOMENDACIONES

Para sistemas con análisis de nutrientes es indispensable iniciar los experimentos con agua de alta calidad se recomienda agua de la planta de osmosis inversa.

Tener control de los parámetros en sistemas de biofloculación con primordial importancia del pH, ya que esta está relacionada con los niveles de producción del biofloc.

Mantener la relación C/N adecuada a los objetivos del sistema; relaciones 13:1 permiten generar un sistema híbrido y >13:1 para un sistema heterótrofo.

En regiones como la Paz es indispensable implementar protocolos con medidas sanitarias rigurosas, que permitan evitar problemas con patógenos como los presentados en Sonora y Sinaloa.

Para sistemas integrados es importante generar alimentos que puedan suplir los requerimientos tanto de los organismos así como de los cultivos adjuntos y evitar la acumulación de elementos no deseables como el sodio.

Es importante mantener niveles de pH óptimo 7-8 ya que esto permite que se lleve a cabo la bionitrificación.

Técnicas para la recuperación y tratamiento de los sólidos residuales son necesarias en regiones como la Paz, donde la acuicultura es una actividad reciente, ya que esto nos permitirá evitar los problemas que se han presentado en otras zonas (Sonora y Sinaloa).

11. LITERATURA CITADA

- Abucay, J.S. y G.C. Mair. 1997. Hormonal sex reversal of tilapias: implications of hormone treatment application in closed water systems. *Aquaculture Research*, 28(11), 841-845.
- Alcántar, G.G. y L.T. Trejo. 2009. *Nutrición de cultivos*. Colegio de Posgraduados. México. 438 pp.
- Al-Hafedh, Y.S., A. Alam, M.S. Beltagi. 2008. Food production and water conservation in a recirculating aquaponic system in Saudi Arabia at different ratios of fish feed to plants. *Journal of the world aquaculture society*, 39 (4), 510-520.
- Amirkolaie, A.K. 2008. Environmental impact of nutrient discharged by Aquaculture waste water on the Haraz River. *J Fish Aquat Sci*, 3 (5), 275-279.
- Arce, U.E. y J.F. Luna. 2003. Efecto de dietas con diferente contenido proteico en las tasas de crecimiento de crías de Bagre del Balsas *Ictalurus balsanus* (Pisces: Ictaluridae) en condiciones de cautiverio. *Revista AquaTic*. 18, 39-47
- Arredondo, J.L. y M. Tejeda. 1989. El hueso faríngeo, una estructura útil para la identificación de especies de la tribu *Tilapiini* (Pisces: Cichlidae) introducidas en México. *An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. UNAM* 16:59-68.
- Avnimelech, Y. 1993. Irrigation with sewage effluents: The Israeli experience. *Environmental science & technology*, 27 (7), 1278-1281.
- Avnimelech, Y. 1999. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*, 176 (3), 227-235.
- Avnimelech, Y. 2007. Feeding with microbial flocs by tilapia in minimal discharge bio-flocs technology ponds. *Aquaculture* 264: 140–147.
- Avnimelech, Y. 2009. *Biofloc technology. A practical guide book*. The World Aquaculture Society, Baton Rouge. 181 pp.
- Avnimelech, Y. y M. Kochba. 2009. Evaluation of nitrogen uptake and excretion by tilapia in biofloc tanks, using ¹⁵N tracing. *Aquaculture* 287: 163–168.
- Avnimelech, Y., M. Kochba, S. Diab. 1994. Development of controlled intensive aquaculture systems with a limited water exchange and adjusted carbon to nitrogen ratio. *Israeli Journal of Aquaculture-Bamidgeh*, 46 (3), 119-131.
- Azim, M.E. y D.C. Little. 2008. The biofloc technology (BFT) in indoor tanks: water quality, biofloc composition, and growth and welfare of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*. 283 (1), 29-35.
- Ballester, E.L.C., P.C. Abreu, R.O. Cavalli, M. Emerenciano, L. De Abreu, W. Wasielesky Jr. 2010. Effect of practical diets with different protein levels on the performance of *Farfantepenaeus paulensis* juveniles nursed in a zero exchange suspended microbial flocs intensive system. *Aquaculture Nutrition*, 16 (2), 163-172.

