

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN CIENCIAS AMBIENTALES**



**“APROVECHAMIENTO DE EFLUENTES PROVENIENTES DE LOS
SISTEMAS DE RECIRCULACIÓN ACUÍCOLA DEL CULTIVO DE
TILAPIA (*Oreochromis sp.*) EN ACUAPONÍA”**

Presentada por:

NELLA DELGADO GAVILANO

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAGISTER SCIENTIAE EN
CIENCIAS AMBIENTALES**

Lima – Perú

2020

DEDICATORIA

A mi familia, por su apoyo incondicional a lo largo de mi vida, en especial a mi esposo Elard por su constante impulso, respaldo y motivación.

AGRADECIMIENTOS

Me gustaría agradecer a mi asesora de tesis Mg.Sc. Rosa María Miglio Toledo por su orientación, ayuda, paciencia y apoyo continuo durante el desarrollo de esta investigación.

Mi agradecimiento a mi co-asesor de tesis Ph.D. Alfredo Rodríguez Delfín por su apoyo, conocimientos y asesoramiento en la ejecución de la fase experimental de mi proyecto de investigación.

Muchas gracias al personal de las instalaciones del CINPIS (Centro de Investigación Piscícola) de la Facultad de Pesquería de la UNALM, por su ayuda en el mantenimiento y acondicionamiento del sistema de acuaponía que hizo posible su funcionamiento.

Agradezco al Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral al proporcionar los fertilizantes hidropónicos y las plántulas de lechuga; a los Laboratorios de Análisis de Agua y Suelo de la Facultad de Agronomía y a los Laboratorios de Saneamiento y Medio Ambiente de la Facultad de Ingeniería Agrícola de la UNALM por realizar los análisis de calidad de agua y foliar de las muestras en estudio.

ÍNDICE GENERAL

I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1 PRODUCCIÓN ACUÍCOLA DE TILAPIA EN EL PERÚ Y MÉTODOS DE PRODUCCIÓN	4
2.2 ACUICULTURA Y MEDIO AMBIENTE	5
2.3 SISTEMAS DE PRODUCCIÓN EN ACUICULTURA	10
2.4 SISTEMAS DE TRATAMIENTOS EN ACUICULTURA	11
2.4.1 Prácticas de manejo en acuicultura	11
2.4.2 Tratamiento del efluente	12
2.4.3 Sistemas de recirculación de agua	14
2.5 HIDROPONÍA	16
2.6 ACUAPONÍA	17
2.6.1 Métodos de operación en acuaponía	20
2.6.2 Selección de cultivos en acuaponía	22
2.6.3 Relación de alimentación	25
2.6.4 Calidad de agua en sistemas acuapónicos	26
III. MATERIALES Y MÉTODOS	39
3.1 LUGAR Y ÁREA DE ESTUDIO	39
3.2 DISEÑO EXPERIMENTAL	39
3.2.1 Disposición del sistema	39
3.2.2 Operación del sistema	41
3.2.3 Unidades	42
a. Tanques de producción de peces	42
Operatividad hidráulica	43
Parámetros productivos	45
Incremento en peso	46
Tasa de crecimiento diario	47
Incremento neto de biomasa	47
Tasa de mortalidad	48
Factor de conversión alimenticia (FCA)	48
b. Unidad de tratamiento del efluente	49

Sedimentador.....	49
Tratamiento biológico o biofiltro	49
Activación del filtro biológico.....	51
c. Tanque de producción hidropónico	51
Parámetros productivos	54
Fertilización.....	54
3.3 MEDICIÓN DE CALIDAD DE AGUA EN EFLUENTE.....	55
3.3.1 Medición de pH y temperatura	56
3.3.2 Medición de oxígeno disuelto (OD) y conductividad eléctrica.....	57
3.3.3 Determinación de compuestos nitrogenados	57
3.3.4 Determinación de dureza	57
3.3.5 Determinación de alcalinidad	58
3.3.6 Determinación de fosfato	58
3.3.7 Determinación de sólidos en suspensión	58
3.3.8 Determinación de turbidez	58
3.3.9 Pruebas de caracterización del efluente para su uso en hidroponía.....	58
3.4 ANÁLISIS DE PARÁMETROS ORGÁNICOS Y MICROBIOLÓGICOS EN EFLUENTE.....	59
3.4.1 Determinación de demanda bioquímica de oxígeno (DBO ₅).....	59
3.4.2 Determinación de coliformes totales y <i>E. coli</i> :	60
3.5 ANÁLISIS FOLIAR EN LECHUGA	61
3.6 PROCESAMIENTO DE DATOS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO	62
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	64
4. 1 OPERACIÓN HIDRÁULICA.....	64
4. 2 PARÁMETROS PRODUCTIVOS.....	64
4.2.1 Producción de tilapia	64
4.2.2 Producción de lechuga.....	69
4.2.3 Eficiencia del sistema	72
4.3 PARÁMETROS FÍSICO – QUÍMICOS DE CALIDAD EN EFLUENTE	
4.3.1 Temperatura del agua	73
4.3.2 pH del agua.....	75
4.3.3 Oxígeno disuelto.....	77
4.3.4 Conductividad eléctrica	79
4.3.5 Nitrógeno amoniacal total (NAT) y amoniaco (NH ₃)	80

4.3.5	Nitritos	84
4.3.6	Nitratos	86
4.3.8	Dureza.....	88
4.3.9	Alcalinidad	90
4.3.10	Fosfatos.....	91
4.3.11	Sólidos en suspensión.....	93
4.3.12	Turbidez.....	95
4.3.13	Pruebas de caracterización del efluente de agua	97
4.4	PARÁMETROS ORGÁNICOS Y MICROBIOLÓGICOS EN EFLUENTE	98
4.4.1	Demanda bioquímica de oxígeno (DBO ₅).....	98
4.4.2	Coliformes totales y <i>E. coli</i>	100
4.5	ANÁLISIS FOLIAR EN LECHUGA	102
V.	CONCLUSIONES	106
VI.	RECOMENDACIONES	108
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	110
VIII.	ANEXOS	122

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1:	Impactos de la acuicultura en el medio ambiente.....	6
Tabla 2:	Clasificación de agua según valores de conductividad eléctrica.....	38
Tabla 3:	Parámetros evaluados para la medición de calidad de agua en efluentes del sistema acuapónico	56
Tabla 4:	Parámetros productivos de tilapia en 90 días	65
Tabla 5:	Valores de los cuartiles y valores atípicos (pesos en gramos) por biometría....	66
Tabla 6:	Estimación de la curva de crecimiento de los peces	67
Tabla 7:	Análisis de correlaciones entre el peso y la longitud de las hojas de lechuga ..	72
Tabla 8:	Registro de temperatura promedio del agua.....	74
Tabla 9:	Registro del pH en cada unidad del sistema acuapónico	76
Tabla 10:	Niveles de oxígeno disuelto (mg/l) en los efluentes del sistema.....	77
Tabla 11:	Valores de conductividad eléctrica registrados en los efluentes del sistema (dS/m).....	79
Tabla 12:	Niveles de NAT (mg/l) en los efluentes del sistema.....	81
Tabla 13:	Niveles de amoníaco (mg/l) en los efluentes del sistema.....	83
Tabla 14:	Niveles de nitritos NO ₂ (mg/l) en los efluentes del sistema	85
Tabla 15:	Niveles de nitratos NO ₃ ⁻ (mg/l) en los efluentes del sistema.....	87
Tabla 16:	Niveles de dureza (mg CaCO ₃ /l) en los efluentes de la unidad de cultivo hidropónico.....	89
Tabla 17:	Niveles de alcalinidad (mg CaCO ₃ /l) en la unidad de cultivo hidropónico	91
Tabla 18:	Niveles de fosfatos (mg/l) en los efluentes del cultivo hidropónico	92
Tabla 19:	Niveles de sólidos en suspensión (g/l) en los efluentes del sistema.....	94
Tabla 20:	Valores de turbidez (NTU) en los efluentes del sistema.....	96
Tabla 21:	Caracterización del efluente durante las etapas del estudio	97
Tabla 22:	Demanda bioquímica de oxígeno DBO ₅ (mg/l) en los efluentes del sistema ...	99
Tabla 23:	Valores de coliformes totales y <i>E. coli</i> en los tanques de cultivo hidropónico.	101
Tabla 24:	Análisis foliar en hojas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i>).....	104

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Principales productos orgánicos de desecho de un cultivo de peces y sus formas de remoción o transformación	8
Figura 2: Ubicación del área de estudio.....	39
Figura 3: Esquema funcional del sistema acuapónico, identificando las unidades de experimentación.....	40
Figura 4: Diseño y acondicionamiento del sistema acuapónico: (A) tanques de peces con sistema de desfogue mediante mangueras hacia tubería colectora de efluentes, (B) tanques de filtración y biofiltro, (C) tanques para el cultivo hidropónico y (D) tanque de almacenamiento.....	41
Figura 5: Componentes y funcionamiento del sistema acuapónico, los tanques instalados a diferentes niveles de altura priorizando la circulación de agua por gravedad.....	42
Figura 6: Tanques para el cultivo de peces, provistos de aireación, llaves de paso de agua y sistema de desfogue.....	43
Figura 7: Tanques de cultivo de peces con caudales de aproximado 5.2 l/min cada uno	44
Figura 8: Biometría de los ejemplares de peces	47
Figura 9: Esquema de funcionamiento del sedimentador (filtración y sedimentación) ..	50
Figura 10: Disposición de los tanques de la unidad de tratamiento del efluente, se presentaron cubiertos para mantenerse en oscuridad durante todo el estudio.....	51
Figura 11: Esquema de funcionamiento del cultivo hidropónico.....	52
Figura 12: Montaje del sistema de balsa de raíz flotante empleando planchas de termopor (A). Techo malla Rashel al 50% sombra (B).....	53
Figura 13: Medida de peso y tamaño de las plántulas de lechugas obtenidas del Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral de la UNALM	54
Figura 14: Esquema de los puntos de muestreo en el sistema acuapónico	55
Figura 15: Pantalla grafica utilizada para determinar DBO ₅ en los efluentes del sistema acuapónico.....	60
Figura 16: Método de filtración por membrana para determinar coliformes totales y E. coli en los efluentes de la unidad de cultivo hidropónico.....	61
Figura 17: Diagrama de cajas - crecimiento de peces según biometrías	66
Figura 18: Intervalos de confianza al 95% según biometrías de peces	67
Figura 19: Cabezas de lechuga cultivadas con el método de balsa de raíz flotante en las unidades de cultivo hidropónico (a y b). Raíces saludables de lechuga (c) y lechugas	

cosechadas a los 39 días después de trasplantadas (d), lugar: Centro de investigaciones Facultad de Pesquería de la UNALM.....	71
Figura 20: Correlación entre longitud y peso de las hojas de lechugas, $r^2 = 0.3764$	72
Figura 21: Comportamiento de la temperatura del agua durante el estudio.....	74
Figura 22: Tendencia del pH del agua en el tiempo.....	76
Figura 23: Tendencia del oxígeno disuelto (mg/l) del sistema.....	78
Figura 24: Tendencia de la conductividad eléctrica (dS/m).....	80
Figura 25: Fluctuaciones de nitrógeno amoniacal total (mg/l).....	82
Figura 26: Fluctuaciones de amoníaco (NH ₃) en mg/l.....	84
Figura 27: Fluctuaciones de nitritos NO ₂ (mg/l).....	86
Figura 28: Fluctuaciones de nitratos NO ₃ ⁻ (mg/l).....	88
Figura 29: Tendencia semanal de la dureza de CaCO ₃ en la unidad hidropónica.....	89
Figura 30: Tendencia de alcalinidad en los efluentes del cultivo hidropónico (mg de CaCO ₃ /l).....	91
Figura 31: Fluctuaciones de fosfatos (mg/l) en el tiempo.....	93
Figura 32: Tendencia de los sólidos en suspensión (g/l).....	94
Figura 33: Tendencia de la turbidez (NTU) del sistema en el tiempo.....	96
Figura 34: Tendencia de demanda bioquímica de oxígeno (DBO5).....	100
Figura 35: Coloración verde intenso de las cabezas de lechuga, sin presencia de signos de deficiencias, ni contaminación.....	105

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO 1: a) Biometrías de ejemplares de tilapia (<i>Oreochromis sp.</i>) por cada estanque b) Distribución de los ejemplares de tilapia en cada tanques, obtenidos del Centro de Investigación Piscícola de la Universidad Agraria La Molina	123
ANEXO 2: Análisis proximal del alimento suministrado en la alimentación de tilapia.	125
ANEXO 3: Tabla de requerimientos nutricionales de lechuga utilizada para la formulación de la solución nutritiva	126
ANEXO 4: Porcentaje de amoníaco (%) en función de pH y temperatura del agua.....	127
ANEXO 5: Factor de conversión alimenticia del sistema por etapas.....	128
ANEXO 6: Correlación entre la longitud de las hojas y el peso de lechugas	128
ANEXO 7: Calidad de riego de los efluentes del sistema.....	129
ANEXO 8: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable pH.....	130
ANEXO 9: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable oxígeno disuelto	130
ANEXO 10: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable conductividad eléctrica.....	131
ANEXO 11: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para las variables nitrógeno amoniacal total (NAT) y amoníaco (NH ₃).....	131
ANEXO 12: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable nitrito (NO ₂ ⁻)	132
ANEXO 13: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable nitrato (NO ₃ ⁻)	132

RESUMEN

En el presente estudio, el objetivo fue evaluar el comportamiento de un sistema de acuaponía sobre la calidad de los efluentes provenientes del cultivo de tilapia y la factibilidad de producción de cultivos hidropónicos. El trabajo experimental se realizó en el Centro de Investigación Piscícola (CINPIS) de la Universidad Nacional Agraria La Molina; utilizando un sistema cerrado de recirculación de agua conformado por tres unidades de experimentación: cultivo de peces (1.2 m³), tratamiento del efluente (filtración de sólidos 0.60 m³ y biofiltro 0.68 m³) y cultivo hidropónico (0.45 m³). El volumen total fue 2.93 m³ y una reposición del 10% cada 15 días. Para los parámetros de calidad del agua evaluados se realizó un análisis de varianza (ANOVA) conducido con un diseño de bloques completamente al azar. Se trabajó con ejemplares de tilapia (*Oreochromis sp.*) a una densidad de 7.64 kg/m³, alimentados con una dieta comercial (42% de proteína) durante 90 días. Se utilizaron 90 plántulas de lechugas tipo crespa de la variedad Bohemia (*Lactuca sativa*), a una densidad de 20 unidades/m². La técnica hidropónica utilizada fue balsa de raíz flotante. Los peces crecieron en promedio 1.04 g/d, a una densidad final de 12.92 kg/m³ y un 95.6% de sobrevivencia en 90 días. La etapa donde se registró un mayor incremento de peso (48.83%) y un menor factor de conversión alimenticia (FCA) de 2.27 fue a los 51 días. Las lechugas se desarrollaron en 2.18 kg/m², con una ganancia de peso promedio de 2.76 g/d, y una sobrevivencia del 100% luego de 39 días de cultivo. Los nutrientes de mayor absorción en las hojas de lechugas fueron potasio (7.95%), nitrógeno (4.34%), fósforo (0.57%) y hierro (322 ppm). La eficiencia del sistema acuapónico produjo 1.87 kg de peces y 9.69 kg de lechuga; con un FCA de 3.18 en 39 días. La efectividad del tratamiento biológico logró reducir las concentraciones del NAT (47.61%), amoníaco (40.0%) y nitrito (69.76%); una conversión de nitrato del 14.12%; y una remoción máxima de DBO₅ de 85.88%. Los parámetros físico-químicos, orgánicos y microbiológicos del agua permanecieron dentro de los valores apropiados para el cultivo de tilapia y lechuga.

Palabras claves: Calidad del agua, tratamiento biológico, sistema de recirculación acuícola, bacterias nitrificantes, análisis foliares.

ABSTRACT

In the present study, the objective was to evaluate the behavior of an aquaponics system on the quality of effluents from tilapia cultivation and the feasibility of hydroponic crop production. The experimental work was carried out at the Fish Research Center (CINPIS) of the National Agrarian University La Molina; using a closed water recirculation system consisting of three experimentation units: fish culture (1.2 m³), effluent treatment (filtration of solids 0.60 m³ and biofilter 0.68 m³) and hydroponic culture (0.45 m³). The total volume was 2.93 m³ and a replacement of 10% every 15 days. For the water quality parameters evaluated, a variance analysis (ANOVA) was conducted with a completely randomized block design. We worked with specimens of tilapia (*Oreochromis sp.*) at a density of 7.64 kg/m³, fed a commercial diet (42% protein) for 90 days. 90 crested lettuce seedlings of the Bohemia variety (*Lactuca sativa*), at a density of 20 units/m². The hydroponic technique used was floating root raft. The fish grew on average 1.04 g/d, at a final density of 12.92 kg/m³ and a 95.6% survival in 90 days. The stage where there was a greater increase in weight (48.83%) and a lower feed conversion rate (FCR) of 2.27 was at 51 days. The lettuces developed in 2.18 kg/m², with an average weight gain of 2.76 g/d, and a 100% survival after 39 days of cultivation. The nutrients with the highest absorption in lettuce leaves were potassium (7.95%), nitrogen (4.34%), phosphorus (0.57%) and iron (322 ppm). The efficiency of the aquaponic system produced 1.87 kg of fish and 9.69 kg of lettuce; with an FCR of 3.18 in 39 days. The effectiveness of the biological treatment reduced the concentrations of NAT (47.61%), ammonia (40.0%) and nitrite (69.76%); a nitrate conversion of 14.12%; and a maximum removal of BOD₅ of 85.88%. The physical-chemical, organic and microbiological parameters of the water remained within the appropriate values for the cultivation of tilapia and lettuce.

Keywords: Water quality, biological treatment, aquaculture recirculation system, nitrifying bacteria, leaf analysis.

I. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es probablemente uno de los sectores de producción de alimentos de origen animal de más rápido desarrollo en el mundo, llegando a ser el motor de crecimiento de la producción pesquera mundial. Aproximadamente 600 especies acuáticas son cultivadas en cautividad en unos 190 países para su producción en sistemas piscícolas con diferentes grados de utilización de insumos y sofisticación tecnológica, haciendo una contribución positiva a las economías, a la reducción de la pobreza y a la seguridad alimentaria nacional, regional y global (FAO 2014; FAO 2018).

La demanda de productos acuícolas ha experimentado un incremento notable, llegando a suministrar al mundo unos 80 millones de toneladas en el 2016, representando el 47% del total de la producción pesquera mundial; y según las previsiones, alcanzará los 109 millones de toneladas y aumente al 54% en el 2030. Asimismo, se estima que las especies de agua dulce como la carpa, el bagre (en particular *Pangasius spp.*) y la tilapia representarán alrededor del 62% de la producción acuícola mundial total en 2030, en comparación con el 58% registrado en 2016 (FAO 2018).

Por su capacidad de adaptación, y a la posibilidad de ser criada en diferentes sistemas de cultivo, su sabor y características nutricionales de su carne, la tilapia se ha posicionado como la segunda especie de agua dulce más cultivada en el mundo. Se estima que la producción mundial de tilapia en el 2018 ha aumentado en alrededor de 3 a 4% alrededor de 6.3 millones de toneladas, siendo China el principal productor, representando el 28% de la producción total (FAO 2018). En América Latina, Brasil se viene expandiendo a un ritmo acelerado, con un crecimiento de la producción del 11.9% en el 2018 a 400,280 toneladas, siendo el cuarto productor mundial de tilapia; de igual manera, en México la producción de tilapia se incrementó significativamente a 32 mil toneladas en el 2017 llegando a generar el 25% de toda la producción de esta especie en América Latina (CONAPESCA 2018).

En el Perú, la tilapia es una de las especies cultivada con gran potencial de crecimiento, fundamentalmente por las condiciones climáticas favorables, los factores de cultivo y recursos hídricos de buena calidad. Durante los últimos años la producción de tilapia ha mostrado un crecimiento interesante, logrando un incremento de 1,714 TM a 3,042 TM anuales, entre los años 2008 al 2017, siendo el año 2014 el que presentó el mayor valor de 4,610 TM. A pesar de representar un pequeño porcentaje (3.03%) de la producción acuícola nacional en el 2017, se posiciona en el cuarto lugar después de la trucha (54.6%), los langostinos (27,4%) y la concha de abanico (11.9%). Cabe indicar que el 73.6% de su producción se comercializa en el mercado local y el 4.87% se destina al extranjero, siendo Estados Unidos (98.8%) el principal consumidor (PRODUCE 2018).

En el 2015 las mayores producciones de tilapia se encontraron en las regiones de San Martín (57.7%), Piura (38.9%), Lima (2.5%) y Cajamarca (0.7%); comprendiendo 389 establecimientos acuícolas formales, donde el 58% están en la categoría de subsistencia, 39% de pequeña escala, 1% a gran escala, 0.8% orientada a la producción de semilla y 0.5% a pequeña escala con producción de semilla (PRODUCE 2018 y Baltazar *et al.* 2018). El cultivo de esta especie se desarrolla en estanques de tierra (nivel semi-intensivo), en algunas represas y lagunas (nivel extensivo), y en estanques de concreto o de geomembrana (súper intensivo); siendo la primera de ellas la más practicada porque son adecuadamente gestionados por medio de fertilización, control de parámetros físico-químicos del agua, uso de alimentos extruidos, entre otros (Baltazar *et al.* 2018).

Consecuentemente, con el desarrollo de la acuicultura en el país, surgen cuestionamientos que hacen referencia a los efectos negativos que provoca la actividad al medio ambiente, haciéndola poco sustentable al impactar cuerpos de agua receptores con sus efluentes. Las causas de contaminación y del deterioro de la calidad del agua en la actividad acuícola son la gran cantidad de materia orgánica que se producen durante el cultivo (Boyd 1984).

Un problema importante para la sostenibilidad de la acuicultura es el tratamiento de sus aguas residuales, por lo tanto, se requiere de metodologías que puedan disminuir y mitigar los impactos generados (Baltazar *et al.* 2014). Una de las estrategias para minimizar el contenido de materia orgánica en los efluentes acuícolas, es el aprovechamiento de los mismos, introduciendo sistemas de cultivos integrados o multitróficos con la producción de organismos filtradores o biotransformadores (Pardo *et al.* 2006).

Otra forma de aprovechamiento de los efluentes de un sistema acuícola es mediante el empleo de la acuaponía, la cual proviene de la integración de la acuicultura (cultivo de especies acuáticas) y la hidroponía (cultivo de plantas en sustratos inertes o “sin suelo”), que mediante la recirculación del agua permite reducir el volumen de desechos descargados al medio ambiente; intensificar la producción de peces en volúmenes de agua relativamente pequeños, tratando el efluente se elimina los productos de desechos tóxicos y luego reutilizarla en cultivos secundarios de valor económico como la hidroponía (Rakocy 2007).

Actualmente en el Perú, no se identifica el desarrollo de cultivos en sistemas acuapónicos con fines comerciales, solo a nivel de proyectos y asesoría realizado por instituciones públicas y privadas, Asimismo, existen investigaciones académicas a fin de contribuir al conocimiento de esta técnica, con diversos aspectos de cultivo y tratamientos, utilizando tilapia (*Oreochromis sp.*) y paco (*Piaractus brachypomus*); en conjunto con lechuga y otros cultivos, las cuales fueron desarrollados en diferentes regiones del país con resultados satisfactorios (Baltazar *et al.* 2018).

El presente trabajo tiene como objetivo general evaluar el comportamiento de un sistema de acuaponía sobre la calidad de los efluentes provenientes del cultivo de tilapia (*Oreochromis sp.*), y la factibilidad de producción de cultivos hidropónicos en un sistema recirculante.

Asimismo este estudio tiene como objetivos específicos:

Determinar la eficiencia de remoción de materia orgánica y nutrientes presentes en los efluentes del cultivo de tilapia (*Oreochromis sp.*) a partir del seguimiento de algunas variables fisicoquímicas y orgánicas que se presentan en un sistema de acuaponía.

Determinar la factibilidad de la producción de lechuga en condiciones hidropónicas aprovechando los nutrientes presentes en los efluentes provenientes de las instalaciones de cultivo de tilapia (*Oreochromis sp.*).

Determinar la biomasa real y relación de producción de peces y lechuga, en un ambiente con alta disponibilidad de materia orgánica.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 PRODUCCIÓN ACUÍCOLA DE TILAPIA EN EL PERÚ Y MÉTODOS DE PRODUCCIÓN

La producción de tilapia en el Perú ha continuado creciendo en el tiempo, entre 2008 y 2017, el volumen de la producción acuícola creció casi al doble, a una tasa media anual de 7.8 %; siendo el 2013 y 2014 donde se registraron los volúmenes más altos de 3,840 y 4,610 toneladas respectivamente. Se registra además, que dicha producción es destinada casi en su totalidad al mercado interno, aportando volúmenes considerables y contribuyendo de esta manera con un 3.82% de la producción acuícola nacional en el 2017 (PRODUCE 2018).

Entre las diferentes variedades cultivadas de esta especie están tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) en toda la costa y San Martín; tilapia híbrida (*Oreochromis sp.*) en Piura y San Martín; tilapia roja (*Oreochromis mossambicus*) en Lima, La Libertad, Lambayeque, Ica y San Martín; y tilapia azul (*Oreochromis aureus*) en Piura (Baltazar *et al.* 2014). Para el año 2017 oficialmente existen aproximadamente 114.93 hectáreas destinadas a la producción de tilapia, siendo el área mucho mayor, al no considerarse los que se desarrollan en policultivos y en zonas de la Amazonia que no se encuentra autorizados (PRODUCE 2018).

Los sistemas de cultivos comerciales de tilapia son realizados en niveles que abarcan la modalidad extensiva, semi-intensivo e intensivo; en cerramientos tipo estanques excavados en tierra se realiza en las tres modalidades señaladas; en estanques de concreto o de geomembrana en sistema intensivo, y en jaulas suspendidas en cuerpos de agua en sistema extensivo (Baltazar *et al.* 2014). Los estanques de tierra son los más utilizados, de tamaños variables que pueden oscilar desde los 100 m² hasta varias hectáreas; son de fácil manejo y control, se adecua dependiendo de la topografía, disponibilidad y recursos económicos. Se puede cosechar entre 4,000 a 10,000 kilos por hectárea por ciclo dependiendo de la calidad

del alimento utilizado y de la temperatura del agua (Popma y Lovshin 1994; citados por Baltazar y Palomino 2004). Los tanques de concreto o en geomembranas, cuentan con sistemas adecuados de renovación de agua, distribución de alimento, y fácil en las operaciones de cosecha, limpieza y desinfección de los mismos. Con un sistema de aireación suplementaria y recambio parcial de agua (dos o más veces al día), se obtienen cosechas de más de 20,000 kilos por hectárea (Baltazar *et al.* 2014).

Por su parte las jaulas se caracterizan por ser unidades productivas de fácil manejo, costos de cosecha bajos y de fácil tratamiento de la población, la principal ventaja consiste en aprovechar diversos ríos, lagunas y embalses, que por su naturaleza, tamaño o características no podrían ser utilizados sin modificar su cauce. Se obtienen cosechas de 200 a 500 kilos por hectárea/ciclo, sin aporte de alimento externo. En jaulas suspendidas de bajo volumen los rendimientos están comprendidos entre 50 y 300 kg/m³ (Popma y Lovshin 1994; citados por Baltazar y Palomino 2004).

En todos estos sistemas, se emplea poblaciones monosexo macho, revertidas por hormona durante los primeros 30 días de alimentación en cultivo, hasta alcanzar una longitud total de 17 a 20 mm (Baltazar y Palomino 2004).

2.2 ACUICULTURA Y MEDIO AMBIENTE

Una de las actividades que ha generado una creciente preocupación por las externalidades que puede provocar en el medio ambiente es la acuicultura. De esta manera es necesario el desarrollo de herramientas que permitan una correcta gestión de esta actividad y la aplicación práctica de los principios de desarrollo sostenible que proporcionen un marco para considerar no solo los aspectos ecológicos, sino también los aspectos sociales y económicos de la sostenibilidad y el contexto de gobernanza en el que funciona este sector (FAO 2018).

Se define a la acuicultura, piscicultura o cultivo de peces artificialmente, como el engorde rápido de organismos acuáticos con alimentos artificiales y con una densidad normalmente alta de población. Como resultado de este incremento en la alimentación, aumenta la actividad metabólica de los peces, aumentando entonces los niveles de residuos orgánicos

y componentes tóxicos (como el amoníaco y los nitritos) favoreciendo el desarrollo de otros compuestos no beneficiosos para el entorno acuático (Iturbide 2008).

El impacto medioambiental de una piscifactoría depende en gran medida de la especie, el método de cultivo, la densidad del stock, el tipo de alimentación y las condiciones hidrográficas. Para poder lograr un desarrollo sostenible de la acuicultura deben conocerse los impactos ambientales que esta actividad puede provocar en el litoral o cuerpos de agua. En el caso de la tilapia, su cultivo se desarrolla en sistemas extensivos o en sistemas controlados, donde la demanda de agua y de espacio es imprescindible, sumado a ello la concentración de desechos metabólicos que se producen por el alimento suministrado, hacen que esta actividad genere impactos al ambiente, principalmente por la descarga de sus efluentes en ríos o cuerpos de aguas naturales (Pardo *et al.* 2006). En la Tabla 1 se pueden observar algunos de los impactos más importantes (Rabassó 2006).

Tabla 1: Impactos de la acuicultura en el medio ambiente

ASPECTOS	IMPACTO AMBIENTAL
ALIMENTACIÓN Y HECES	<p>Aumento del nivel de nutrientes</p> <p>Fenómeno de eutrofización</p> <p>Reducción de la diversidad en la flora y fauna asociada</p> <p>Incremento del número de organismos bentónicos filtradores</p> <p>Cambio en la distribución vertical de algas bentónicas pudiendo provocar reducción en la entrada de luz en la columna de agua</p> <p>Aumento del consumo de oxígeno y desarrollo de sistemas anóxicos</p>
FUGAS DE LAS ESPECIES CULTIVADAS	<p>Introducción de especies foráneas</p> <p>Amenaza para las especies nativas porque compiten por el alimento y espacio</p> <p>Portadores de enfermedades</p> <p>Pueden afectar la solidez genética</p>
EFEECTO ATRACTIVO SOBRE LAS ESPECIES SALVAJE	<p>Concentración en los alrededores de las jaulas de las especies salvajes que se encuentran en la zona</p>
QUÍMICOS Y ANTIBIÓTICOS	<p>Se emplean pesticidas y otros químicos para combatir los brotes de enfermedades que afectan a las poblaciones salvajes</p> <p>El uso de antibióticos puede afectar a especies salvajes. Se acumula en el fondo. Puede favorecer las condiciones anaeróbicas</p> <p>Crea bacterias resistentes</p>

FUENTE: Rabassó (2006)

La degradación ambiental causada por los efluentes de la acuicultura es uno de los aspectos de mayor atención, pudiendo provocar cambios en los cuerpos de agua receptores y en los sedimentos del fondo. Piedrahita (2003) asevera que el efluente de la acuicultura puede contener una variedad de constituyentes que podrían causar impactos negativos al ambiente cuando son liberados.

La liberación de nutrientes orgánicos solubles (fósforo y nitrógeno) contenidos en los efluentes de la actividad acuícola pueden causar la eutrofización y ésta la hipoxia o anoxia del cuerpo del agua receptora (CICESE 2008). Por otro lado, la mayor parte de los desechos sólidos (en mayor proporción carbón orgánico y nitrógeno), se depositan en los fondos cercanos a los cultivos, provocando el enriquecimiento orgánico del ecosistema béntico, lo que puede originar un aumento en el consumo de oxígeno por el sedimento y la formación de sedimentos anóxicos, que en casos extremos liberan anhídrido carbónico, metano y sulfuro de hidrógeno y una reducción de la biota. La considerable demanda bioquímica de oxígeno por parte de los desechos orgánicos y la demanda de oxígeno por los organismos cultivados, disminuye las concentraciones de este gas disuelto en las aguas cercanas a los lugares de cultivo, eliminando especies poco resistentes en aguas hipóxicas (Barg 1992).

Algunos de los efectos más visibles que se pueden atribuir a la contaminación en general, y a la eutrofización en particular, son cambios en la vegetación del bentos, compuesto por microalgas, macroalgas y plantas vasculares. Los cambios específicos y los efectos secundarios conectados con el aumento de la eutrofización son el aumento del nivel de nutrientes, fenómenos de *blooms* (floraciones) de fitoplancton, disminución o desaparición de comunidades de plantas perennes por otras de crecimiento rápido como algas verdes foliáceas o filamentosas (Rabassó 2006).

Asimismo, las descargas de los cultivos acuícolas pueden contener grandes cantidades de bacterias y parásitos capaces de afectar y hasta eliminar especies que vivan en las cercanías de los cultivos. Las poblaciones silvestres de peces y otros organismos acuáticos, son amenazadas por enfermedades que surgen de los altos niveles de infección en las instalaciones de cultivo (Pérez 1996).

En los sistemas de cultivo intensivo, los organismos producen desechos metabólicos que causan la degradación de la calidad del medio, por lo cual deben ser removidos (o tratados) antes que su acumulación alcance niveles críticos para el bienestar y desarrollo de la especie. Los desechos orgánicos producidos por los organismos en cultivo (Figura 1) pueden dividirse en desechos particulados (sólidos) y desechos disueltos (CO_2 y metabolitos nitrogenados de excreción). Los desechos particulados consisten principalmente en alimento no ingerido y heces, y en menor medida, desprendimientos de algas y flóculos bacterianos (Conijeski 2008).

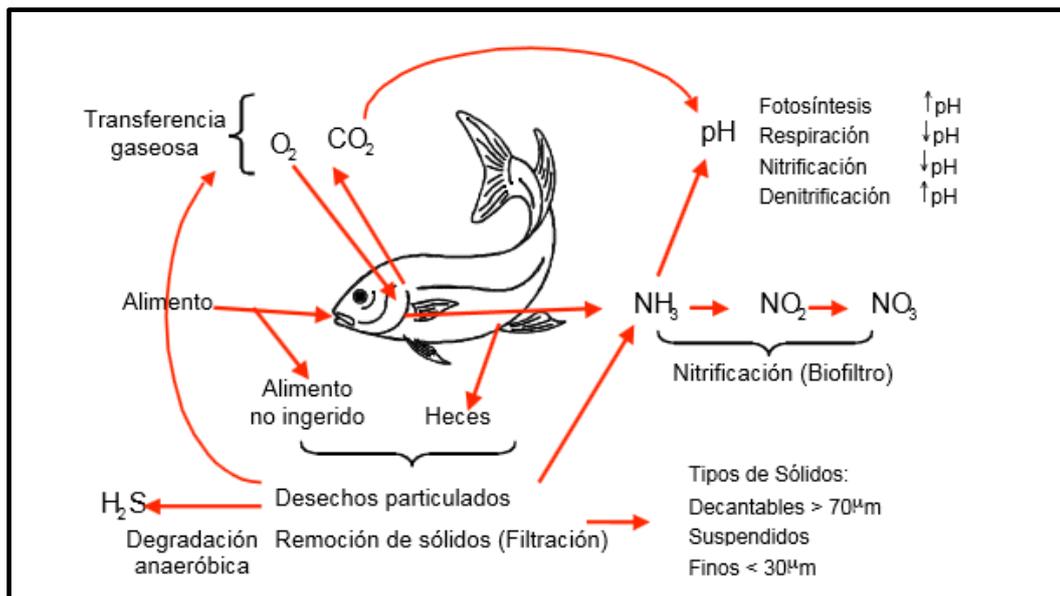


Figura 1: Principales productos orgánicos de desecho de un cultivo de peces y sus formas de remoción o transformación

FUENTE: Conijeski (2008)

La producción de heces y metabolitos depende de la cantidad de organismos que se cultivan en una piscigranja. Estudios experimentales con trucha arco iris, mostraron que la cantidad de sólidos y metabolitos orgánicos están directamente relacionados con la cantidad de alimento agregado, estimando que por cada kg de alimento consumido, se obtienen 260 gramos de heces. Los constituyentes más importantes de las heces son compuestos que contienen carbono, nitrógeno y fósforo (carbohidratos, lípidos y proteínas), pudiendo encontrarse otros como vitaminas, hormonas, y antibióticos. Las excreciones se componen en su mayoría de urea y amonio. La materia particulada (heces y restos de alimento) pasan al sedimento, donde ocurren procesos físicos de fraccionamiento y biológicos de remineralización (Evven 2013).

Otro factor de consideración en un sistema de cultivo de peces es la digestibilidad de la dieta suministrada, la cual depende de su composición y gobierna la excreción de heces y amonio; en el caso de la trucha arco iris, las dietas que contienen poca proteína y altas concentraciones de carbohidratos son menos digeribles (Pillay 1992).

El dióxido de carbono es el producto final de la respiración de los organismos acuáticos cultivados y de las bacterias aeróbicas en un sistema. El amonio en tanto, es el principal producto de excreción de la mayoría de los organismos acuáticos y constituye el desecho final del metabolismo de las proteínas. Este producto en su forma no ionizada (amoníaco NH_3), resulta altamente tóxico a concentraciones muy bajas (Conijeski 2008).

Conocer la cantidad de amoníaco que es desechado resulta de gran utilidad cuando se determina el balance de masas del nitrógeno. Además de verificar la eficacia de un sistema de cultivo acuático, el balance de masas se utiliza para cuantificar la descarga de nutrientes de las piscigranjas y evaluar de esta manera su impacto sobre el cuerpo de agua receptor. Existen pocos estudios acerca de la excreción de amoníaco en condiciones naturales mostrando amplios intervalos de variabilidad para la mayoría de las especies, la cual se debe al hecho de que la excreción de nitrógeno depende en gran medida de la dieta consumida y de la temperatura (Evven 2013).

En peces teleósteos como la tilapia, el amoníaco es el principal producto del metabolismo de proteínas correspondiendo a aproximadamente 60 - 80% del total del nitrógeno excretado (Shuenn-Der *et al.* 2002). Estudios realizados por Valbuena y Vásquez (2011) demostraron que el aumento de los niveles de proteína de la dieta, así como de la temperatura del agua, ocasionan incrementos significativos en las tasas de excreción de amoníaco en tilapia roja (*Oreochromis sp*), utilizando peces de 100 gramos alimentados con un nivel de proteína de 35% a 30°C excretaron aproximadamente un 20% más de amoníaco comparado con los peces alimentados con una dieta de 25.6% de proteína a una temperatura de 26°C, en un periodo de 24 horas.

A consecuencia de las altas densidades de siembra en estanques se incrementa la probabilidad de exposición de los peces a concentraciones elevadas de amoníaco y nitritos las cuales son letales cuando llega a niveles tóxicos (Lovell 1989). Para tilapia nilótica se ha calculado una concentración letal LC_{50} de amoníaco en 48 horas de 1.007 - 1.010 mg/l y

7.39 - 7.41 mg/l trabajando con peces-larva y alevines de aproximadamente 10 gramos de peso promedio, respectivamente. Asimismo, Daud *et al.* (1998) citados por Bravo (2007) ha reportado una LC₅₀ de 6.6 mg/l de amoníaco (NH₃) en 48 horas de exposición para un híbrido de tilapia (*O. mossambicus* y *O. niloticus*) sin especificar el tamaño de los peces; del mismo modo, Bravo (2007) estimó la LC₅₀ a las 96 horas para peces-larva y alevines de tilapia en 1.08 ppm y 1.83 ppm de amoníaco, respectivamente. En general la tilapia nilótica no tolera niveles de amonio superiores a 1.5 mg/l.

En algunos casos los desechos de los cultivos pueden incluir cantidades considerables de alimento no consumido, cuya pérdida depende de factores como el comportamiento alimenticio, la estabilidad del alimento en el agua, el método de distribución, las horas de alimentación y el estado de salud de los organismos (Barg 1992). En muchos sistemas de producción piscícola en estanques, solamente el 30% de los nutrientes suministrados son convertidos en producto, el resto es acumulado en los sedimentos o es liberado en el efluente (Acosta *et al.* 1994 y Boyd 1990). Estudios realizados en granjas de trucha indican que la pérdida de alimento no consumido se encuentra entre 10 y 30%. En granjas de salmón la pérdida es del 20% y en estanque de camarón del 10% (Pillay 1992).

2.3 SISTEMAS DE PRODUCCIÓN EN ACUICULTURA

La tecnología de la acuicultura presenta diversos métodos y técnicas conocidas como sistemas de producción, con niveles diferentes de inversión, costo de producción y beneficios. Estos sistemas también pueden ser clasificados de acuerdo con su capacidad generadora de impacto. Iniciando con los sistemas conocidos como ecológicos, hasta los súper intensivos, con elevado potencial contaminante (Iturbide 2008).

La forma de superar los desafíos que enfrenta actualmente el crecimiento acelerado de la acuicultura, como la escasez de tierras disponibles o aptas, una creciente limitante por el uso de agua o acceso a aguas de calidad, y el incremento de restricciones ambientales relacionadas con el aporte de nutrientes al medio ambiente; involucra por lo general la intensificación de las operaciones de cultivo (FAO 2012).

En la aplicación de los sistemas de producción intensiva el medio ambiente acuático se utiliza sólo como un espacio de crianza; el alimento necesario, en este caso, se suministra a

los peces por medio de dietas artificiales. Por lo tanto, la aplicación de este sistema podría ser considerado como el único posible generador de un serio desequilibrio ecológico en el medio ambiente acuático (Papoutsoglou 1991).