- Barriga D.L., M.D. Jiménez, A.L. Albáñez, y J. L. Arredondo. 2004. Variability of tilapias (*Oreochromis spp.*) introduced in Mexico: morphometric, meristic and genetic characters. *J. Appl. Ichthyol.* Blackwell Verlag, Berlin, 20:7–14.
- Bartley, D.M., K. Rana, A.J. Immink. 2000. The use of inter-specific hybrids in aquaculture and fisheries. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 10 (3), 325-337.
- Bautista J.C. y J.M. Ruiz. 2011. Calidad de agua para el cultivo de Tilapia en tanques de geomembrana. *Revista Fuente Año 3.* 8:10-14.
- Blidariu, F. y A. Grozea. 2011. Increasing the Economical Efficiency and Sustainability of Indoor Fish Farming by Means of Aquaponics – Review. *Science and Biotechnologies.* 44 (2):1-8.
- Buschmann, H.A. 2001. Impacto ambiental de la acuicultura el estado de la investigación en Chile y el mundo un análisis bibliográfico de los avances y restricciones para una producción sustentable en los sistemas acuáticos. *Publicaciones Terram.* Chile.
- Caglan A.K.B. 2005. Investigation of acute toxicity of fl uthrin on tilapia fry (*Oreochromis niloticus* L. 1758). *Environ Toxicol Pharmacol*; 20:279-282
- Chaignon, V., B.S. Lartiges, A. El Samrani, C. Mustin. 2002. Evolution of size distribution and transfer of mineral particles between flocs in activated sludges: an insight into floc exchange dynamics. *Water Research.* 36 (3), 676-684.
- Chamberlain, G.W. y J.S. Hopkins. 1994. Reducing water use and feed cost in intensive ponds. *World aquaculture*, 25 (3), 29-33.
- Chu, C.P. y D.J. Lee. 2004. Multiscale structures of biological flocs. *Chemical Engineering Science* 59, 1875–1883.
- Crab, R., T. Defoirdt, P. Bossier y W. Verstraete. 2012. Review Biofloc technology in aquaculture: Beneficial effects and future challenges. *Aquaculture* 356–357: 351–356.
- Crab, R., Y. Avnimelech, T. Defoirdt, P. Bossier, W. Verstraete. 2007. Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture*, 270 (1), 1-14.
- Cripps, S.J. y A. Bergheim. 2000. Solids management and removal for intensive land-based aquaculture production systems. *Aquacultural Engineering*, 22 (1), 33-56.
- Cruz F. A., G.R. Vázquez, H.J. Ramírez, S.E.H. Nava, D.E. Troyo, J.R. Rivera, M.J.E. Vega. 2011. Precipitación y recarga en la cuenca de La Paz, BCS, México. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 2 7(3):251-263.
- Danaher, J.J., R.C. Shultz, J.E. Rakocy, D.S. Bailey. 2013. Alternative Solids Removal for Warm Water Recirculating Raft Aquaponic Systems. *Journal of the World Aquaculture Society*, 44(3), 374-383.