La intensificación tiene como objetivo el aumento de los rendimientos de producción por unidad de recurso limitante. Si el recurso limitante es la disponibilidad de espacio, entonces la intensificación del cultivo consistirá en incrementar las densidades de cultivo y la productividad por unidad de área (kg biomasa/m²/año). Si en cambio el recurso limitante es la disponibilidad de agua, la intensificación del cultivo tendrá como objetivo el incrementar la producción por volumen de agua usada (kg biomasa producida/m³ agua usada). En todos los casos, los procesos de intensificación introducen una mayor sofisticación tecnológica y costos a las operaciones de cultivo (Conijeski 2008).

En la piscicultura integrada a otros sistemas de producción animal y vegetal, generalmente los efectos son positivos pues el sistema utiliza desechos que de otra forma irían directamente al medio ambiente (Papoutsoglou 1991).

2.4 SISTEMAS DE TRATAMIENTOS EN ACUICULTURA

El mayor problema de la producción acuícola es el aumento de materia orgánica cuyo final es en una fuente natural, genera variaciones como disminución en la concentración de oxígeno (OD), aumento en la concentración de sólidos en suspensión (SST), aumento en la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅), aumento en la demanda química de oxígeno (DQO), formas de nitrógeno y fósforo, crecimiento exagerado de algas, eutrofización, entre otras. A pesar de existir interés en el tratamiento de los efluentes desde la década del 70, hubo un estancamiento en las investigaciones al respecto y solamente a partir del final de los 80 y comienzo de los 90 se reinician basados en el sentido común de aprovechar el residuo, más que descargarlo y diluirlo (Pardo *et al.* 2006).

2.4.1 Prácticas de manejo en acuicultura

Boyd (2003) señala que las prácticas de manejo son los medios más efectivos para reducir la contaminación y otros impactos ambientales especialmente en la calidad del agua. Son frecuentemente denominadas como Mejores Prácticas de Manejo (BMPs). Algunas BMPs para prevenir la polución del agua son: No usar tasas de siembra ni de alimentación

superiores a la capacidad de carga del efluente; usar prácticas de alimentación conservadoras evitando la sobreoferta; fertilizar solamente lo necesario para promover el fitoplancton; reducir el recambio de agua tanto como sea posible; cosechar sin drenar el estanque y pasar el efluente por un tanque de sedimentación antes de la descarga final. Estudios realizados en cultivo intensivo de camarones demostraron que reduciendo la cantidad de recambio de agua se reduce también la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅), los sólidos en suspensión y los nutrientes del efluente, mejorando su calidad (Hopkins *et al.* 1993). Del mismo modo, ensayos en estanques de cultivo de bagre determinaron que el efluente producido en un año era de la misma calidad que el producido en tres años, debido a la reasimilación de nutrientes, creando así la posibilidad de desocupar el estanque completamente cada tres años (Seok *et al.* 1995; citados por Pardo *et al.* 2006).

Cho y Bureau (2001) mencionan que otra posibilidad para disminuir la cantidad de efluente es el mejoramiento de las dietas artificiales ofrecidas a los peces de cultivo, fabricándolas con fuentes de nitrógeno y fósforo de alta digestibilidad.

2.4.2 Tratamiento del efluente

El segundo método consiste en mejorar la calidad del efluente antes de ser vertidos al ambiente. Las técnicas utilizadas van desde la sedimentación, remoción de sólidos hasta la filtración del efluente a través de manglares artificiales, plantas, algas, moluscos, éstos últimos métodos conocidos como biotransformación (Pardo *et al.* 2006). Estos métodos integrales de biotransformación, además de traer beneficios ecológicos y sociales, permiten producciones adicionales de carne sin otros costos de insumos. Un aspecto importante de ser considerado en este método, es que la descarga de un estanque durante la cosecha, contiene la mayor carga contaminante en el volumen final del efluente (volumen de 20% a 5%), porque lleva mayores cantidades de nutrientes y sólidos (Teichert-Coddington *et al.* 1996; citados por Pardo *et al.* 2006).

Existen dos metodologías que son las más utilizadas para reducir el efluente. La primera es la sedimentación y la segunda es el aprovechamiento biológico a través de la producción de moluscos, algas, perifiton y humedales artificiales con plantas acuáticas emergentes (Gautier *et al.* 2004; citados por Iturbide 2008).

a. Sedimentación del efluente:

En este método los estanques de sedimentación deben retener el agua por un tiempo suficiente para la sedimentación de sólidos. El gran volumen y la gran cantidad de descarga de un estanque al momento de la cosecha tornan esta solución un tanto impracticable. La eficiencia puede ser incrementada si se descarga solamente la porción final del efluente dentro del estanque de sedimentación. Esto es porque los nutrientes y sólidos se concentran en la última porción, 5 - 20%, del volumen de descarga del estanque. Una de estas prácticas es que el 25% final del efluente del estanque sea dejado 48 horas en sedimentación antes de ser lanzado al medio ambiente, siempre y cuando que la cantidad de sólidos en suspensión no exceda 30 mg/l. El tiempo de residencia en un estanque de sedimentación afecta directamente el tamaño y número de estanques de sedimentación necesarios para tratar estos efluentes (Teichert-Coddington *et al.* 1996; citados por Pardo *et al.* 2006), asimismo, encontraron que la sedimentación es eficiente en la remoción de sólidos en suspensión (cenizas) y no lo es para nitrógeno, por esto, la sedimentación debe ser solamente una parte del tratamiento del efluente.

b. Aprovechamiento biológico mediante filtración por moluscos:

Es conocido que los moluscos bivalvos son filtradores muy eficientes, capaces de disminuir en la columna de agua el fitoplancton (Dame *et al.* 1991; citados por De la Cruz Parra 2011). Los bivalvos no solamente disminuyen el plancton, sino que también reducen los niveles de nutrientes y la concentración de sólidos suspendidos en la columna de agua. Las branquias cubiertas de mucus y cilios vibrátiles, además de cumplir con la función respiratoria, retienen las partículas en suspensión (Soto y Mena 1999). El efluente de estos cultivos contiene gran cantidad de materias orgánicas incluyendo bacterias, fitoplancton y detritus que podría proporcionar alimentos a los bivalvos tales como ostras (Ziemann *et al.* 1992).

c. Filtración por plantas acuáticas:

Las plantas acuáticas poseen habilidad para asimilar nutrientes y crear condiciones favorables para la descomposición microbiana de la materia orgánica, por esta razón son conocidas como autodepuradoras de ambientes acuáticos y son utilizadas en el tratamiento de aguas servidas (Pardo *et al.* 2006).

El uso de macrófitas emergentes para el tratamiento de efluentes es conocido como sistema de humedales artificiales o naturales. En este sistema los contaminantes que son también formas de nutrientes esenciales para las plantas, tales como nitrato, amonio y fosfato, son tomados fácilmente en los humedales artificiales (Chafloque y Gómez 2006). Lin *et al.* (1993) citados por Pardo *et al.* (2006) demostraron que estos sistemas pueden remover entre el 55 al 66% de los sólidos suspendidos, un 37 a 54% de DBO₅, entre un 64 a 66% del amonio y 83 a 94% del nitrito del efluente producido por un cultivo de camarones. Posadas (2001) reporta que humedales artificiales del 25% del tamaño del estanque y de dos días de retención de agua mejoran significativamente los parámetros de calidad de agua de producción de bagre de canal, reteniendo y asimilando nutrientes disponibles, siendo efectivos en la reducción de contaminantes, incluso dejando el agua en mejores condiciones que la del afluente.

2.4.3 Sistemas de recirculación de agua

El futuro de la producción de peces, requiere el uso de agua tan económico como sea posible, reusándola y eliminando a su vez, residuos que puedan afectar el crecimiento y desarrollo de los peces las granjas de peces ya existentes enfrentan la necesidad de encontrar sistemas de purificación de sus aguas residuales. Esto acelera el desarrollo de sistemas de producción intensivos, con sistemas del ahorro del agua para la producción de peces, que no dependan de factores ambientales naturales, sobre todo en aquellas regiones donde el agua es más escasa (Hernández *et al.* 2009).

La conservación y reúso del agua es uno de los temas de mayor relevancia dentro de la acuicultura. Una de las estrategias de manejo para incrementar su eficiencia, es el empleo de sistemas de recirculación de agua. Dichos sistemas no solo son importantes debido a su eficiencia en la utilización del agua, sino además, debido a que existe un mayor control del medio ambiente haciendo posible manipular la temperatura, el oxígeno disuelto, el fotoperiodo y la claridad del agua. Como consecuencia del control ambiental, la producción se ve incrementada, mejora la conversión alimenticia y los costos por tratamiento de enfermedades se ven reducidos, lo que maximiza los beneficios (Summerfelt *et al.* 2004).

La producción en sistemas cerrados con recirculación de agua, ofrecen un ambiente más eficiente y controlado para los peces. Los costos no son elevados y proporcionan buenos dividendos. En estos sistemas el agua de desperdicio cargada con subproductos metabólicos de los peces y/o mariscos, se recicla con purificación biológica y física, reutilizándola en más de un 90 % (Hernández *et al.* 2009).

Uno de los principales problemas que presentan los sistemas cerrados de recirculación de agua utilizados en la acuicultura, es la eliminación constante de los metabolitos tóxicos, como el amoníaco (NH_3) y el nitrito (NO_2^-). El nitrógeno amoniacal total ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$), es excretado por los peces a través de sus branquias y la orina y es producido también por la descomposición microbiana del alimento no consumido y de las excretas, por medio de las bacterias. El alimento balanceado que es aportado a los peces, puede constituir hasta el 88% del nitrógeno en un sistema de cultivo (Ingle de la Mora *et al.* 2003).

En un sistema cerrado de recirculación de agua para acuicultura, existen varias maneras de reducir o eliminar el amoníaco (NH_3), el cual es extremadamente tóxico para los peces y otros organismos. Lucchetti y Gray (1988), sugieren mecanismos básicos para eliminarlo como por arrastre del aire, proporcionando la desnitrificación; por intercambio iónico y por biofiltración. Este último, es el más frecuentemente utilizado en los sistemas cerrados de recirculación de agua, debido a que es eficiente, tiene bajo costo y su operación y mantenimiento resulta relativamente fácil.

La investigación en sistemas de recirculación de agua ha dado un gran salto en los últimos años, con respecto de la tecnología y comprensión en el manejo de la calidad de agua. Las técnicas de recirculación del agua usadas en la acuicultura no sólo es el único camino en países donde la conservación ambiental es altamente enfatizada; la técnica también se usa para asegurar una mayor y estable producción acuícola, con menos enfermedades y mejores formas para controlar los parámetros que influyen en el crecimiento (FAO 2014). Estos sistemas, reducen el tiempo de residencia del agua e incrementan la eliminación de desperdicios y restos de alimento de los tanques, los cuales reciben un tratamiento especial en otras unidades del mismo sistema. Un sistema de recirculación es esencialmente un sistema cerrado que implica tanques para peces, filtros y sistemas de tratamiento de agua. Los peces son colocados en tanques en los que el agua es recambiada continuamente para garantizar las condiciones de óptimo crecimiento. El agua que es bombeada dentro de los

tanques, pasa a través de sistemas de filtración biológica y mecánica antes de ser retornada a los tanques (Hernández *et al.* 2009).

En el Perú existen algunos criaderos para reproducción, incubación y cultivo de tilapia, perteneciente a empresas privadas que con mayores niveles de inversión, han podido intensificar su producción, controlar los parámetros de calidad y hacer un uso eficiente del agua, empleando sistemas de recirculación de agua, incubadoras, aireador de rueda de paletas, biofiltros y sistemas de desinfección con luz ultravioleta (Baltazar *et al.* 2018).

2.5 HIDROPONÍA

La hidroponía es una técnica de producción de plantas sin suelo y es reemplazado por el agua con los nutrientes esenciales disueltos en ella. Las plantas toman los nutrientes minerales de la solución y sus alimentos orgánicos los elaboran por procesos de fotosíntesis y biosíntesis. Este tipo de cultivo permite obtener hortalizas de excelente calidad y asegurar un uso más eficiente del agua y fertilizantes. La hidroponía es considerada como un sistema de producción agrícola apto para la siembra de hortalizas, plantas ornamentales, plantas medicinales, forrajes, producción de algas y semillas certificadas en lugares donde estos productos son caros y escasos, pudiendo ser posible la obtención de varias cosechas al año (Alvarado *et al.* 2001).

La hidroponía puede ser realizada en diferentes sistemas, que incluyen balsa de raíz flotante con flujo continuo también llamado sistema de balsa (en inglés Raft), y el sistema de flujo de nutrientes a través de canales o NFT (siglas en inglés Nutrient Film Technique). En cada uno de éstos, el principio es el mismo, las raíces de los cultivos reciben una solución nutritiva con los macro y micronutrientes disueltos en ella (Alpizar 2004; citado por Arriaza y Martínez 2009).

En el sistema de balsa de raíz flotante, las raíces están permanentemente en contacto con la solución, sostenidas por una plancha de poliestireno perforada que actúa como soporte mecánico y flota sosteniendo un determinado número de plantas. La producción de hortalizas bajo el sistema de raíz flotante es menos costosa, requiere menos trabajo y permite un uso más eficiente del agua en comparación con otros sistemas de hidroponía (Pérez 2007).

El sistema flujo de nutrientes a través de canales o NFT (Nutrient Film Technique) consiste en la circulación constante de una lámina delgada de solución nutritiva que fluye a través de las raíces del cultivo; no existe pérdida o salida al exterior de la solución nutritiva, por lo que se constituye de un sistema cerrado. En el NFT se colocan plantas en huecos espaciados en tubos de PVC donde se hace pasar una lámina de solución nutritiva bombeada desde el estanque a los canales de NFT, donde pasa lavando las raíces y regresa al tanque (Castilblanco e Hidalgo 2009).

El flujo de solución nutritiva en el sistema NFT es de aproximadamente 2 l/min, para dimensiones de 20 cm ancho y de 15 a 20 cm de longitud. Este caudal permite que las raíces de las plantas cuenten con aire suficiente, agua y nutrientes. Sin embargo, a través del periodo de crecimiento del cultivo el flujo de la solución se puede incrementar, favoreciendo así el contacto de la solución con las raíces, pues estas crecen y se entrecruzan originando un tapete que dificulta el movimiento de la solución. Con una pendiente longitudinal suficiente en las canaletas del 2% permite el movimiento de la solución a lo largo de los canales y su retorno al tanque colector (Alcántara y Trejo-Téllez 2009).

Para Resh (2001), la producción de los sistemas hidropónicos puede ser diez veces mayor que la producción de la agricultura convencional, y las plantas que crecen en una solución hidropónica pueden producir mayores tasas de crecimiento y de mayor calidad en comparación con la agricultura convencional.

2.6 ACUAPONÍA

Una de las alternativas sostenibles para reducir los impactos al medio ambiente por las grandes descargas de efluentes hacia los cuerpos de agua, es la acuaponía. Esta consiste en la producción sustentable de peces y plantas en los que ambos se benefician mutuamente en un mismo sistema de recirculación de agua, los peces proporcionan los nutrientes a las plantas y estas filtran los desechos de los peces. La acuaponía se ha desarrollado durante muchos años; comenzó con la creación de “plantas de tratamiento” a partir de humedales, en donde se les hacían llegar los efluentes para que las plantas procesaran el agua. La idea principal es brindar los mismos beneficios, pero al usar hidroponía, se generan beneficios económicos (CICESE 2008).

Del mismo modo, Rakocy *et al.* (2004) refieren que la acuaponía es la integración de la acuicultura y la hidroponía, como el cultivo de peces y plantas en un sistema de recirculación cerrado. De acuerdo a Diver (2006), esta actividad está ganando atención como un sistema biointegrado de producción de alimentos, y que puede realizarse en los sistemas de circulación cerrados de acuicultura.

En acuaponía, tanto peces y plantas se cultivan en un mismo cuerpo de agua usando una misma infraestructura. No se requiere el uso de fertilizantes, porque los desechos de los peces proporcionan los nutrientes que las plantas necesitan, el uso de herbicidas no es necesario porque no hay suelo para el crecimiento de malas hierbas, el control biológico de plagas se utiliza en lugar de pesticidas dañinos. Asimismo, el uso diario de agua es mínimo y un gran volumen de alimentos puede ser cultivado utilizando mucho menos espacio en comparación con la producción de cultivos en un campo. Dado que, el suelo no es necesario; acuaponía puede ser instalado en zonas urbanas que abastecen de alimentos a los mercados locales, en las regiones áridas con suelos pobres, en comunidades rurales o cualquier otro lugar que se necesite alimentos frescos (Nelson 2008).

El tratamiento del efluente mediante la producción de cultivos hidropónicos representa una empresa secundaria potencialmente rentable para el productor de acuicultura. Independientemente del cultivo elegido, los precios planteados parecen ser más que suficientes para cubrir los costos de producción a los rendimientos esperados (Adler *et al.* 2000).

Los beneficios de un sistema acuapónico de acuerdo con Masser (2002); con un buen diseño y funcionamiento adecuado reduce en un 90% los requerimientos de agua necesaria para un cultivo normal de peces; utiliza tan sólo una décima parte de agua y puede aumentar los rendimientos y bajar los costos de producción sin la necesidad de contar con grandes extensiones de tierra, además de ahorrar hasta un 45% en fertilizantes en una producción de hortalizas, ya que el agua de un sistema de producción de peces proporcionan el 80% de los 16 elementos que necesitan las plantas para su desarrollo. No obstante lo anterior, se puede obtener hasta 500 plantas por metro cuadrado de manera anual. En términos generales, se ha reportado que por cada tonelada de pescado que se produce en acuaponía por año, se pueden llegar a producir más o menos siete toneladas de

algún cultivo, ya sea lechuga o albahaca, según reportan estudios desarrollados en la Universidad de Islas Vírgenes (CICESE 2008).

En esencia, los sistemas acuapónicos pueden funcionar ya que los desechos de los peces son similares a los requerimientos nutricionales de las plantas para crecer y desarrollarse (Rakocy 2007). En este sistema, las raíces de las plantas y la rizobacterias remueven los nutrientes del agua; estos nutrientes son contaminantes que, si no se remueven, pueden alcanzar niveles tóxicos para los peces. Dentro de un sistema acuapónico, los nutrientes sirven como fertilizante líquido para el crecimiento hidropónico de las plantas. A su vez, las camas hidropónicas funcionan como biofiltros, mejorando la calidad del agua, que puede ser recirculada nuevamente a los estanques de peces (Mateus 2009).

Nelson (2008) cita que la acuaponía es una alternativa ideal para solucionar el problema de los acuicultores, de cómo deshacerse del agua cargada de nitrógeno y, asimismo, solventar el problema de los agricultores, de cómo conseguir el nitrógeno para sus plantas.

En los sistemas acuapónicos se han evaluado una amplia variedad de plantas y organismos acuáticos. En términos generales un sistema acuapónico consta de los siguientes elementos: tanque de peces (u otros organismos acuáticos), clarificador (o filtro de sólidos), biofiltro, camas de crecimiento para plantas, sistemas de bombeo de agua y sistemas de aireación (Nelson 2008). Estos elementos se conectan de tal forma que el agua rico en nutrientes pasa del tanque de peces al clarificador, donde se eliminan la mayor parte de partículas disueltas, tanto grandes como pequeñas. Después de pasar por el clarificador el flujo sigue al biofiltro, el cual tiene una gran superficie que le permite alojar una gran cantidad de bacterias que convierten el amoníaco en nitrito, y otras que convierten el nitrito en nitrato. A continuación el líquido pasa a las camas de crecimiento que pueden tener grava, ser de tipo capa delgada, o camas flotantes. El agua puede ser enviada directamente de regreso al tanque de peces, o pasar primero por un sifón que colecta el agua proveniente de todas las camas de crecimiento, para luego ser llevada nuevamente al tanque de peces y reiniciar el ciclo (Rakocy 2007).

Existe una gran variedad de plantas y organismos acuáticos que pueden ser cultivados en acuaponía, entre estos organismos se encuentran peces tanto de consumo como ornamentales, entre los primeros, se destaca a la tilapia como el organismo que más se ha

utilizado, debido a su aceptación comercial y a su amplio rango de tolerancia a diversas condiciones ambientales. En general se utiliza preferencialmente la tilapia (nilótica o roja), y en el caso de las plantas, se han practicado una variedad de especies como lechuga, albahaca, perejil chino, tomate, pepino, berenjena, y otras (Rakocy *et al.* 2006).

Los sistemas acuapónicos requieren menos supervisión de la calidad del agua que los sistemas de recirculación individuales para peces o producción hidropónica. Asimismo, aumenta el potencial de ganancias debido a la disponibilidad de nutrientes libres para las plantas, que requieren menos agua, menos monitoreo de calidad del agua y los costos compartidos para la operación y la infraestructura (Rakocy 2007). Asimismo, en estos sistemas, los elementos deficientes para las plantas se añaden en pequeñas cantidades, sin tener efectos nocivos para los peces. Específicamente se añade potasio y calcio en forma de hidróxido de potasio e hidróxido de calcio y el hierro se añade en forma de quelato de hierro. Estos componentes alteran el pH y si se añade en demasiadas cantidades pueden ser tóxico para los peces (Nelson 2008).

2.6.1 Métodos de operación en acuaponía

Las operaciones de acuaponía utilizan generalmente el sistema de flujo de nutrientes a través de canales llamada NFT (Nutrient Film Technique), balsa de raíz flotante o sistemas hidropónicos en camas con sustrato (Mateus 2009).

Los componentes varían en función del diseño a emplear, pero cuentan con los siguientes componentes en general: tanque para los peces, sistema de aireación de tanques de peces, clarificador de agua, biofiltro, tanque de mineralización, desgasificador y el área de siembra (camas, canales, mesas, etc.) (Nelson 2008).

El sistema de raíz flotante o balsa de raíz flotante (en inglés Raft), es el más empleado y eficiente en los sistemas acuapónicos en comparación con arena o grava en sistemas de flujo de inundación en la entrega de nutrientes a las raíces a un ritmo consistente y constante (Lennard y Leonard 2004). El diseño de balsa es un sistema en el cual toda el agua es continuamente recirculada desde los tanques de peces a través de filtros y grandes tanques llenos de agua con poca profundidad. Las plantas se asientan en planchas de

poliestireno en estos tanques, con las raíces colgando en permanente contacto con la solución (Nelson 2008).

La técnica de flujo de nutrientes a través de canales o NFT (*Nutrient Film Technique*), se utiliza solo agua (efluente) y nutrientes en recirculación, pasando a través de las raíces de las plantas (Alpizar 2004; citado por Arriaza y Martínez 2009). De esta forma, las plantas absorben agua, amonio, oxígeno y otros nutrientes. Se emplean tubos de PVC de 4 pulgadas de diámetro. En esos tubos se hace pasar un flujo de agua llamado solución nutritiva que proviene directamente de los tanques donde se cultivan los peces, después de pasar por un biofiltro. De esta solución se alimentan las plantas, y al final el agua regresa al sistema de acuicultura, en un sistema cerrado. A lo largo de la tubería de PVC se realizan perforaciones en su parte superior, y en cada una de ellas se coloca una canastita con malla porosa donde, a su vez, se ponen las plantas (Córdova 2010).

La función del biofiltro no es simplemente un lugar para el asentamiento de bacterias beneficiosas en un sistema acuapónico. Proporciona además, una gran superficie, la temperatura adecuada, pH y los niveles de oxígeno disuelto (Nelson 2008). Durante el proceso de biofiltración, el agua rica en nitrógeno pasa a través de los biofiltros sumergidos, previamente colonizados por bacterias nitrificantes. De esta manera, el NH_3 (amoníaco) es oxidado a NO_2^- (nitrito) por bacterias amonio oxidantes y posteriormente, el nitrito es oxidado a NO_3^- (nitrato) mediante bacterias nitrito oxidantes (Ingle de la Mora *et al.* 2003).

El principal problema en los procesos de biofiltración, es el incierto establecimiento de las colonias de bacterias nitrificantes en el lecho de los biofiltros, que pueden reducir su actividad debido a cambios bruscos en la temperatura del agua o bien a la disminución del pH (a valores menores que 7). Asimismo, afectan negativamente, el aumento en la materia orgánica soluble, o bien la presencia de algunas sustancias químicas utilizadas en el tratamiento o en el control de enfermedades infecciosas de los peces bajo cultivo, como el formaldehído y la oxitetraciclina, entre otras (Klaver y Matthews 1994). Si los biofiltros no funcionan adecuadamente, se pueden incrementar los valores de amoníaco y nitrito, ocasionando con ello la muerte de los peces. Klontz (1991) citado por Ingle de la Mora *et al.* (2003), encontró en cultivos de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), que para mantener un ambiente adecuado para el crecimiento y mantenimiento de las bacterias

nitrificantes, el agua debe encontrarse a una temperatura entre los 11 y 15°C, un pH ligeramente alcalino, 80% de saturación de oxígeno disuelto en el agua y una dureza total por arriba de los 100 mg/l.

2.6.2 Selección de cultivos en acuaponía

a. Cultivo de peces

Varias especies de peces han sido cultivadas con éxito en los sistemas de acuaponía. La tecnología empleada limita las opciones de agua dulce a las especies, aunque recientes investigaciones han demostrado ser prometedoras en medio de agua salada, como especies híbridas y el camarón. La mayor parte de pescado acuapónico del mercado, tanto en kilogramos cosechados y el número de operaciones comerciales, es con tilapia (Mateus 2009).

Tilapia es un pez robusto, de crecimiento rápido con un bajo requerimiento de proteína, siendo un objetivo primordial en sistemas de recirculación de acuaponía. Son peces omnívoros y tienen un requisito relativamente bajo de proteína en comparación con otros peces de acuicultura, consumen una amplia gama de organismos como el fitoplancton, zooplancton, macrófitas acuáticas, algas, invertebrados bentónicos, larvas de peces, detritus e insumos en descomposición (Popma y Masser *et al.* 1999).

Asimismo, la tilapia requiere de los diez aminoácidos estándares a diferencia de los requerimientos de otras especies de peces. Los alimentos más comerciales de tilapia comprenden aproximadamente de 28 a 36% de proteína, en función de la etapa de vida y edad de los peces y la energía digestible se estima en 8.2 a 9.4 kcal por gramo de proteína en la dieta (Popma y Masser *et al.* 1999).

La tilapia tiene varias ventajas para el cultivo comercial, suelen tener un ciclo corto desde el nacimiento hasta la cosecha de 6 a 9 meses, tolera fluctuaciones drásticas en la calidad del agua, pH rango óptimo de 6.7 a 8.4, rangos de temperatura del agua de 22 a 32°C, valores de salinidad altos (> 20 mg/l), concentración de amoníaco (NH₃) de < 0.1; y son tolerantes a los bajos niveles de oxígeno durante largos tiempos de > 5 mg/l (Scott 2002). Existen muchas especies de tilapia que se cultivan y actualmente existen híbridos también, para obtener las mejores características de crecimiento, color y sabor (Nelson 2008).

Existen experiencias en acuaponía con diferentes especies en las que se han tomado en cuenta factores de cultivo como la temperatura del agua que pueden soportar, que acepte alimentos comerciales, sean resistentes y toleren el hacinamiento, su disponibilidad y sean permitidos en el lugar, así como su aceptación del consumidor (Rakocy *et al.* 2006). Entre estas especies se encuentran:

Largemouth bass (*Micropterus salmoides*) también conocido como “lobina negra” o “perca americana”; es uno de los peces más buscados de Estados Unidos, conocido por sus usos en pesca deportiva, se ha cultivado con éxito, utilizando alimentación granulada e introducido en tanques; es más voluble y sensible a las condiciones imperfectas de calidad del agua que la tilapia, y su control debe ser más estricto, se desarrolla adecuadamente a temperaturas de 20 - 29.4°C, rangos de pH 7.0 - 8.5 y niveles de amoníaco de 0 - 0.3 mg/l (Nelson 2008).

Bluegill, (*Lepomis macrochirus*) conocido como “pez sol” o “mojarra oreja azul”, es un pez de agua dulce, nativo de Norteamérica (Canadá EE.UU y México), puede crecer hasta 40.6 cm, se crían con mayor frecuencia en estanques, requiere niveles de oxígeno disuelto de 4 - 10 mg/l, temperaturas de 21.1 - 29°C y rangos de pH 7.0 - 8.5. De igual modo, Catfish (*Ictalurus punctatus*) “pez gato” o “bagre”, es el pez comúnmente más cultivado en los Estados Unidos, debido a su rápido crecimiento, disponibilidad y popularidad como alimento para peces; se puede cultivar con otros peces, con bluegill (mojarra oreja azul) hace buena combinación porque requieren de similares condiciones en cuanto a temperatura y calidad de agua, se desarrolla con niveles de temperaturas de 21 - 32.2°C, rangos de pH 7.0 - 8.5, oxígeno disuelto superior a 4 mg/l y niveles de amoníaco por debajo de 0.5 mg/l (FAO 2014).

Barrabundi (*Lates calcarifer*) o “pez de río de escamas grandes” es originario de Nueva Guinea y del norte y este de Australia, tiene muchos atributos que lo convierte en una especie excelente para su cultivo en acuaponía, se reproduce fácilmente y se obtiene mucha crías, su producción es sencilla, y puede realizarse bajo condiciones intensivas en ambientes controlados o ampliamente en estanques al aire libre, acepta dietas granuladas, crece rápidamente, es un pez resistente, se adapta bien al hacinamiento y a los sistemas de recirculación de agua; y puede vivir en aguas con una gran concentración de sales sin ver afectado su metabolismo (Nelson 2008).

b. Cultivo de plantas

La selección de las plantas adaptadas al cultivo hidropónico en invernaderos acuapónicos, está relacionada a la densidad de la población de los peces en los tanques y la subsiguiente concentración de nutrientes de los efluentes de la acuicultura. Lechuga, hierbas y verduras como las espinaca, cebollino, albahaca, berro, tienen de baja a mediana necesidades nutricionales y están bien adaptados a los sistemas acuapónicos. Las plantas que producen frutos (tomates, pimientos y pepinos) tienen una demanda nutricional superior y un mejor desempeño en un surtido y bien establecido sistema de acuapónico (Diver 2006).

Las plantas, requieren buenas cantidades de otros nutrientes que no siempre están disponibles en el alimento y en los residuos generados por los peces. Al combinar el cultivo de plantas con peces típicamente falta suficiente potasio, calcio y hierro en el agua lo que limita el desarrollo normal de las plantas (Rakocy *et al.* 2004). El potasio es importante en la síntesis de proteínas y en el funcionamiento de los estomas de las hojas, condición importante en plantas cuyos requerimientos de nutrientes y agua son altos, y aún más relevante tratándose de sistemas hidropónicos y acuapónicos los cuales están en contacto con el agua (Barreda 2004).

El calcio es un componente de la pared celular vegetal, es importante en el mantenimiento y permeabilidad de la membrana, y activa algunas enzimas. El hierro es requerido para la síntesis de la clorofila y los citocromos en la célula vegetal (Raven *et al.* 2005; citados por Arriaza y Martínez 2009). Esta deficiencia puede compensarse con la adición de sustancias en concentraciones adecuadas, las cuales servirán como nutrientes a las plantas y a la vez funcionen como “*buffers*” o reguladores de pH del agua (FAO 2014).

El contenido variable de nutrientes se basa principalmente a la acumulación y poder de absorción en vegetales, y para evaluar las necesidades nutricionales de las plantas en cultivo hidropónico, se deben considerar las relaciones existentes entre los contenidos foliares de nitrógeno, fósforo, calcio, magnesio y azufre considerados adecuados con los de potasio en la masa seca, resultando ser una indicación de la relación de extracción del medio de crecimiento (Rodríguez y Chang 2013).

Generalmente en cultivos hidropónicos la facultad de absorción es proporcional a la concentración de nutrientes de la solución más próxima a las raíces y está mucho más

influenciada por los factores del ambiente como salinidad, oxigenación, temperatura y pH de la solución nutritiva, intensidad de luz, fotoperíodo, temperatura y humedad del aire (Adams 1999; citado por Rodríguez y Chang 2013).

Lechuga (*Lactuca sativa*) es la planta que crece con mayor frecuencia en los sistemas acuapónicos por poseer características que facilitan su cultivo, es una planta que tiene un ciclo de producción relativamente corto, utiliza cantidades de nitrato considerables ya que su interés comercial está enfocado en la producción de follaje (Ramírez *et al.* 2009).

El ciclo de producción de la lechuga es de alrededor de 45 días, que permite obtener un rápido beneficio y la rotación de nutrientes en un sistema acuapónico (Rakocy *et al.* 2006). Las semillas comienzan a germinar a temperaturas de 2 a 3°C, siendo la óptima de 20 a 25°C, en el cual pueden emerger las plántulas a los 4 ó 5 días. El rango de temperaturas para su desarrollo es de 13 a 25° C, siendo la óptima entre 16 y 22° C. El mantenimiento de la temperatura es también importante cambios bruscos podría interrumpir el proceso de germinación o incluso el crecimiento de la planta (Alvarado *et al.* 2001).

Desde el punto de vista nutricional la lechuga es importante debido a su aporte de vitamina A, calcio, hierro, magnesio, fósforo, potasio, minerales y otros en menor proporción (Lee y Escobar 2000). Durante los primeros días de producción, las semillas se desarrollan mejor en condiciones de iluminación constante con una temperatura, humedad relativa, dióxido de carbono e irrigación controlados (Lee y Escobar 2000).

2.6.3 Relación de alimentación

Para un óptimo funcionamiento de un sistema acuapónico en balsa de raíz flotante, la relación entre la entrada diaria de alimento y el área de cultivo de la planta debe ser de tal medida que se maximice la producción de plantas mientras se mantienen los niveles relativamente estables de nutrientes disueltos en el agua. Si la proporción de la tasa de alimentación diaria a las plantas es demasiado alta, las sales nutritivas se acumularán rápidamente y pueden alcanzar niveles fitotóxicos, Asimismo, existen otros factores que puedan afectar la relación de alimentación como son la tasa de intercambio de agua, los niveles de nutrientes en la fuente de agua, el grado y la velocidad de eliminación de sólidos y el tipo de planta que se cultiva (FAO 2014).

De acuerdo con Rakocy *et al.* (2006), se debe usar una proporción en el rango de 60 a 100 gramos de alimento para peces por metro cuadrado de área de cultivo de plantas por día, las proporciones dentro de este rango se han utilizado con éxito en el sistema UVI (Universidad de Islas Vírgenes) para la producción de tilapia, lechuga, albahaca y varias otras plantas. Asimismo, FAO (2014) recomienda una tasa de alimentación que debe estar entre 40 - 50 g/m² para verduras de hoja verde; y 50 - 80 g/m² para hortalizas fructíferas.

2.6.4 Calidad de agua en sistemas acuapónicos

Las especies que se cultiven en sistemas de recirculación requieren de agua en buenas condiciones. Los parámetros de calidad incluyen pH, temperatura, oxígeno disuelto, amonio, nitrato, nitritos, y otras características (Iturbide 2008).

a. pH

En un sistema acuapónico el pH del agua es fundamental para el desarrollo de todos los seres que lo habitan y debe ser controlado de modo que responda a los requerimientos de vida del sistema. Mucho de los procesos biológicos que pueden ocurrir en un sistema acuapónico hacen afectar el pH del agua, como la liberación del amoniaco de los peces, los desechos a través de las branquias que son disueltos en el agua y la nitrificación bacteriana (Rakocy *et al.* 2006).

Los peces tienen un pH interno de alrededor de 7.4 y es aproximadamente el mismo pH del agua en el que habitan. Por lo tanto si el pH del agua es demasiado bajo o demasiado alto, puede alterar el equilibrio interno del pH de los peces y causar problemas e incluso producirles la muerte (Nelson 2008). Las bacterias son similares a los peces y tiene su propio pH interno. Una vez más al igual que los peces, el pH de las bacterias deben ser igual al pH del agua donde se desarrollan, de lo contrario podrían morir. Algunos autores sostienen que el rango óptimo se encuentra entre 7.2 a 7.8 (Loveless y Painter 1968; citados por Timmons *et al.* 2002).

Las plantas también tienen un punto de ajuste de pH interno adecuado para ellos. Al igual que los peces y las bacterias, si el pH del agua donde la planta está expuesta es demasiado lejos del pH interno de las plantas, entonces podrían surgir problemas como deficiencias en el crecimiento e incluso morir (Lennard 2012). Con valores de pH muy bajos (< 4.5) o muy

altos (> 9.0) podrían dañar severamente las raíces de las plantas y tener efectos perjudiciales en el crecimiento de las mismas (Nelson 2008). La mayoría de las plantas hidropónicas crecen mejor a un pH de 5.8 a 6.2. El rango aceptable para los sistemas hidropónicos es 5.5 a 6.5 (Rakocy *et al.* 2006).

De acuerdo con Rodríguez *et al.* (2001), es importante conocer el pH del agua, ya que este valor permite saber el grado de disponibilidad de los nutrientes minerales y por lo tanto, su disponibilidad para las plantas. Entre valores de pH de 5.5 a 6.5, se encuentra la mayor disponibilidad de nutrientes para las plantas (Resh 2001). Los nutrientes esenciales tales como hierro, manganeso, cobre, zinc y boro son menos disponible para las plantas a un pH superior a 7.0, mientras que la solubilidad de fósforo, calcio, magnesio y molibdeno disminuye bruscamente a un pH inferior a 6.0 (Rakocy *et al.* 2006).

Asimismo, el pH del agua puede directamente afectar a la solubilidad de los nutrientes, especialmente metales traza, y si este no está en la forma química correcta, entonces la planta puede no ser capaz de metabolizarlos o utilizarlos y luego mostraría deficiencia (Lennard 2012).

Los procesos químicos de las plantas pueden también afectar el pH del agua del sistema acuapónico. Las plantas hacen equilibrar las cargas eléctricas internas dentro de sus raíces. Cuando las plantas toman los nutrientes, principalmente nitrato, liberan iones de bicarbonatos (HCO_3) lo que aumenta el pH alrededor de sus raíces. Así, cuando la planta incorpora el amonio (NH_4), este libera un protón (H^+) a la solución aumentando la concentración de protones y por lo tanto causa la caída del pH (Smart Fertilizer Management 2012)

Por otro lado, si la caída de pH del agua es continua y en consecuencia llegue a estar fuera de los requerimientos óptimos esto afectaría a toda la vida del sistema. Entonces, de acuerdo a lo recomendado por Bernstein (2011) los sistemas acuapónicos deben mantenerse entre un nivel de pH de 6.8 - 7.0; Lennard (2012) aconseja a un nivel entre 6.7 - 6.9, y Rakocy *et al.* (2006), sugiere asegurar que el pH se mantenga alrededor de 7 como ideal.

Esto es posible con la adición de sustancias que funcionen como “*buffers*” o amortiguadores o tampones al agua. Los buffers remueven los iones de hidrogeno H^+ predominantes y los eliminan para que no estén disponible químicamente en el sistema. De esta manera, la eliminación de algunos de los iones de hidrogeno, hace que el pH suba nuevamente hacia un punto de ajuste objetivo (FAO 2014).

Otra ventaja de la adición de los buffer al sistema acuapónico, es que podrían ser utilizados por las plantas como nutrientes al encontrarse en cantidades deficientes (Rakocy *et al.* 2004). Por lo tanto tiene sentido tratar y usar buffers basado en estos esenciales iones para las plantas. Con respecto al calcio podemos utilizar carbonato de calcio ($CaCO_3$), bicarbonato de calcio ($Ca(HCO_3)_2$), óxido de calcio (CaO) o hidróxido de calcio ($Ca(OH)_2$). El bicarbonato de sodio ($NaHCO_3$) es a veces usado para elevar el pH en acuarios y en la acuicultura industrial, pero no debería ser usado en acuaponía porque incrementaría el nivel de sodio (Na^+) lo cual, la mayoría de plantas no pueden tolerar (Nelson 2008).

b. Temperatura

La temperatura del agua afecta a todos los aspectos de los sistemas acuapónicos. La combinación de los peces y las plantas debe ser elegida de modo que coincida con la temperatura del ambiente para la ubicación de los sistemas. Los peces de agua caliente (por ejemplo, la tilapia, carpa común, pez gato) y bacterias nitrificantes crecen en mayor temperatura del agua de 22 a 32°C, al igual que algunos vegetales, tales como la okra, coles de Asia, y la albahaca. Por el contrario, algunos vegetales comunes, tales como lechuga, acelgas y pepinos crecen mejor en temperaturas más frías de 18 - 26°C, y peces de agua fría como la trucha no van a tolerar temperaturas superiores a 18°C. Aunque lo mejor es elegir plantas y peces ya adaptados al clima local, u optar por técnicas de manejo que minimicen las fluctuaciones de temperatura y extender la temporada de crecimiento (FAO 2014).

La temperatura del agua de un sistema acuapónico debería mantenerse en 22.2° a 23.3°C, siendo este un compromiso entre las necesidades de las plantas y las necesidades de los peces. La temperatura afecta a muchos procesos biológicos de los peces como la alimentación, la reproducción y el metabolismo, los cambios drásticos de temperatura pueden causar la muerte y el estrés térmico puede ocurrir con los cambios de temperatura

de varios grados en 24 horas (Nelson 2008). Cuando la temperatura disminuye a los 15°C los peces dejan de alimentarse y a menos de 12°C no sobreviven mucho tiempo, dejan de crecer y el consumo de alimento disminuye. Cuando la temperatura es mayor de 30°C los peces consumen más oxígeno y se producen problemas por estrés. La reproducción se inhibe cuando las temperaturas se sitúan por debajo de los 20°C (Saavedra 2006). La temperatura también afecta la cantidad de amonio sin ionizar y la cantidad de salinidad en el agua (Nelson 2008).