- De Schryver, P., Crab, R., Defoirdt, T., Boon, N., Verstraete, W., 2008. The basics of bio-flocs technology: the added value for aquaculture. *Aquaculture* 277 (3–4), 125–137.
- Diver, S. 2000. Aquaponics-Integration of Hydroponic with Aquaculture. *Horticulture Systems Guide*. National Center for Appropriate Technology. Appropriate Technology Transfer for Rural Areas, USA. 37p.
- Diver, S. 2006. Aquaponics-Integration of Hydroponics with Aquaculture. ATTRA – National Sustainable Agriculture Information Service. USA. 1-28p.
- Eaton, A.D., L.S. Cleserci, A.E. Greenberg. 1995. Standard methods for the examination of water and waste water, 10th Edition. Amer. Pub. Health Assoc., Washington D.C.
- Ekasari, J., A. Deasy, H.W. Setiyo, T. Bachtiar, E.H. Surawidjaja, P. Bossier y P. DeSchryver. 2014. The size of biofloc determines the nutritional composition and the nitrogen recovery by aquaculture animals. *Aquaculture* 426–427: 105–111.
- El-Saidy, M.D. y M.M. Gaber. 2005. Effect of dietary protein levels and feeding on growth performance, production traits and body composition of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.) cultured in concrete tanks. *Aquaculture research*. 36, 163-171.
- Emerenciano, M., E.L. Ballester, R.O. Cavalli, W. Wasielesky. 2012. Biofloc technology application as a food source in a limited water exchange nursery system for pink shrimp *Farfantepenaeus brasiliensis* (Latreille, 1817). *Aquaculture Research*, 43 (3), 447-457.
- Emerenciano, M., G. Gaxiola, G. Cuzon. 2013. Biofloc technology (BFT): a review for aquaculture application and animal food industry. *Biomass now: cultivation and utilization*. InTech, Rijeka, Croatia, 301-328.
- FAO. 2002. Los fertilizantes y su uso. Una guía de bolsillo para los oficiales de extensión. Cuarta edición. Roma. 87 pp.
- Figueroa F.L., J.C. Gil, M.R. Rico, M.M. Ángel, J.L. Gómez, D.R. Abdala 2010. Biofiltración de efluentes mediante algas: valorización de la biomasa (alimentos funcionales y biodiesel). España. 1- 17 pp.
- Fitzsimmons, K. 2000. Tilapia aquaculture in Mexico. Pages 171–183 in B.A. Costa-Pierce and J.E. Rakocy, eds. *Tilapia Aquaculture in the Americas*, Vol. 2. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, United States.
- Flores C.J. y C.R. Flores. 2003 Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. *Téc Pecu Méx.* 41(2): 175-192.
- Fu, J. 2010. Effects of the Lower Colorado River Water Issues on Biota and the Future conditions of the Salton Sea (Doctoral dissertation, Worcester Polytechnic Institute).

- Fuller, P.L., L.G. Nico, J.D Williams. 1999. Nonindigenous fishes introduced into inland waters of the United States. Bethesda: American Fisheries Society Special Publication 27.
- García C.E. y A.L. Carreño. 2009. Upper lower Eocene calcareous nannoplankton from the Las Pocitas core (Tepetate formation), Baja California Sur, México. *Revista Mexicana de Ciencias Geológicas*, 26 (1), 37-47.
- Gupta, M. V. y B. O. Acosta. 2004. From drawing board to dining table: The success story of the GIFT project. *NAGA, WorldFish Center Quarterly* 27. 3 (4): 4-14.
- Hargreaves, J.A. 2013. *Biofloc Production Systems for Aquaculture*. Southern Regional Aquaculture Center. No. 4503
- Hasan, M.R. 2001. Nutrition and feeding for sustainable aquaculture development in the third millennium. In R.P. Subasinghe, P. Bueno, M.J. Phillips, C. Hough, S.E. McGladdery & J.R. Arthur, eds. *Aquaculture in the Third Millennium*. Technical Proceedings of the Conference on Aquaculture in the Third Millennium, Bangkok, Thailand, 20-25 February 2000. pp. 193-219. NACA, Bangkok and FAO, Rome..
- Hopkins, J.S., R.D. Hamilton, P.A. Sandier, C.L. Browdy, A.D. Stokes. 1993. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets of intensive shrimp ponds. *Journal of the World Aquaculture Society*, 24 (3), 304-320.
- Horwitz, W. y G.W. Latimer. 2005. *Official Methods of Analysis of AOAC International*. AOAC International, Gaithersburg, Md
- Hsien-Tsang S. y M. Quintanilla. 2008. *Manual sobre reproducción y cultivo de tilapia*. CENDEPESCA, El salvador. 68 pp.
- Hu, Z., J.W. Lee, K. Chandran, S. Kim, K. Sharma, S.K. Khanal. 2014. Influence of carbohydrate addition on nitrogen transformations and greenhouse gas emissions of intensive aquaculture system. *Science of the Total Environment*, 470, 193-200.
- Jauncey K. 2000. *Nutritional requirements Tilapias: Biology and Exploitation* Springer, 327–375 pp
- Jegede, T. y O.D. Olusola. 2010. Effects of feed colour on growth and nutrient utilization of *Tilapia zillii* and *Oreochromis niloticus* Fingerlings. *Agric. Biol. JN Am*, 1, 1182-1186.
- Jones A., W. Dennison, N. Preston. 2001. Integrated treatment of shrimp effluent by sedimentation, oyster filtration and macroalgal absorption: a laboratory scale study. *Aquaculture*. 193: 155-178.
- Jones Jr, J.B. 2005. *Hydroponics: a practical guide for the soilless grower*. CRC press. Florida, USA. 417 pp