La temperatura del agua tiene el mayor efecto sobre las plantas en vez de la temperatura del aire. En hidroponía la producción es generalmente mejor en regiones con máxima intensidad y duración diaria de luz. El crecimiento de los vegetales se ralentiza considerablemente en invernaderos templados durante el invierno debido a la baja radiación solar (Rakocy *et al.* 2006). El rango de temperatura adecuado para la mayoría de los vegetales es de 18 a 30°C. En temperaturas más altas de 26°C y por encima, las hojas de verduras verdes brotan y comienzan a florecer y germinar, lo que los hace amargos y no comercializables (FAO 2014). Cuando la temperatura del agua y de la raíz de las plantas es más de 23.8°C, no crecerán tan fuerte o robusta y serán susceptibles a los hongos y patógenos como *Pythium* (Nelson 2008).

c. Procesos Microbiológicos

Las bacterias son un aspecto crucial y fundamental de acuaponía, el cual actúa como el puente que conecta los residuos de pescado al fertilizante de plantas. Este motor biológico elimina los desechos tóxicos transformándolos en nutrientes accesible para las plantas. Las bacterias nitrificantes son las que convierten los residuos de pescado, que entra en el sistema principalmente como amoníaco, en nitrato, que es fertilizante para las plantas (FAO 2014).

En un sistema acuapónico las bacterias heterotróficas y nitrificantes llegan a adherirse en las paredes del tanque, parte inferior de las balsas flotantes, materia orgánica, en los medio de cultivo y en la columna de agua, y habitarán tan pronto como el amoníaco y nitritos están presentes (Nelson 2008).

La nitrificación es un proceso de dos pasos, e involucra a dos grupos separados de bacterias nitrificantes. El primer paso es la conversión de amoníaco (NH_3 o NH_4^+) a nitrito

(NO₂⁻), que se realiza por las bacterias oxidantes de amoníaco del género nitrosomonas. El segundo paso es la conversión de nitrito (NO₂⁻) a nitrato (NO₃⁻) se realiza por las bacterias oxidantes de nitrito del género del grupo más común, el nitrobacter (FAO 2014).

Las bacterias nitrosomas para su desarrollo necesitan CO₂, oxígeno, amoníaco y elementos traza (sales minerales). La materia orgánica es tóxica para los nitrosomas. También están las bacterias denitrificantes, que viven en ausencia de oxígeno son capaces de transformar el nitrato en nitrógeno gas, el cual vemos en forma de pequeñas burbujas que escapan a la atmósfera. Es importante señalar que las bacterias que degradan los restos orgánicos y las que llevan a cabo la nitrificación tienen necesidades diferentes; para las primeras es fundamental la materia orgánica y para las segundas ésta constituye un veneno; todas requieren oxígeno, pero las primeras son mucho más capaces de absorberlo que las nitrificantes, por lo que si la concentración de oxígeno es baja las nitrosomas y, sobretodo, nitrobacter no pueden sobrevivir. En cambio las desnitrificantes mueren rápidamente en presencia de oxígeno (<<http://aquaflash.blogspot.pe/2009/04/35-acuaponia-ecosistemas-sostenibles-y.html>> 2009).

En la nitrificación bacteriana, las bacterias convierte rápidamente el amoníaco en nitrato en una reacción química donde los iones de hidrogeno unidos al átomo de nitrógeno en la molécula del amoníaco son removidos y reemplazados por iones de oxígeno, provocando de esta manera, una liberación neta de iones de hidrógeno en el agua. Cuando hay más iones de hidrogeno en el agua que iones hidroxilo, el pH cae y se torna ácida el agua (Timmons *et al.* 2002). Esta reacción de nitrificación que las bacterias realizan es la razón principal del descenso constantemente del pH en los sistemas acuapónicos que funcionan correctamente. Esta caída constante de pH indica que los procesos biológicos que ocurren en el sistema son por lo tanto un indicador de un sistema saludable (Nelson 2008).

La eficiencia de la nitrificación bacteriana es afectada por el pH, las bacterias que se requieren para convertir el amoníaco potencialmente tóxico que es liberado de los peces, a nitrato no tóxico, actúan adecuadamente a un pH entre aproximadamente 6.5 a 8. A un pH menor a 7 los procesos de nitrificación se ralentizarán. Si y a un pH de 5 o más bajo, la nitrificación será casi cesada. Si la nitrificación se detiene, los niveles de amoníaco y de nitrito suben rápidamente a niveles tóxicos. Si el pH del agua pasa de muy alto o muy bajo luego las bacterias detiene su metabolismo y morirían (Lennard 2012).

El rango óptimo de temperatura para las bacterias nitrificantes es de 17 a 34°C. Este rango estimula su crecimiento y productividad. Si la temperatura del agua cae por debajo de este rango, la productividad de la bacteria tenderá a disminuir. En particular, el grupo nitrobacter es menos tolerante a la temperatura más baja que en el grupo nitrosomona, y como tal, durante los períodos más fríos los nitritos debe controlarse con más cuidado para evitar acumulaciones nocivas (FAO 2014).

El cuidado de estas colonias bacterianas es importante para regular la completa asimilación de amonio y nitrito. Esta es la razón por la mayoría de los sistemas de acuaponía incluir una unidad de biofiltración, que ayuda a facilitar el crecimiento de estos microorganismos (Calderón 2012).

d. Amoniac

Más del 50% de los desechos producidos por los peces está en la forma de amoníaco secretado en la orina, y pequeña cantidades a través de las branquias. Remanentes de los desechos, excretado como materia fecal, son sometidos a un proceso llamado mineralización el cual ocurre cuando la bacteria heterotrófica consume los desechos de los peces, materia vegetal y alimento no consumido en descomposición, convirtiéndolo en amoniac y otros compuestos. Niveles bajos de amoniac es tóxico para la mayoría de peces y organismos acuáticos (Nelson 2008).

La mejor fuente de amoniac se obtiene del alimento para peces, ya que es un producto biológicamente seguro, y es relativamente fácil controlar la cantidad de amoniac que es añadido. El nivel objetivo de amoníaco es de 1 - 2 mg/l. Si los niveles de exceden de 3 mg/l, es necesario hacer un intercambio de agua para diluir el amoniac a fin de prevenir la inhibición de las bacterias (FAO 2014). Asimismo, el amoniac debe ser filtrado del agua, ya que la mayor concentración de amoníaco (normalmente entre 0.5 y 1 ppm) pueden matar a los peces (Calderón 2012).

El amoniac en el agua se encuentra en dos formas como amoniac molecular tóxico o amonio no ionizado (NH_3) y como ion amonio no tóxico o amonio ionizado (NH_4^+). En los sistemas acuapónicos el rango seguro amonio no ionizado (NH_3) debe ser menor a 0.01 mg/l y para el amoniac total (NH_3 y NH_4^+) debe ser menor a 3 mg/l (Nelson 2008).

En un sistema cerrado de recirculación de agua para acuicultura, existen varias maneras de reducir o eliminar el amoníaco (NH_3), el cual es extremadamente tóxico para los peces y otros organismos. Lucchetti y Gray (1988), sugieren tres mecanismos básicos para eliminarlo: a) por arrastre del aire, proporcionando la desnitrificación, b) por intercambio iónico y c) por biofiltración. Este último, es el más frecuentemente utilizado en los sistemas cerrados de recirculación de agua, debido a que es eficiente, tiene bajo costo y su operación y mantenimiento resulta relativamente fácil.

Durante el proceso de biofiltración, el agua rica en nitrógeno pasa a través de los biofiltros sumergidos, previamente colonizados por bacterias nitrificantes. De esta manera, el amoníaco es oxidado a nitrito y posteriormente, el nitrito es oxidado a nitrato. El principal problema en los procesos de biofiltración, es el incierto establecimiento de las colonias de bacterias nitrificantes en el lecho de los biofiltros, que pueden reducir su actividad debido a cambios bruscos en la temperatura del agua o bien a la disminución del pH (a valores menores que 7) (Ingle de la Mora *et al.* 2003).

Existen diferentes especies de peces, que presentan una sensibilidad diferenciada a la presencia de amoníaco. Así, por ejemplo, la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) puede tolerar niveles altos que van desde 1.1 a 4.1 mg/l de N- NH_3 durante largos periodos de tiempo (hasta 96 horas), mostrando una mortalidad del 50%, y esta sensibilidad varía de acuerdo al tamaño de los peces y a la temperatura del agua. Por su parte, la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), es la más sensible de las especies a la presencia de amoníaco y sólo puede tolerar pequeñas concentraciones de este gas de 0.03 a 0.05 mg/l; si persiste esta concentración por varios días, puede ocasionar daños severos y aún la muerte de los organismos (Klontz 1991; citado por Ingle de la Mora *et al.* 2003).

e. Nitritos y nitratos

El nitrito es un producto intermedio en el proceso de nitrificación del amoníaco a nitrato. A pesar que es usualmente convertido en nitrato tan pronto como se produce, la falta de oxidación biológica del nitrito resultará en niveles elevados y ser tóxicos para los peces. Niveles superiores a 1.0 mg/l de agua no se consideran seguras para la mayoría de los peces y debe ser constantemente monitoreado ya que los altos niveles podrían indicar una inminente falla del biofiltro. La toxicidad del nitrito se debe a su efecto en la capacidad de transporte del oxígeno de la hemoglobina de la sangre. Cuando este penetra en la corriente

sanguínea, oxida al hierro en la molécula de la hemoglobina desde el estado ferroso (Fe^{2+}) al estado férrico (Fe^{3+}). El producto resultante se denomina metahemoglobina, la cual tiene un característico color marrón, llamada comúnmente “enfermedad de sangre marrón” (Tomasso *et al.* 1979; citados por Merino y Sal 2007).

Los nitratos son el producto final del proceso de nitrificación y es la forma nitrogenada menos tóxica para los peces. Dependiendo de la especie de peces bajo cultivo, ellos no alcanzarán a ser tóxicos, sino hasta llegar a los 300 ppm. No obstante, esta concentración de nitratos nunca alcanza a estar presente en un sistema, debido al recambio de agua diario (Popma y Masser 1999).

En principio, los peces toleran altas concentraciones de nitratos; sin embargo, se ha observado que concentraciones de 600 o 700 mg/l afectan el consumo de alimento en tilapias (Rakocy *et al.* 2006). De acuerdo con Ayers y Wescot (1985) citados por Campos (2013), el intervalo óptimo de nitratos debe estar entre 0 - 10 mg/l para el cultivo de peces.

En muchos sistemas de recirculación ocurre el proceso de desnitrificación dentro del sistema que mantiene las concentraciones de nitratos por debajo de los niveles tóxicos. La desnitrificación es la transformación mediada por bacterias de nitratos a nitrógeno gaseoso, que escapa a la atmósfera (Masser *et al.* 1992).

La aplicación diaria de alimentos para peces es la principal fuente que proporciona un suministro constante de nutrientes para las plantas y por lo tanto elimina la necesidad de emplear soluciones de nutrientes en hidroponía (Nelson 2008). El nitrógeno en forma de nitrato es la principal fuente de alimentación de las plantas en cultivos hidropónicos (FAO 2014). Los alimentos que contiene un mayor nivel de proteína (30 - 40%) generan mayor cantidad de nitrato (Calderón 2012).

Tyson *et al.* (2004) afirman que la proporción ideal nitrato/amoniaco en sistemas hidropónicos es 75/25, lo cual garantiza una mayor disposición de nitrato para las plantas y un amoniaco que no afecte la sobrevivencia de los peces.

f. Oxígeno disuelto

El oxígeno es esencial para los tres organismos que participan en acuaponía; plantas, peces y bacterias nitrificantes necesitan oxígeno para vivir. El nivel de oxígeno disuelto (OD) describe la cantidad de oxígeno molecular dentro del agua, es uno de los parámetros más importantes de la calidad del agua y tiene el efecto más inmediato y drástico en acuaponía (FAO 2014). Los niveles óptimos de oxígeno disuelto en acuaponía son cerca de 80% de saturación (6 - 7 mg/l), niveles por debajo de 3 mg/l causa estrés a la vida acuática y niveles menores de 1.0 mg/l son letales (Nelson 2008). Calo (2011) señala que este gas debe mantenerse por encima de 3 mg/l, siendo preferible una concentración igual o mayor a 5 mg/l.

De encontrarse disminuido el oxígeno en el sistema, no se realizará una buena nitrificación; restando desechos metabólicos sin filtrar y acumulándose en concentraciones tóxicas para los peces (Calo 2011). Las bacterias nitrificantes necesitan un nivel adecuado de OD para crecer de forma saludable y mantener altos niveles de productividad, siendo los óptimos de 4 - 8 mg/l. Por otra parte, sin suficientes concentraciones de OD (por debajo de 2 mg/l), la nitrificación no se produce y otro tipo de bacteria puede crecer, el cual convertirá los nitratos a nitrógeno molecular en un proceso anaeróbico conocido como desnitrificación muy perjudicial para el medio (FAO 2014).

De igual forma, los peces y plantas ante la ausencia de oxígeno dejan de crecer, y en el caso particular de los peces, pueden dejar de alimentarse y morir (Calo 2011). Según la FAO (2014) los indicadores de niveles bajos de oxígeno disuelto en el agua incluyen disminución del metabolismo, pérdida de apetito por los peces, falta de aire en la superficie, agrupamiento de peces alrededor de la tubería de entrada de agua, crecimiento lento y alta incidencia de enfermedades y parásitos. Un signo claro de la falta de oxígeno es cuando los peces están abriendo la boca en busca de aire en la superficie. Este comportamiento, llamado “*piping*” (boqueando), es cuando los peces nadan cerca de la superficie del agua y toman aire por la boca.

La mayoría de los peces requieren de 4 - 5 mg/l, en el caso de la tilapia puede soportar niveles bajos de oxígeno disuelto, pero el crecimiento óptimo ocurre a niveles mayores que 2 mg/l (Watanabe *et al.* 2002). En el caso de las plantas, necesitan altos niveles de OD (> 3 mg/l) dentro del agua, las plantas utilizan sus tallos y hojas para absorber el oxígeno

durante la respiración, al igual que las raíces. Sin oxígeno, las plantas pueden experimentar pudrición de la raíz, una situación en la que las raíces mueren y los hongos crecen (FAO 2014).

La temperatura tiene un efecto sobre el oxígeno disuelto, cuando la temperatura del agua se eleva, la solubilidad del oxígeno disminuye. Dicho de otro modo, la capacidad del agua para mantener OD disminuye a medida que aumenta la temperatura. Así también tiene un efecto sobre la toxicidad (ionización) del amoníaco; las altas temperaturas tienen menos OD y mayor amoníaco no ionizado (tóxico). Además, las altas temperaturas pueden restringir la absorción de calcio en las plantas (FAO 2014).

Otros factores que influyen los niveles bajos de oxígeno disuelto en el agua pueden ser el resultado de un clima nublado, lluvia, sobrecarga de las tasas de alimentación, entre otros. Alcanza niveles máximos durante la tarde y niveles mínimos en torno al amanecer; y es afectado por la temperatura y salinidad del agua. El agua caliente tiene menos oxígeno disuelto que el agua fría, y el agua salina tiene menos oxígeno disuelto que el agua dulce (Nelson 2008).

Garantizar niveles adecuados de OD es crucial en los sistemas de producción intensiva con muy alta densidad de peces como en acuaponía, esto es posible con un manejo adecuado y estrategias efectivas como la utilización de bombas de agua para crear un flujo dinámico que mueva el agua por todo el sistema (Nelson 2008), incorporar diseños con desniveles y cascadas con caída de agua aprovechando la gravedad; el uso de aireadores o bombas de aire que producen burbujas en el agua instaladas en los tanques de peces, plantas y biofiltro a una tasa sugerida es de 5 - 8 litros de aire por minuto por cada metro cúbico de agua; pudiéndose incrementar la aireación en lugares cálidos o durante los momentos más calurosos del año. Asimismo, la no sobrecarga de peces en el sistema, no añadir más de 20 kg de pescado por 1,000 litros de agua total (FAO 2014).

g. Alcalinidad y dureza

El parámetro de calidad final del agua es la dureza, hay dos tipos principales de dureza: La dureza general que mide los iones positivos en el agua y la dureza de carbonatos, también conocido como la alcalinidad (FAO 2014).

La alcalinidad es una medida de la cantidad de carbonatos en una solución y en sistemas de recirculación se recomienda alcalinidades entre 100 - 150 ppm, en estas concentraciones se aumenta la capacidad buffer del agua y se proporcionan carbonatos los cuales son indispensables en los procesos de nitrificación bacteriana (Losordo *et al.* 1998; Hutchinson *et al.* 2004; citados por Ramírez *et al.* 2011). Por cada gramo de nitrógeno amoniacal reducido a nitrato, se consumen 7.14 gramos de alcalinidad, esta pérdida se puede reemplazar fácilmente por la adición de bicarbonato de sodio (NaHCO_3) u otro suplemento de bicarbonato. La nitrificación es un proceso de formación de ácido, y si los sistemas de biofiltro están mal tamponados el pH del sistema bajará impactando el desempeño de este (Merino y Sal 2007).

La reducción en los niveles de alcalinidad en los sistemas cerrados de producción asociado al proceso de nitrificación, es debido a que las bacterias autotróficas utilizan el carbono inorgánico en su metabolismo. Cerca de 355 gramos de alcalinidad, como carbonato de calcio CaCO_3 kg/l de alimento suministrado, es consumida por las bacterias autotróficas, de los cuales sólo el 6 por ciento es utilizado para la producción de biomasa, y el resto es liberado como CO_2 (Ebeling y Timmons 2008; citados por Poleo *et al.* 2011).

La alcalinidad se mide por valoración con ácido sulfúrico o clorhídrico y se expresa en términos de la cantidad de carbonato de calcio (CaCO_3) en mg/l, los niveles aceptables de alcalinidad en sistemas acuapónicos está entre 50 y 300 mg/l (Nelson 2008).

La alcalinidad y dureza se encuentran en gran medida interrelacionadas dado que sus elementos carbonatos y bicarbonatos (alcalino) y concentraciones de calcio y magnesio (dureza), se unen en el agua. Las aguas entonces son categorizadas de la siguiente manera: 0 - 75 mg/l suave, 75 - 150 mg/l moderadamente dura, 150 - 300 mg/l dura, más de 300 mg/l muy dura. Es recomendable que los niveles de alcalinidad y dureza se mantengan por encima de los 50 mg/l (Hernández *et al.* 2009).

Las concentraciones elevadas de dureza del agua que podrían presentarse en los sistemas acuapónicos es debido probablemente a la acumulación de calcio y magnesio proveniente del alimento suministrado, el cual contiene entre sus ingredientes carbonato y fosfatos (Poleo *et al.* 2011). Ambos iones Ca^{2+} y Mg^{2+} son nutrientes esenciales para las plantas, y que son absorbidos por las plantas del agua que fluye a través de los componentes

hidropónicos. El agua dura puede ser una fuente útil de micronutrientes para acuaponía, y no tiene efectos sobre la salud de los organismos. De hecho, la presencia de calcio en el agua puede evitar que los peces pierdan otras sales y dar lugar a una acción saludable (FAO 2014).

h. Salinidad

La salinidad indica la concentración de sales en el agua, que incluyen principalmente el cloruro de sodio (NaCl), los niveles de salinidad tendrá una gran influencia cuando se decida qué clase de agua usar, debido a que una alta salinidad puede afectar negativamente a la producción de ciertas hortalizas, especialmente si contiene cloruro de sodio, siendo el sodio tóxico para las plantas. Se recomienda el uso de fuentes de agua de baja salinidad. Por lo general, es demasiado alto si el agua tiene una conductividad superior a 1,500 $\mu\text{s}/\text{cm}$ o una concentración de sólidos disueltos totales (TDS) de más de 800 ppm (FAO 2014).

Algunos peces tienen tolerancia a la salinidad, como es el caso de la tilapia que puede desarrollarse entre 0 - 10 ppm, *Largemouth bass* (perca americana) de 0 - 3 ppm, y *Koi* (Carpa) de 0 - 4 ppm. Las concentraciones de salinidad más allá de la tolerancia causan lesiones en la piel, produce depresión y estrés en los peces (Nelson 2008).

Mientras que los peces de agua dulce pueden tolerar ciertos niveles de salinidad, el aumento de la conductividad eléctrica del agua (CE) por encima de cierto nivel (por ejemplo 2,000 $\mu\text{s}/\text{cm}$) no es ideal para algunas de las plantas intolerantes a la sal si se desarrollan en un mismo sistema, ya que podría ocasionar choques osmóticos, limitar el crecimiento y conllevar a la toxicidad de sodio (FAO 2014).