- Kamal, A.H.M.M. y G.C. Mair. 2005. Salinity tolerance in superior genotypes of tilapia, *Oreochromis niloticus*, *Oreochromis mossambicus* and their hybrids. *Aquaculture*, 247 (1), 189-201.
- Kuhn, D.D., A.L. Lawrence, G.D. Boardman, S. Patnaik, L. Marsh, G.J. Flick. 2010. Evaluation of two types of bioflocs derived from biological treatment of fish effluent as feed ingredients for Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*, 303 (1), 28-33.
- Lara, H.A. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. *Terra*. 17: 221- 229.
- Liang, Y.J. y H.Y. Chien. 2013. Effects of feeding frequency and photoperiod on water quality and crop production in a tilapia–water spinach raft aquaponics system. *International Biodeterioration & Biodegradation*. 85:693-700.
- Lim, C.E. y C.D. Webster. 2006. Tilapia: biology, culture, and nutrition. Food Products Press. New York, USA. 678 pp
- López, V.M. 2014. Recuperación y reciclamiento de residuales de nitrógeno y fósforo del cultivo de *Litopenaeus vannamei* mediante sistemas de fitorremediación. Tesis de Doctorado, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, México. 158 pp.
- Luo, G., Q. Gao, C. Wang, W Liu, D. Sun y L.H. Tan. 2014. Growth, digestive activity, welfare, and partial cost-effectiveness of genetically improved farmed tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultured in a recirculating aquaculture system and an indoor biofloc system. *Aquaculture* 422–423: 1–7.
- Luo, G.Z., Y. Avnimelech, Y.F. Pan, H.X. Tan. 2013. Inorganic nitrogen dynamics in sequencing batch reactors using biofloc technology to treat aquaculture sludge. *Aquacultural Engineering*, 52, 73-79.
- Magallón, F.J., R.H. Casillas, A.B. Miranda, Y.A. Fimbres. 2014. Protocolos de bioprocesamiento de residuales acuícolas para su uso en horticultura hidropónica. *CONACyt*. 70 pp.
- Martínez, A.E. 2014. Niveles de nutrientes residuales, ecoeficiencia, desempeño productivo y estado fisiológico de *Litopenaeus vannamei* a diferentes niveles de proteína por efecto de micro biota en cultivos hiperintensivos. Tesis de Maestría. CIBNOR. 163 pp.
- Masser, M. 2002. Hydroponics integration with aquaculture. First Ed. Alabama. 23 p.
- Mjoun, K., K.A. Rosentrater, M.L. Brown. 2010. Tilapia: environmental biology and nutritional requirements. *USDA*. 1-7 pp.