Algunas fuentes de agua contienen sodio y cloruros; si los niveles son altos, aumenta la salinidad de la solución nutritiva y pueden provocar toxicidad a las plantas. Es por esta razón que no se recomienda utilizar fertilizantes que contienen cloruros ni sodio (Rodríguez *et al.* 2001). Otra de las causas es la pérdida de agua por evaporación causando mayores concentraciones de sal en el agua.

Similarmente a la temperatura y pH, la salinidad afecta a las poblaciones de bacterias nitrificantes en los sistemas de recirculación, principalmente al inicio ya que después de algún tiempo pueden aclimatarse a casi cualquier nivel de salinidad. Cambios rápidos

mayores a 5 g/l producen shock a las bacterias nitrificantes y hace decrecer las velocidades de remoción del amoníaco y de nitrito (Hochheimer 1990; citado por Merino y Sal 2007).

i. Conductividad eléctrica (CE)

La conductividad eléctrica es una medida de la salinidad, es decir, mide la cantidad de sales disueltas en el agua. A mayor CE mayor contenido de sales y viceversa. Altos niveles de salinidad pueden afectar a las plantas. La conductividad eléctrica del agua es una buena medida de la salinidad total, pero aun no proporciona ninguna información sobre la composición de iones en el agua (Yáñez 2013). La CE se expresa en miliSemens (mS/cm) o en deciSemens (dS/cm). En la Tabla 2 se presenta la clasificación de aguas según su CE expresado en mS/cm (Rodríguez *et al.* 2001).

Tabla 2: Clasificación de agua según valores de conductividad eléctrica

< 0.5 mS/cm	agua no salina (C1)
0.5 -1.0 mS/cm	agua de baja salinidad (C2)
1.0 -1.5 mS/cm	agua ligeramente salina (C3)
> 1.5 mS/cm	agua salina (C4)

FUENTE: Rodríguez *et al.* (2001)

Los niveles de conductividad eléctrica oscilan entre 1 - 2 mS/cm para la producción de lechuga hidropónica (Resh 2001). Del mismo modo, Nelson (2008) reporta que para lechugas mantengan sus reservas de nutrientes deben cultivarse a niveles que este de 1.5 - 1.8 mS/cm y en todo el sistema de recirculación deberá estar en el rango de 0.3 - 0.8 mS/cm. Por lo general, en sistemas acuapónicos se deben manejar conductividades mayores a 1 mS/cm (Yáñez 2013), sin embargo, niveles por encima de 2.0 mS/cm pueden ser tóxicos para la tilapia del Nilo (Timmons *et al.* 2002).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 LUGAR Y ÁREA DE ESTUDIO

El trabajo experimental se llevó a cabo en las instalaciones del Centro de Investigación Piscícola (CINPIS) de la Facultad de Pesquería de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM). Ubicado en el distrito de La Molina, departamento de Lima, Perú. Coordenadas de Latitud Sur $12^{\circ}04'57''S$ y Longitud Oeste $76^{\circ}56'49''O$, a 241 msnm de altitud; entre los meses de abril a julio del 2013 (Figura 2).

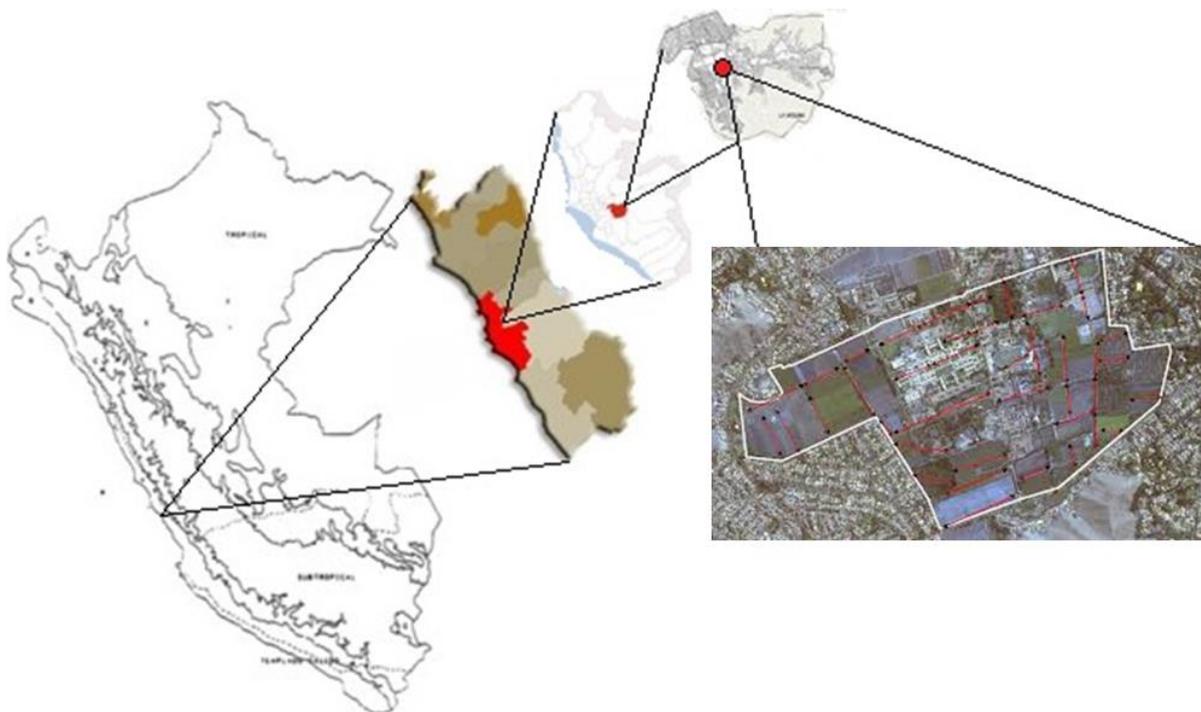


Figura 2: Ubicación del área de estudio

FUENTE: Google Earth (2013)

3.2 DISEÑO EXPERIMENTAL

3.2.1 Disposición del sistema

Se utilizó un sistema cerrado de recirculación de agua, con una duración de 90 días y estuvo conformado por las siguientes unidades: cultivo de peces conformado por tres (3) tanques A1, A2, A3; tratamiento del efluente por dos (2) tanques TT1 (filtración y

sedimentación de sólidos) y TT2 (tratamiento biológico o biofiltro); y el cultivo hidropónico por tres (3) tanques de H1, H2, H3 (Figura 3). Se trabajó con un diseño de sistema ya establecido y construido por CINPIS para fines de recirculación del agua (Figura 4). El volumen total de agua empleado en el sistema fue de 2.93 m³. Se utilizó agua de pozo, suministrada por un camión cisterna proveniente de la zona de Huachipa, la misma que por sus características químicas es utilizada para la producción de cultivos sin suelo en el Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral de la Universidad Agraria La Molina.

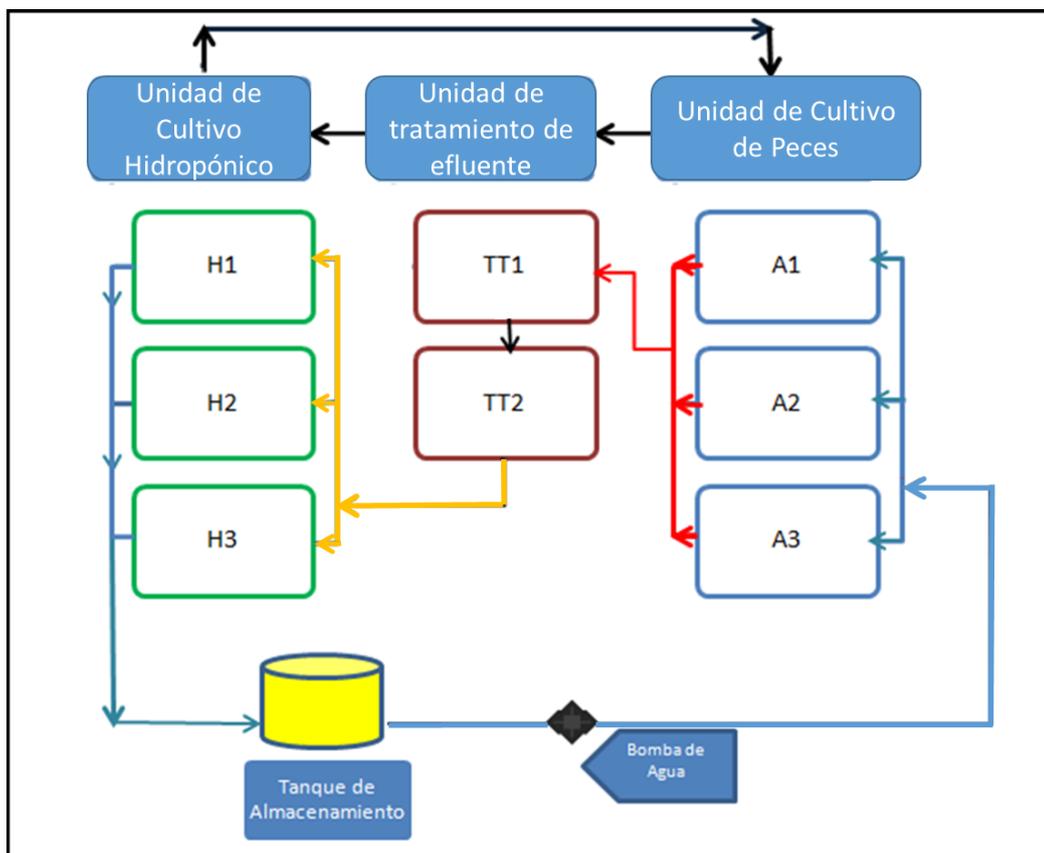


Figura 3: Esquema funcional del sistema acuapónico, identificando las unidades de experimentación

A1, A2, A3 = tanques de cultivo de peces; TT1 = tratamiento del efluente físico (filtración y sedimentación de sólidos); TT2 = tratamiento biológico (biofiltro); H1, H2, H3 = tanques de cultivo hidropónico; → = Efluente unificado, → = Efluente filtrado, → = Efluente total tratado



Figura 4: Diseño y acondicionamiento del sistema acuapónico: (A) tanques de peces con sistema de desfogue mediante mangueras hacia tubería colectora de efluentes, (B) tanques de filtración y biofiltro, (C) tanques para el cultivo hidropónico y (D) tanque de almacenamiento

3.2.2 Operación del sistema

La dirección del flujo de agua en el sistema fue el siguiente: El efluente del cultivo de peces fue derivado a la unidad de tratamiento previo o clarificador donde se filtraron y sedimentaron los sólidos, para luego pasar a una segunda unidad donde se produjo el tratamiento biológico de nitrificación (biofiltro), desde donde se derivó hacia las unidades de cultivo hidropónico. Posteriormente el efluente resultante del cultivo hidropónico fue derivado a un tanque de almacenamiento y desde ahí hacia los tanques del cultivo de peces completando el sistema de recirculación. No se realizaron incorporaciones significativas de agua en el sistema; solo reutilización y una reposición del 10% de agua cada 15 días, en función al volumen total del sistema; debido a las pérdidas por evaporación y consumo propio de los cultivos vegetales, así como también, para mantener los parámetros físico-químicos en niveles tolerables para los peces (Figura 5).



Figura 5: Componentes y funcionamiento del sistema acuapónico, los tanques instalados a diferentes niveles de altura priorizando la circulación de agua por gravedad

La distribución y circulación de agua en el sistema se realizó a través de tuberías de PVC de $\frac{3}{4}$ de pulgada de diámetro, que conectaban entre sí a los tanques. Se empleó una bomba de 0.5 HP (caudal máximo de 30 l/min), conectada al tanque de almacenamiento que recibía el agua provenientes de las unidades de cultivo hidropónico y que era luego derivada hacia las unidades de cultivo de peces. Esta operación fue regulada por un dispositivo temporizador programable que se activaba cada hora 10 minutos por un tiempo de 24 minutos, 4 veces al día y durante 6 días por semana. El flujo de agua fue regulado en todas las unidades, primando su distribución por gravedad.

3.2.3 Unidades

a. Tanques de producción de peces

El cultivo de peces se realizó en tres (3) tanques de concreto de forma rectangular, con medidas de 1 m largo, 0.8 m de ancho y 0.6 m de altura (0.5 m nivel de agua), los cuales se llenaron con un volumen total de 1.2 m³ de agua, con una frecuencia de recambio de cuatro (4) veces por día, y un flujo de agua constante.

Operatividad hidráulica

El flujo se reguló con una llave de paso y se instaló un sistema de limpieza y desfogue del efluente; este se ubicó en la parte central de cada tanque, y estuvo conformado por un tubo en posición vertical adherido al fondo con dimensiones de 0.6 m de alto y dos (2) pulgada de diámetro con aberturas a lo largo y forradas con malla de nylon. Los tanques de peces fueron provistos de aireación continua mediante mangueras con piedritas difusoras conectadas a una bomba de aire marca HETO SK-9850 de 3.5 watts de potencia y 60 Hz (Figura 6).



Figura 6: Tanques para el cultivo de peces, provistos de aireación, llaves de paso de agua y sistema de desfogue

Para calcular el flujo de agua de ingreso a los tanques de peces, se midió el tiempo de llenado de un volumen determinado, hasta obtener un caudal moderado para mantener las condiciones de equilibrio del sistema. El flujo de agua promedio requerido para los sistemas acuapónicos está entre 5 a 8 l/min (Ingle de la Mora *et al.* 2003) (Figura 7).



Figura 7: Tanques de cultivo de peces con caudales de aproximado 5.2 l/min cada uno

Se utilizó un recipiente con capacidad de un (1) litro, y se calculó el tiempo de llenado en cada tanque, luego se calcularon los caudales parciales con la siguiente formula:

$$Q_n \text{ (l/min)} = \frac{V * 60 \text{ min}}{T_n}$$

Donde:

Q_n = Flujo de agua o caudal de cada tanque (l/min.)

V = Volumen en litros (l)

T_n = Tiempo de llenado en segundos

El flujo de agua o caudal total de ingreso a las unidades de cultivo se determinó con la suma de los caudales parciales:

$$Q_t \text{ (l/min)} = \sum (Q_n + Q_{n+1} + Q_{n+2})$$

Q_t = Flujo de agua o caudal total de los tanques (l/min.)

Q_n = Flujo de agua o caudal del tanque n (l/min.)

El volumen de recambio de agua en los tanques de cultivo de peces en el tiempo programado de funcionamiento de la bomba de agua, se calculó con la siguiente formula:

$$V.\text{rec (l)} = Q_t * T$$

V.rec = Volumen de recambio de agua en los tanques de peces (l)

Qt = Flujo de agua o caudal total de los tanques (l/min.)

T= Tiempo de funcionamiento de la bomba de agua en minutos programado para el llenado de los tanques

Parámetros productivos

Para fines experimentales se trabajó con una densidad de 57 ejemplares/m³ empleada por Rubio (2012) para una producción de tilapia y lechuga en acuaponía bajo un sistema de recirculación sin recambio. El número total de peces se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$N_p = D_p * V$$

Donde:

N_p = Número total de peces en los tanques (ejemplares)

D_p = Densidad de cultivo (ejemplares/m³)

V = Volumen total de los tanques de peces (m³)

El cálculo de la biomasa se realizó con la siguiente fórmula:

$$B_p = \frac{N_p * P_x}{1000}$$

Donde:

B_p = Biomasa de peces (kg)

N_p = Número total de peces en los tanques (ejemplares)

P_x = Peso promedio individual de peces (gramos)

Se trabajó con ejemplares machos de tilapia (*Oreochromis sp.*) de 3 a 6 meses de edad, obtenidos del Centro de Investigación Piscícola (CINPIS) de la Facultad de Pesquería de la Universidad Agraria La Molina. Estos especímenes fueron pesados y posteriormente distribuidos homogéneamente en cada tanque (Anexo 1).

En el transcurso de la fase experimental del estudio, la densidad de cultivo de peces en los tanques aumentó por efecto del incremento en peso; se realizaron 3 biometrías totales: al inicio del cultivo, con la incorporación del cultivo de lechugas y al final del estudio con la cosecha de peces; se registró el peso total húmedo de los peces para determinar la biomasa y ajustar la ración diaria de alimento.

El alimento suministrado a los peces fue de 42% de proteína, este se aplicó tres veces al día: 9:00 a.m., 12:00 p.m. y 4:00 p.m.; a una tasa de 3% ajustando luego a 1.5% de las biomásas de peces determinadas, al inicio y a los 51 días respectivamente (Macintosh y Little 1995; citados por Baltazar 2007 y Rakocy *et al.* 2006). Fue formulado por el Programa de Investigación y Proyección Social en Alimentos y elaborado en la Planta Piloto de Alimentos Balanceados de la UNALM (Anexo 2).

El total de alimento a entregar diariamente se calculó con la siguiente formula:

$$As = Bp * \%P.C$$

Donde:

As = Alimento suministrado a los peces (gramos)

Bp = Biomasa de peces en los tanques (gramos)

%P.C = Tasa de alimentación según el peso corporal de los peces (%)

Incremento en peso

El incremento en peso promedio se midió como la diferencia entre el peso promedio final y el peso promedio inicial del pez, dividido por el peso promedio inicial y multiplicado por 100:

$$PI (\%) = \frac{(Wf - Wi) * 100}{Wi}$$

Donde:

PI = Incremento en peso (%)

Wf = Peso promedio final de peces (gramos)

Wi = Peso promedio inicial de peces (gramos)

Para la medición se utilizó una balanza digital marca OHAUS modelo Scout Pro SP2001 de 0.1 g de precisión (Figura 8).



Figura 8: Biometría de los ejemplares de peces

Tasa de crecimiento diario

Este parámetro se determinó con la diferencia entre el peso promedio final y el peso promedio inicial del pez, dividido por el número de días de cultivo, según la siguiente forma (Salazar y Ocampo 2002):

$$TCd = \frac{Wf - Wi}{Tc}$$

Donde:

TCd = Tasa de crecimiento diario (g/d)

Wf = Peso promedio final de peces (gramos)

Wi = Peso promedio inicial de peces (gramos)

Tc = Tiempo de cultivo (días)

Incremento neto de biomasa

Se cuantificó el incremento de biomasa total de los peces con la diferencia de peso de la biomasa promedio final total restando a la biomasa promedio inicial total, según la siguiente fórmula:

$$I.B = B_f - B_i$$

Donde:

I.B = Incremento neto de biomasa (gramos)

B_f = Biomasa final de peces (gramos)

B_i = biomasa inicial de peces (gramos)

Tasa de mortalidad

Se determinó como la relación entre el número final y el número inicial de peces en cultivo multiplicado por 100 y restado a 1. Esta tasa se expresó como porcentaje de mortalidad, según la siguiente fórmula (Salazar y Ocampo 2002):

$$\text{Mortalidad (\%)} = \left(1 - \frac{N^{\circ} F}{N^{\circ} I}\right) * 100$$

Donde:

N° F = Número final de peces

N° I = Número inicial de peces

$$\text{Sobrevivencia} = 100\% - \text{Mortalidad (\%)}$$

Factor de conversión alimenticia (FCA)

El FCA se calculó dividiendo la cantidad de alimento para peces que se introduce en el sistema y el incremento neto de la biomasa de peces por la duración del período de crecimiento (Licamele 2009), según la fórmula:

$$\text{FCA} = \frac{A_s}{I.B}$$

Donde:

A_s = Alimento suministrado a los peces (gramos)

I.B. = Incremento neto de biomasa (gramos)

b. Unidad de tratamiento del efluente

El efluente del cultivo de tilapia fue derivado a una unidad de tratamiento previo y estuvo conformada por 2 tanques de forma rectangular de 1.23 m de largo x 1.12 m de ancho, y 0.60 m de altura cada uno, conectados a través de una tubería de 2.5 pulgadas de diámetro, a 0.4 m de distancia y 0.5 m de altura y se mantuvieron cubiertos en su totalidad con plástico negro, con el fin de evitar el crecimiento de algas y disminuir la inhibición de las poblaciones de bacterias nitrificantes por la incidencia de la luz (Ramírez *et al.* 2009).

Sedimentador

En este primer tanque cuya capacidad de almacenamiento fue de 0.6 m³, se filtró el efluente y se sedimentaron los sólidos. En el interior del tanque se colocaron 3 divisiones para generar volúmenes de capacidad similar, en la primera se instaló un sistema de filtrado para separar partículas o sólidos del agua; el compartimiento estuvo conformado por una malla de metal tipo colador provisto de un filtro de material fibra perlón, situado en la esquina superior del tanque, coincidiendo con la salida de los efluentes de las unidades de cultivo de peces; en el interior (fondo) se colocó grava de 1 a 2 pulgadas de tamaño cubriendo la cuarta parte del espacio, con el propósito de retener las partículas sedimentadas y facilitar el drenaje de agua. Además, se incorporó diminutos peces (menor de 2 cm longitud) para evitar la proliferación de larvas de insectos vectores en el agua. En las siguientes divisiones se produjo la sedimentación de sólidos por gravedad y el trasvase se realizó por diferencia de altura (Figura 9).

Tratamiento biológico o biofiltro

Este tanque tuvo un volumen máximo de almacenamiento de 0.68 m³. En el interior se adicionó medio millar de rulos de plásticos y otros compuestos inertes (esponjas, mallas, etc.) que sirvieron como medios de soporte para el crecimiento y establecimiento de bacterias nitrificantes. La salida del efluente se diseñó en el lado opuesto a la entrada; el flujo de agua fue derivado por gravedad a los tanques de cultivo hidropónico utilizando una tubería de 2.5 pulgadas de diámetro, ubicado a 0.5 m de altura del fondo. Los tubos colocados tanto en la entrada como a la salida del tanque fueron provistos de malla plástica para evitar fugas de sólidos (Figura 10).

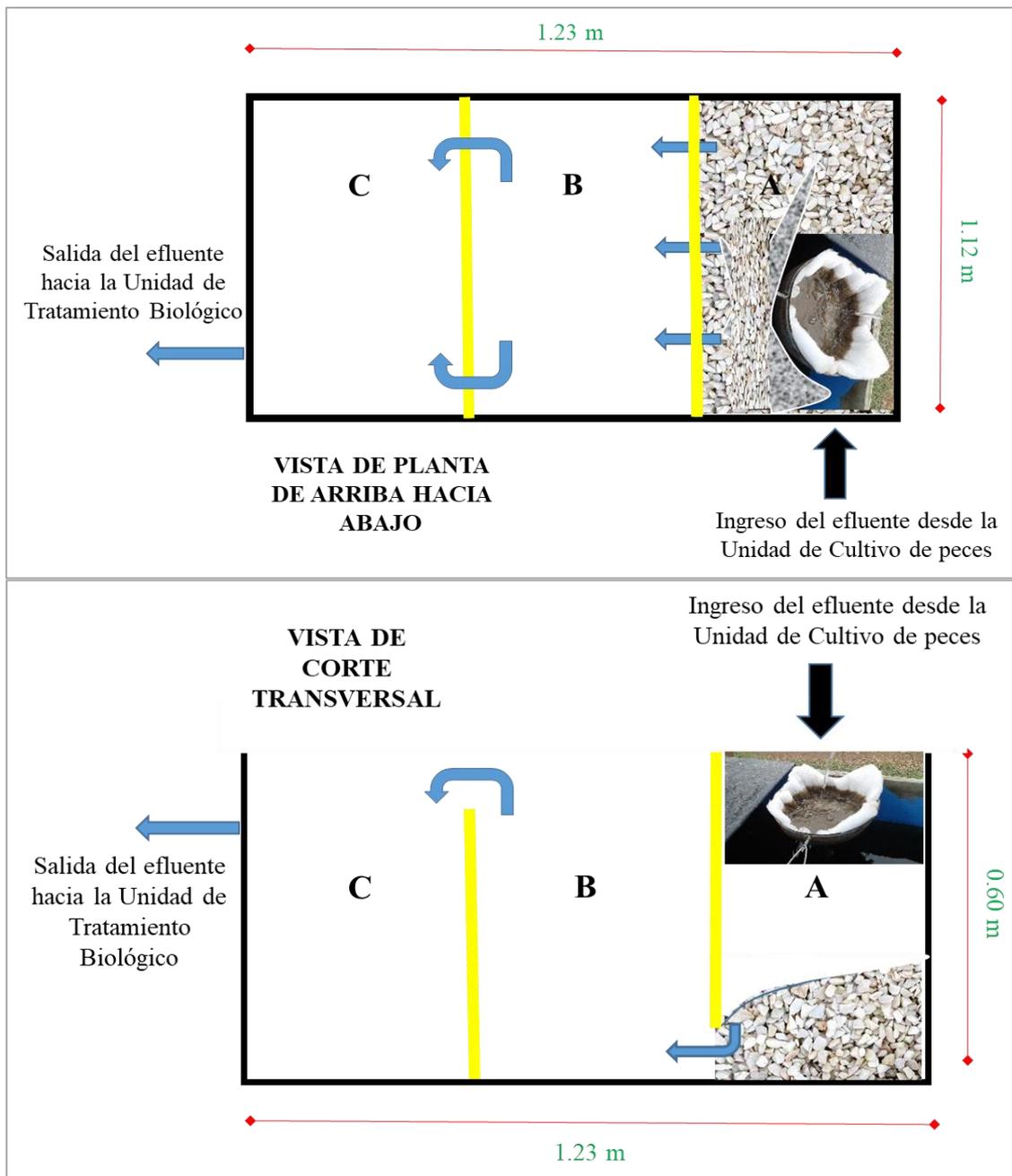


Figura 9: Esquema de funcionamiento del sedimentador (filtración y sedimentación)

A = Sistema de filtrado: malla de metal y fibra perlón en la parte superior y grava en el fondo, B = Decantación de sólidos por gravedad, C = Tránsito por diferencia de altura; = Dirección del efluente de ingreso; = Dirección del efluente salida

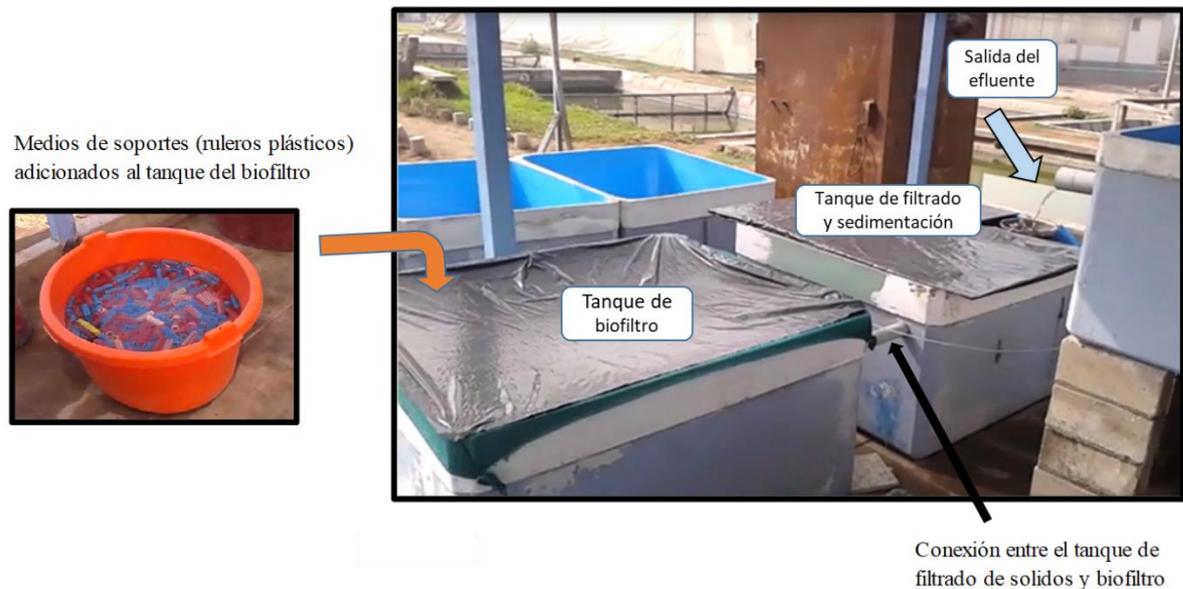


Figura 10: Disposición de los tanques de la unidad de tratamiento del efluente, se presentaron cubiertos para mantenerse en oscuridad durante todo el estudio

Activación del filtro biológico:

Una vez instalado el biofiltro se procedió a adicionar bacterias nitrificantes (marca Sera) en una dosis de 10 ml por cada 100 litros para acelerar el proceso de nitrificación. Esto se realizó al inicio del ensayo experimental con el cultivo de peces presente y cuando se veía incrementada la cantidad de nitrógeno amoniacal total en el sistema. Asimismo, se acondicionó aireación continua por medio de dos (2) mangueras difusoras (3.5 m) conectadas a una bomba de aire de 3.5 watts de potencia y 60 Hz marca HETO SK-9850.

c. Tanque de producción hidropónico

Estuvo conformada por tres (3) tanques de concreto con dimensiones de 1.33 m largo, 1.11 m de ancho y 0.6 m de altura (0.1 m nivel de agua) cuya capacidad de almacenamiento útil fue de 0.45 m³ y un flujo de agua constante. Los tanques se alimentaron del efluente del tratamiento biológico; el sistema de desfogue se ubicó al lado extremo del ingreso de cada tanque, y estuvo conformado por un tubería de PVC adherida al fondo y en posición vertical de 0.1 m de alto y 2.5 pulgada diámetro, por rebalse el efluente fue conducido con dirección al tanque de almacenamiento (Figura 11).

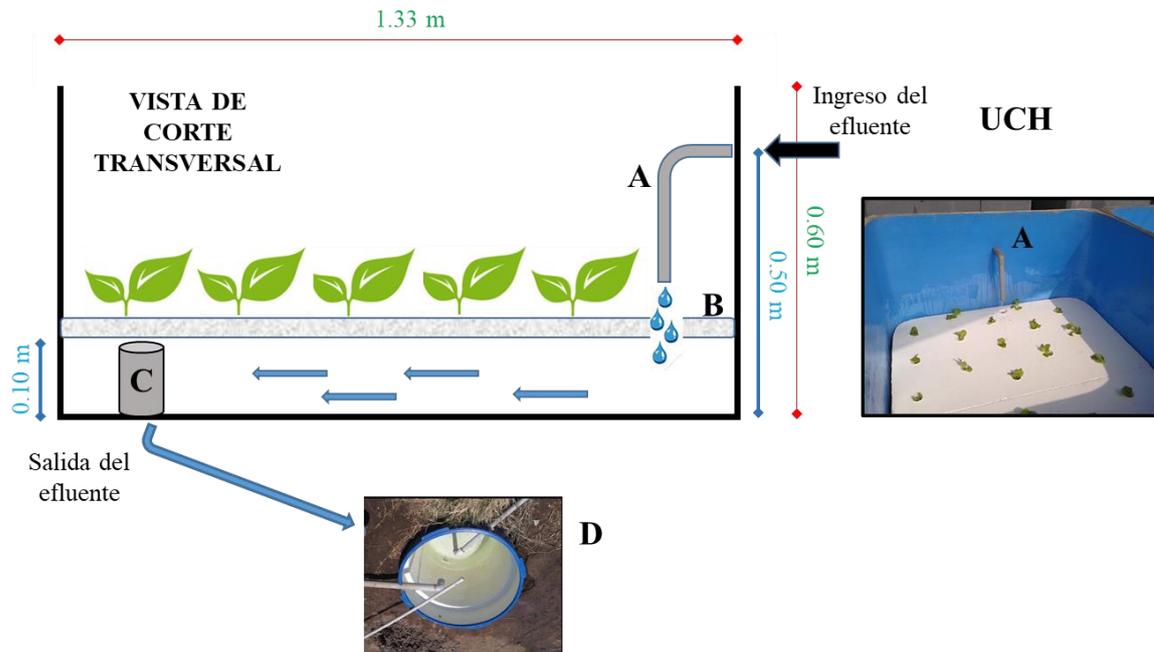


Figura 11: Esquema de funcionamiento del cultivo hidropónico

UCH = Unidad de cultivo hidropónico; = Dirección del efluente de ingreso; = Dirección del flujo; A = Tubería de ingreso, B = Plancha de poliestireno (termopor) 1" de espesor, C = Tubería de desfogue ø 2.5" PVC, D = Tanque de almacenamiento al ras del suelo

Para calcular el flujo de agua de ingreso a los tanques de cultivo hidropónico se procedió de acuerdo con lo descrito para el cultivo de peces.

En la unidad de cultivo hidropónico se trasplantaron plántulas de lechugas tipo cressa de la variedad Bohemia, para fines experimentales se trabajó con una densidad de siembra de 20 unidades/m² (Alvarado *et al.* 2001). Estas lechugas se obtuvieron del Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral de la UNALM a los 27 días de su siembra, previamente fueron seleccionadas para lograr un tamaño uniforme.

La introducción de este cultivo en el sistema de experimentación fue a los de 51 días cuando estaba haciendo efecto la nitrificación bacteriana. La técnica hidropónica empleada en el estudio fue balsa de raíz flotante, para ello se usaron planchas de poliestireno (termopor) de una (1) pulgada de espesor, cubriendo el área total de cada tanque a modo de camas flotantes. Las planchas se perforaron previamente con orificios de cinco (5) centímetros de diámetro; las plantas se colocaron en canastillas (vasitos de plástico de una onza sin fondo) como soporte, para luego introducirlas en los orificios. El número de orificios para cada unidad de cultivo se calculó considerando un espaciado de 20 cm entre

ellos. Sobre los tanques se colocó un techo de protección de malla Rachel 50% de sombra (Figura 12), para evitar estrés por exceso de temperatura.



(A)



(B)

Figura 12: Montaje del sistema de balsa de raíz flotante empleando planchas de termopor (A). Techo malla Rashel al 50% sombra (B)

Parámetros productivos:

La biomasa total y ganancia de peso de las lechugas se determinó con la diferencia de peso de la biomasa final total restando a la biomasa inicial total; para la medición se utilizó una balanza digital marca OHAUS modelo Scout Pro SP2001 de 0.1 g de precisión, y para medir el crecimiento del follaje y raíz de cada lechuga se utilizó una regla (mm) (Figura 13).



Figura 13: Medida de peso y tamaño de las plántulas de lechugas obtenidas del Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral de la UNALM

Fertilización:

Debido al bajo nivel de algunos nutrientes en los efluentes de acuaponía (Nelson 2008), fue necesario emplear soluciones nutritivas, que pueda suplementar con fertilizantes y otros nutrientes requerido por las plantas para lograr la máxima productividad y calidad de cultivo.

Para preparar la solución nutritiva se tomó en cuenta la concentración de macro y micro nutrientes en el agua de inicio, las cuales fueron comparadas con las tablas de requerimientos nutricionales de lechuga utilizados en el Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral de la UNALM, y por diferencia se obtuvo la formulación final (Anexo 3). Esta se adicionó luego de la incorporación de lechugas al sistema en función del volumen y posteriormente $\frac{1}{4}$ de la dosis a los 15 días; y para regular el pH se utilizó ácido fosfórico (60% P_2O_5).

3.3 MEDICIÓN DE CALIDAD DE AGUA EN EFLUENTE

Los puntos donde se realizaron las muestras en el sistema fueron: Punto 1 (UCP.e) y 2 (UCP.s) al ingreso y salida de los tanques de cultivo de peces; Punto 3 (UCH.e) y 4 (UCH.s) al ingreso y salida de los tanques de cultivo hidropónico (Figura 14). Los análisis de las muestras de efluentes se realizaron en los Laboratorios de Análisis de Agua y Suelo de la Facultad de Agronomía y en los Laboratorios de Saneamiento y Medio Ambiente de la Facultad de Ingeniería Agrícola de la UNALM.

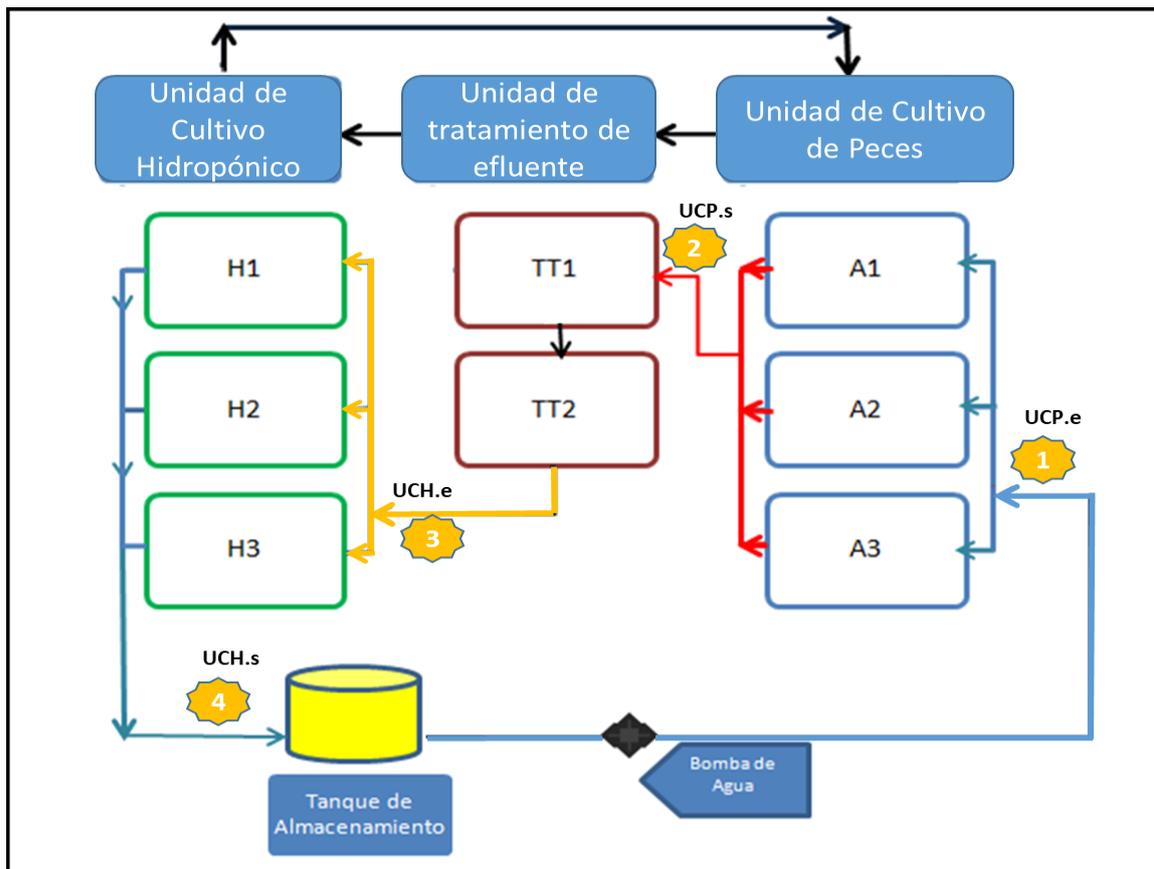


Figura 14: Esquema de los puntos de muestreo en el sistema acuapónico

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico; → = Efluente unificado, → = Efluente filtrado, → = Efluente total tratado

Las mediciones de los parámetros de calidad de agua de los efluentes en las unidades experimentales se realizaron de acuerdo a una metodología y frecuencia determinada para cada uno de ellos (Tabla 3).

Tabla 3: Parámetros evaluados para la medición de calidad de agua en efluentes del sistema acuapónico

Parámetros	Método	Autor	Frecuencia
Cationes, Aniones y Microelementos	Espectrofotometría de absorción atómica Volumétrico por titulación Espectrofotometría de absorción atómica	Chapman y Pratt (1973)	Inicio 51 días: Inicio cultivo hidropónico 90 días: cosecha cultivo hidropónico
T °C	Eléctrico, con equipo medidor portátil multiparámetros con sonda usado en campo (Standard Methods 2550 B)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Julio 1 vez /semana x 14 semanas
pH	Eléctrico Potenciometría, con equipo medidor portátil multiparámetros con sonda usado en campo (Standard Methods 4500– H+ B)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Julio 1 vez /semana x 14 semanas
Oxígeno disuelto	Eléctrico con electrodo membrana, medidor portátil multiparámetros con sonda específica usado en campo	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Julio 1 vez /semana x 14 semanas
Conductividad Eléctrica	Eléctrico conductimetría, con electrodo membrana, medidor portátil multiparámetros con sonda específica usado en campo (Standard Methods 2510 B)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Julio 1 vez /semana x 14 semanas
Nitrógeno amoniacal total NAT	Colorimetría, salicilato de sodio	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Julio 1 vez /semana x 14 semanas
Nitritos	Colorimetría por diazotización (Standard Methods 4500-NO ₂ -B)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Julio 1 vez /semana x 14 semanas
Nitratos	Reducción de Cadmio (Standard Methods 4500-NO ₃ -E)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Julio 1 vez /semana x 14 semanas
Dureza	Volumetría por formación de complejos, titulación con EDTA (Standard Methods 2340 C)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Inicio 51 días: Inicio cultivo hidropónico Junio /Julio 2 veces /mes
Alcalinidad	Volumetría ácido-base (Standard Methods 2320 B)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Inicio 51 días: Inicio cultivo hidropónico Junio /Julio 2 veces /mes
Fosfato	Colorimetría con espectrofotómetro	Strickland y Parson (1972)	Inicio 51 días: Inicio cultivo hidropónico Junio /Julio 2 veces /mes
Sólidos en Suspensión	Gravimétrico filtrado	AWWA, APHA; WEF (2005)	Inicio 51 días: Inicio cultivo hidropónico 90 días: cosecha cultivo hidropónico
Turbidez	Nefelométrico con turbidímetro, lecturas de turbidez en rango de 0 a 1000 NTU (Standard Methods 2130 B)	AWWA, APHA; WEF (2005)	Abril /Mayo 1 vez /semana x 4 semanas Junio /Julio 1 vez /mes
DBO ₅	Respirométrico con sensores de presión en un sistema cerrado, Incubadora a 20°C ± 1°C	AWWA, APHA; WEF (2005)	Inicio 51 días: Inicio cultivo hidropónico 90 días: cosecha cultivo hidropónico y cultivo de peces
Coliformes totales y E. coli	Filtración por membrana en incubadora a 37 ± 0.5°C	USEPA (1992). United States Environmental Protection Agency Method HACH No.10029	90 días: cosecha cultivo hidropónico

3.3.1 Medición de pH y temperatura

Se midió en campo mediante el método eléctrico potenciométrico, utilizando un equipo medidor portátil multiparámetros con sonda específica para pH, rango de 0 - 14, y la temperatura en grados centígrados (°C).