- Monroy, M.D.C., D. Lara, J.M. Castro, J.G. Castro, M.G. Emerenciano. 2013. Composición y abundancia de comunidades microbianas asociadas al biofloc en un cultivo de tilapia. *Revista de biología marina y oceanografía*, 48 (3), 511-520.
- Morales, A. 1974. El cultivo de la tilapia en México. Datos biológicos. City of Mexico, Mexico, D. F.: INP
- Muangkeow, B., K. Ikejima, S. Powtongsook, Y. Yi. 2007. Effects of white shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone), and Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L., stocking density on growth, nutrient conversion rate and economic return in integrated closed recirculation system. *Aquaculture*, 269 (1), 363-376.
- Nootong, K. y P. Pavasant. 2011. Effects of Organic Carbon Addition in Controlling Inorganic Nitrogen Concentrations in a Biofloc System. *The Journal of the World Aquaculture Society* 42 (3): 339-346.
- Olguín, E.J., G.G. Sánchez, P.R. González, V.M. López. 2008. Constructed wetland mesocosms for the treatment of diluted sugarcane molasses stillage from ethanol production using *Pontederia sagittata*. *Water research*, 42 (14), 3659-3666.
- Phelps R.P., W. Cole, T. Katz. 1992. Effect of fluoxymesterone on sex ratio and growth of Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquacult. Fish. Manage.* 23:405-410.
- Piedrahita R.H. y G.E. Merino. 2005. Tecnología de recirculación de agua aplicada al cultivo de moluscos. Universidad Católica del Norte, Coquimbo, 140 pp.
- Popma, T.J. y B.W. Green. 1990. Aquaculture production manual: sex reversal of tilapia in earthen ponds. Research and Development Series No. 35. International Center for Aquaculture, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, AL, USA.
- Rakocy, J. 1999. The status of aquaponics, Part 1. *Aquaculture Magazine*. 25 (4):83-88p.
- Rakocy, J. y D. Bailey. 2003. Initial economic analysis of aquaponic systems. En: Chopin, T.; Reinerstsen, H. (eds.). *aquaculture Europe 2003: Beyond Monoculture*. Trondheim, Norway. European Aquaculture Society, Spec Publ. 33:58-64p.
- Rakocy, J. y J. A. Hargreaves. 1993. Integration of vegetable hydroponics with fish culture: a review. En: *Techniques of modern aquaculture*. American Society of Agricultural Engineers, St. Joseph, Missouri, USA. 1:112–136p.
- Rakocy, J., M.P. Masser y T.M. Losordo. 2006. *Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Aquaponics—Integrating Fish and Plant Culture*. SRAC Publication. 454:16p.
- Rakocy, J., R.C. Shultz, D.S. Bailey y E.S. Thoman. 2003. Aquaponic production of tilapia and basil: comparing a batch and staggered cropping system. South Pacific Soil less Culture Conference – SPSCC, Virgen Islands. *Acta Horticulturae*. 648p.

- Rakocy, J.E. 2012. Aquaponics—Integrating Fish and Plant *Culture.Aquaculture production systems*, 344-386.
- Rakocy, J.E., D.S. Bailey, R.C. Shultz, E.S. Thoman. 2004. Update on tilapia and vegetable production in the UVI aquaponic system. En: *New Dimensions on Farmed Tilapia: Proceedings of the Sixth International Symposium on Tilapia in Aquaculture*, Held September 12-16.
- Ramos R., L. Vinatea y R. Costa. 2008. Tratamiento de efluentes del cultivo de *Litopenaeus vannamei* por sedimentación y filtración por la ostra *Crassostrea rhizophorae*. *Lat. Am. J. Aquat. Res.*, 36(2): 235-244.
- Redfield, A.C. 1934. On the proportions of organic derivatives in sea water and their relation to the composition of plankton. University Press of Liverpool. 176-192 pp.
- Riche, M., M. Oetker, D.I. Haley, T. Smith, D.L. Garling. 2004. Effect of feeding frequency on consumption, growth, and efficiency in juvenile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *The Israeli Journal of Aquaculture*. 56(4), 247-255.
- Riche, M., y D. Garling. 2003. Feeding tilapia in intensive recirculating systems. North Central Regional Aquaculture Center, Fact Sheet Series, 114, 1-4.
- Ridha, M. T., y K.P. Lone. 1995. Preliminary studies on feminization and growth of *Oreochromis spilurus* (Günther) by oral administration of 17 α -ethinyloestradiol in sea water. *Aquaculture Research*, 26 (7), 479-482.
- Rodríguez G.H. y M.J. Fonseca. 2014. Protocolos de nutrición y cultivo de peces para la integración agroacuícola. CONACyT. 16.
- Ruiz C.G., B.S. Contreras, S.A. Andreu, R.A. Varela y E. Campos. 2012. An annotated distributional checklist of exotic freshwater fishes from the Baja California Peninsula, Mexico. *Revista mexicana de biodiversidad*, 83(1), 216-234.
- Ruiz, G. 2010. Catálogo de peces dulceacuícolas de Baja California Sur. Instituto Nacional de Ecología, SEMARNAT, Mexico, DF.
- Sardella, B.A. y C.J. Brauner. 2008. The effect of elevated salinity on ‘California’Mozambique tilapia (*Oreochromis mossambicus* x *O. urolepis hornorum*) metabolism. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 148 (4), 430-436.
- Sardella, B.A., J. Cooper, R.J. Gonzalez, C.J. Brauner. 2004. The effect of temperature on juvenile Mozambique tilapia hybrids (*Oreochromis mossambicus* x *O. urolepis hornorum*) exposed to full-strength and hypersaline seawater. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 137 (4), 621-629.
- Shehadeh, Z. y M. Halwart. 2003. *Agro-acuicultura integrada. Manual básico*. FAO Documento Técnico de Pesca. Roma, FAO. 407:159p.

- Sheikh, B.A. 2006. Hydroponics: key to sustain agriculture in water stressed and urban environment. Pak. J. Agri., Agril. Engg., Vet. Sc. 22 (2).
- Simões, L.N., D.C. Lombardi, A. Gomide, L.C. Gomes. 2011. Efficacy of clove oil as anesthetic in handling and transportation of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Actinopterygii: Cichlidae) juveniles. Zoologia (Curitiba). 8 (3), 285-290.
- Soto, R.S. 2009. Calidad del agua y de bacterias presentes en tilapia cultivada. Investigación en presas de Sinaloa. SAGARPA.
- Swift, C.C., T.R. Haglund, M. Ruiz y R.N. Fisher. 1993. The status and distribution of the freshwater fishes of southern California. Bulletin of the Southern California Academy of Science 92(3):101–167.
- Talwar, P.K y A.G. Jhingran. 1992. Inland fishes of indian and adjacent countries, volumen I. Oxford y IBH Publishing Co., New Delhi, Bombay, Calcuta, 541 pp.
- Tejera, H.B., B.M. Rojas, P.M. Heydrich. 2011. Potencialidades del género Bacillus en la promoción del crecimiento vegetal y el control biológico de hongos fitopatógenos. Revista CENIC. Ciencias Biológicas, 42 (3), 131-138.
- Timmons, M., J. Ebeling, R. Piedrahita. 2009. Acuicultura en sistemas de recirculación. USA: Edit. LIMUSA. España. 959 pp.
- Timmons, M.B. 2005. Competitive Potential for USA Urban. *Urban aquaculture*, En: Urban Aquaculture, Eds. Costa, P.E., A. Desbonnet, P. Edwards, D. Baker. 137-158 pp.
- Toledo, S.J. y M. C. García. 2000. Nutrición y alimentación de tilapia cultivada en América Latina y el Caribe. Actas del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuícola, La Paz, BCS, 15-18.
- Trewavas, E. 1983. Tilapine fishes of the genera Sarotherodon, Oreochromis and Danakilia. British Museum (Natural History) Publication No. 878, Cornell University Press, Ithaca, New York.
- Tyson, R.V., E.H. Simonne, J.M. White, E.M. Lamb. 2004 Reconciling Water Quality Parameters Impacting Nitrification in Aquaponics: The pH Levels. En: Proc. Fla. State Hort. Soc. 117:79-83p.
- Valbuena, V.R. y W.T. Vásquez. 2011. El peso corporal esta inversamente relacionado con la excreción de amonio en tilapia roja (*Oreochromis* sp). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 24(2), 191-200.
- Wang Y., T. Chen, S. Qin. 2012. Heterotrophic cultivation of *Chlorella kessleri* for fatty acids production by carbon and nitrogen supplements. *Biomass and Bioenergy* 47: 402-409.
- Xu, W.J. y Pan, L.Q. 2012. Effects of bioflocs on growth performance, digestive enzyme activity and body composition of juvenile *Litopenaeus vannamei* in zero-water exchange tanks manipulating C/N ratio in feed. *Aquaculture*, 356, 147-152.