3.3.2 Medición de oxígeno disuelto (OD) y conductividad eléctrica

Para ambos parámetros se midió en campo mediante el método eléctrico con un equipo portátil multiparámetros marca HACH modelo HQ30D con sonda específica para cada prueba: sonda luminiscente para oxígeno disuelto y sonda conductímetro para C.E; los datos se registraron en mg/l. Las mediciones se realizaron luego de alimentar a los peces, cuando el metabolismo se incrementa (Calo 2011).

3.3.3 Determinación de compuestos nitrogenados

El contenido de nitrógeno amoniacal total se determinó por colorimetría (método del salicilato) utilizando reactivos salicilato de sodio e hidróxido de litio anhidro, en un equipo colorímetro fotométrico, marca HACH modelo DR 890; la lectura a máxima absorción a una longitud de onda de 420 nm en soluciones básicas ($\text{pH} > 12$); precisión de $\pm 0,015$ mg/l. El amoníaco (NH_3), fue estimado a partir del NAT, ajustando el valor de acuerdo con la temperatura del agua y el pH, según la tabla propuesta por Nicovita (1997) presentado en el Anexo 4.

Los nitritos se calcularon por colorimetría (método de diazotización) El nitrito en la muestra reacciona el ácido sulfanílico para formar una sal de diazonio intermedia. Esta se acopla al ácido cromotrópico para producir un complejo de color rosa directamente proporcional a la cantidad de nitrito presente (método estándar 4500-NO₂-B de AWWA, APHA; WEF 2005). Los Nitratos se midieron por el método de reducción de Cadmio, el cadmio metálico reduce a nitritos los nitratos de la muestra. El ion de nitrito reacciona en un medio ácido con el ácido sulfanílico para formar una sal intermedia de diazonio. Esta sal se une al ácido gentísico para formar un producto de color ámbar (método estándar 4500-NO₃-E de AWWA, APHA; WEF 2005).

3.3.4 Determinación de dureza

Se determinó empleando el método de volumetría por formación de complejos (método estándar 2340C), reactivos buffer pH 10, solución valorada de EDTA (sal disódica), los resultados se obtuvieron a partir del volumen de EDTA gastado en la muestra, y se expresaron en mg/l de CaCO₃ (AWWA, APHA; WEF 2005).

3.3.5 Determinación de alcalinidad

Se determinó con el método de volumetría ácido - base (método estándar 2320 B) por titulación con solución de ácido clorhídrico usando el indicador fenolftaleína. Se registró el volumen total gastado de ácido en la titulación al vire de la fenolftaleína (de rosa a incoloro), en ml y los resultados se expresaron en mg/l de carbonato de calcio CaCO₃ (AWWA, APHA; WEF 2005).

3.3.6 Determinación de fosfato

Con el método del ácido ascórbico, utilizando un espectrofotómetro equipado para lecturas en zona infrarroja a 880 nm con cubetas de 2 cm de paso óptico, estufa, disolución de ácido sulfúrico 5 N, disolución de molibdato amónico al 4%, disolución de ácido ascórbico 0.1 M (disuelve 1,76 g de sólido en agua). Los cálculos se obtuvieron de curvas de calibración expresados en mg/l de P (Strickland y Parson 1972).

3.3.7 Determinación de sólidos en suspensión

La cantidad de sólidos en suspensión se determinó por el método gravimétrico con un equipo de filtración, soporte de porcelana de 90 mm de diámetro, estufa: 103 - 105°C, desecador, balanza analítica, filtro de fibra de vidrio, probeta de 100 ml. Los cálculos expresados en gramos de sólidos en suspensión/litro = peso de la muestra seca o residuo + filtro (en g) menos peso del filtro (en g) x 1000/Volumen de la muestra en ml (AWWA, APHA; WEF 2005).

3.3.8 Determinación de turbidez

Se determinó por el método nefelométrico (Standard Methods 2130 B) que determina la proporción turbidimétrica por la luz dispersada en un ángulo de 90° de la luz incidente (luz dispersa transmitida), se utilizó un turbidímetro marca HACH modelo 2100Q de lecturas de turbidez en rango de 0 a 1000 NTU (AWWA, APHA; WEF 2005).

3.3.9 Pruebas de caracterización del efluente para su uso en hidroponía

Se midió la cantidad de cationes, aniones y micro elementos del agua en el sistema acuapónico, para ser comparado con los valores óptimos requeridos en el cultivo de lechuga. Las muestras fueron tomadas al ingreso de los tanques del cultivo hidropónico en

3 fechas: al inicio del estudio (sistema solos peces), previo al trasplante y en la cosecha de lechugas.

Los cationes solubles (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Na^+) se determinaron por obtención de extracto mediante pasta saturada y posterior cuantificación por espectrofotometría de absorción atómica; potasio disponible por extracción con acetato de amonio y lectura por espectrofotometría de absorción atómica; y fósforo disponible usando el método de Olsen modificado (extracción con NaHCO_3 0.5N a pH 8.5). El contenido de aniones solubles (NO_3^- , CO_3^{2-} , HCO_3^- , SO_4^{2-} , Cl^-) como los carbonatos se determinaron por el método volumétrico por titulación con solución de ácido sulfúrico usando el indicador fenolftaleína; los bicarbonatos empleando el método volumétrico por titulación con solución de ácido sulfúrico usando el indicador anaranjado de metilo; los sulfatos con el método del cloruro de bario por Turbidimetría; cloruros con el método volumétrico por titulación con solución de nitrato de plata usando como indicador cromato de potasio y boro por el método colorimétrico usando curcumina en ácido acético glacial. Los elementos menores disponibles (Fe, Cu, Zn, Mn) se determinaron por extracción con solución de Hunter y posterior cuantificación de los elementos por Espectrofotometría de Absorción Atómica (Chapman y Pratt 1973).

3.4 ANÁLISIS DE PARÁMETROS ORGÁNICOS Y MICROBIOLÓGICOS EN EFLUENTE

Estos análisis fueron realizados a los efluentes del sistema de recirculación de las unidades de experimentación, en los Laboratorios de Saneamiento y Medio Ambiente de la Facultad de Ingeniería Agrícola de la UNALM, y comprendieron la evaluación de los siguientes parámetros:

3.4.1 Determinación de demanda bioquímica de oxígeno (DBO_5)

Este parámetro mide la cantidad de materia orgánica susceptible de ser consumida u oxidada por medios biológicos que contiene una muestra de líquida y es usado con mayor frecuencia en el campo de tratamiento de las aguas residuales (Vargas 2014). Para el presente estudio las muestras se obtuvieron de los puntos de salida de las unidades del cultivo de peces y cultivo hidropónico. El DBO_5 se determinó por el método respirométrico con sensores de presión en un sistema cerrado, se utilizó un instrumento

BODTrak™ II marca HACH, nutrientes buffer en capsulas, gránulos de hidróxido de potasio, botellas de vidrio 492 ml color ámbar, tampones herméticos, barras de agitación magnética e Incubadora a $20^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$. Los datos se mostraron por pantalla en una gráfica curva de DBO vs tiempo, rango 0 - 700 mg/l, de acuerdo a la concentración de la muestra (Figura 15). Los métodos de análisis utilizados fueron de la USEPA (United State Environmental Protection Agency 1992), para informes de la NPDES (National Pollutant Discharge Elimination System) y se realizaron en los meses de abril y julio.

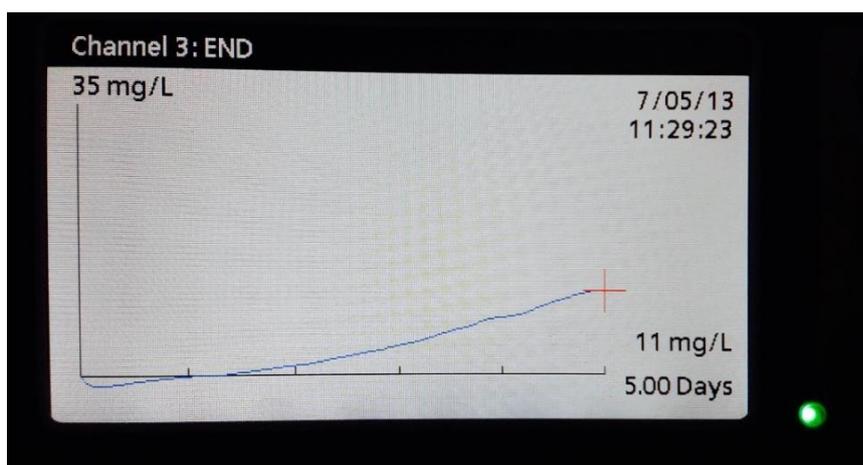


Figura 15: Pantalla grafica utilizada para determinar DBO₅ en los efluentes del sistema acuapónico

3.4.2 Determinación de coliformes totales y *E. coli*

Para evaluar la calidad sanitaria del efluente que ingresa y sale de los tanques del cultivo hidropónico, se realizaron los análisis microbiológicos de coliformes totales y *E. coli*. Los coliformes totales son bacterias que se encuentran en el medioambiente especialmente en suelos, semillas y vegetales; y los *E. coli*, forma parte de las bacterias del grupo coliformes termotolerantes y están principalmente en el intestino de los humanos y de los animales de sangre caliente (Silva *et al.* 2004).

El método utilizado para esta prueba fue de filtración por membrana, utilizando una incubadora a $37^{\circ} \pm 0.5^{\circ}\text{C}$, caja petri, filtro de membrana, medio de cultivo analítico m-CT ampolla de caldo m-coliBlue 24, almohadillas absorbentes de poliestireno, membranas de celulosa estériles (47 mm Ø y 0.45µ de poro), según la metodología HACH No. 10029 aprobada por la USEPA (United State Environmental Protection Agency 1992), para la

determinación de coliformes totales y *E. coli* en agua potable y no potable, agua para recreación y aguas residuales.

Si las bacterias coliformes están presentes en la muestra, pueden aparecer dos colonias de color rojo y azul; las colonias azules son específicas a la presencia de *E. coli* (USEPA 1992). La densidad de coliformes totales y *E-coli* se registraron como número de colonias cada 100 ml de la muestra respectivamente; se empleó un blanco y la muestra por duplicado, se hizo en una sola medición el día de la cosecha (Figura 16).

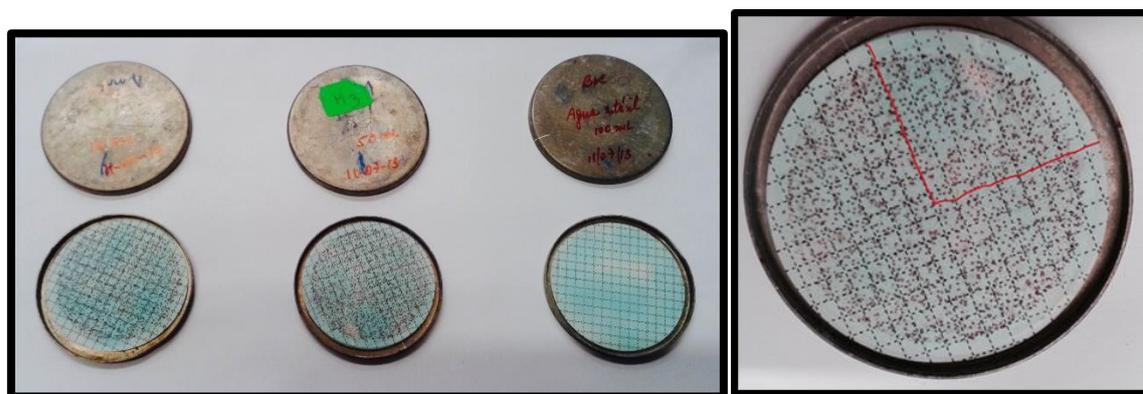


Figura 16: Método de filtración por membrana para determinar coliformes totales y *E. coli* en los efluentes de la unidad de cultivo hidropónico

3.5 ANÁLISIS FOLIAR EN LECHUGA

Se realizó en muestras de lechuga, tomando una muestra compuesta al azar de 5 unidades. Para determinar la cantidad de nutrientes que la planta absorbió y detectar posibles problemas nutricionales. Fue analizado en los Laboratorios de Análisis de Agua y Suelo de la Facultad de Agronomía de la UNALM, siguiendo la metodología descrita por Chapman y Pratt (1973) para análisis de suelos, plantas y aguas. Los parámetros evaluados incluyeron: materia seca por diferencia de peso, gravimetría; humedad por diferencia de peso, gravimetría; nitrógeno usando el método de Kjeldahl; fósforo con el método del azul de molibdeno; potasio, calcio, magnesio y sodio por espectrofotometría de absorción atómica; azufre por el método turbidimétrico empleando el cloruro de bario; hierro, cobre, zinc y manganeso por espectrofotometría de absorción atómica; boro usando el método colorimétrico empleando la curcumina disuelta en ácido acético glacial; y cenizas por calcinación ó acenización a 500°C.

3.6 PROCESAMIENTO DE DATOS Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se empleó estadística descriptiva para la comparación de producción en peces y lechugas. En peces los datos se analizaron mediante intervalos de confianza al 95% y diagrama de cajas según pesos por etapas, de esta manera se determinó la dinámica del comportamiento y variabilidad de la media. En lechugas se realizó un análisis de correlaciones simple entre pesos y alturas durante la última etapa del estudio (Báez *et al.* 2004).

Para comprobar si existían o no diferencias significativas entre los resultados promedios de los parámetros evaluados en las unidades de experimentación del sistema acuapónico y comparar las tendencias en el tiempo, se realizó un análisis de varianza (ANOVA 2015) conducido con un diseño de bloques completamente al azar (DBCA); se incluye la validación previa de los supuestos y la corrección si fuera necesario. Los supuestos son Homogeneidad de Varianzas y Normalidad de Errores, estos se verifican mediante las pruebas de Bartlett y Shapiro respectivamente (Zar 1994 y Conover 1980; citados por Báez *et al.* 2004), consultado el 02 oct. 2016, disponible en <https://idl-bnc-idrc.dspacedirect.org/bitstream/handle/10625/26391/IDL26391.pdf?sequence=106#page=100>

El modelo aditivo lineal para un diseño de bloques completamente al azar fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \beta_j + \varepsilon_{ij} \quad i = 1, 2, 3 \quad j = 1, 2, 3$$

Donde:

Y_{ij} : Es el valor observado en el i-ésimo tratamiento en el j-ésimo bloque

μ : Es el efecto de la media general

τ_i : Es el efecto del i-ésimo tratamiento

β_j : Es el efecto del j-ésimo bloque

ε_{ij} : Es el efecto del error experimental en el i-ésimo tratamiento en el j-ésimo bloque

Mediante la técnica de bloques se consigue un material experimental mucho más homogéneo, se reduce la magnitud del error experimental y se incrementa el grado de precisión del experimento (Bono 2015).

En los casos en que se hallaron diferencias significativas entre tratamientos se aplicaron las pruebas de comparaciones múltiples de DUNCAN. Esta prueba es útil para realizar todas las comparaciones de medias por pares de tratamientos analizando la media de una variable en estudio definida. Para las pruebas se fijó un nivel de significación del 5% (Báez *et al.* 2004).

Para el procesamiento de los datos se utilizaron los *softwares*: R versión 3.2 (*software* de libre distribución en Internet) en los análisis de varianza y DUNCAN; y Minitab versión 17 en estadística descriptiva.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 OPERACIÓN HIDRÁULICA

El caudal total resultante fue de 15.5 l/min (5.2 l/min cada estanque) y el volumen de recambio de agua de 372 litros llegando a ser el 31% de la capacidad total de los estanques de cultivo de peces, sumado a ello se consideraron 4 recambios por día alcanzando un total de 1,488 litros.

4.2 PARÁMETROS PRODUCTIVOS

4.2.1 Producción de tilapia

Se sembraron 68 ejemplares de tilapia en un volumen de 1.2 m³ considerando una densidad de siembra de 57 ejemplares/m³. La biomasa total inicial y final, el número de peces y la ración diaria de alimento suministrado a los peces en cultivo, se presenta en el Anexo 1. Asimismo, el análisis proximal y el valor nutricional del alimento se presentan en el Anexo 2.

De acuerdo a la biomasa determinada, los peces crecieron a una tasa promedio de 1.04 g/d, una ganancia de peso promedio de 93.26 g y una tasa de incremento de peso de 69.20% en 90 días. La biomasa inicial fue de 9.17 kg con una densidad de cultivo de 7.64 kg/m³ y la biomasa final de 15.51 kg a una densidad de 12.92 kg/m³, obteniendo un incremento de biomasa de 6.34 kg y una sobrevivencia del 95.59% (Tabla 4). Rakocy *et al.* (2006), señalan que en sistemas de cultivos acuapónicos la densidad no debe exceder de 60 kg/m³ para promover el crecimiento rápido, una conversión alimenticia eficiente y reducir el estrés por hacinamiento que pueden conducir a brotes de enfermedades. Asimismo, FAO (2014) recomienda para unidades de pequeña escala de alrededor de 1,000 litros de agua deben contener de 10 a 20 kg de pescado.

Estos valores son superiores a los encontrados por Juárez (2016) de 0.8 g/d de peso promedio de crecimiento y una sobrevivencia de 99.5% durante un cultivo de tilapia gris

(*Oreochromis niloticus*) mediante la implementación de un sistema acuapónico en 120 días; similares a lo descrito por García *et al.* (2012) que encontraron una tasa de crecimiento 1.09 g/d durante la etapa de cultivo de 154 días; a una densidad de 60 ejemplares/m³ para un sistema de flujo abierto con tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*). Y menores a los reportados por Grande y Luna (2010) que obtuvieron una ganancia de peso de 1.2 ± 0.1 g/d, a una densidad final de 3.3 kg/m³ y una sobrevivencia de 96% en un sistema acuapónico con tilapia por un periodo de 56 días.

Tabla 4: Parámetros productivos de tilapia en 90 días

Parámetros	Valores
Número de peces	68
Biomasa Inicial (kg)	9.17
Biomasa final (kg)	15.51
Incremento de Biomasa (kg)	6.34
Peso promedio inicial (g)	134.77
Peso promedio final (g)	228.03
Tasa promedio de crecimiento (g/d)	1.04
Sobrevivencia (%)	95.59

El crecimiento de peces se muestra en la Figura 17. De acuerdo al diagrama de cajas se puede apreciar que en las biometrías realizadas los valores de los pesos han ido incrementando simétricamente. Se registran además, los valores de los cuartiles y los valores atípicos de los pesos en cada una de ellas (Tabla 5). En cuanto a la variabilidad del 50% central de los datos, es decir, el tamaño de la caja resultó ser mucho más grande en la biometría tres (3) (a los 90 días), existiendo una mayor amplitud en el rango de pesos y dispersión en la distribución con respecto al promedio, debido al crecimiento diferenciado que los ejemplares de peces tienen en el transcurso del tiempo y reflejado más aún en la etapa adulta (FAO 2018).

En la Figura 18 se observa que el peso promedio de los peces se incrementó considerablemente de la biometría B1 a la B2 en 48.8% a los 51 días, luego fue aumentando a menor ritmo a medida que el tiempo transcurrió hasta llegar a 69.2% en la biometría B3 en un total de 90 días de prueba. Este último comportamiento de lento crecimiento es normal y responde probablemente a una inadecuada alimentación, calidad del agua o tal vez podría responder a variaciones ambientales como la temperatura (Wang

et al. 2005; Lovell 1988; Nicieza y Metcalfe 1997, mencionados por Delgado *et al.* 2009). Los cambios de temperatura afectan directamente la tasa metabólica y a temperaturas menores a las óptimas, los peces dejan de alimentarse (Cantor 2007). Esto explicaría el resultado que se presentó de la biometría 2 a la 3, en donde el incremento de peso fue de solo 13.7%, las cuales se dieron durante los meses fríos (junio y julio).

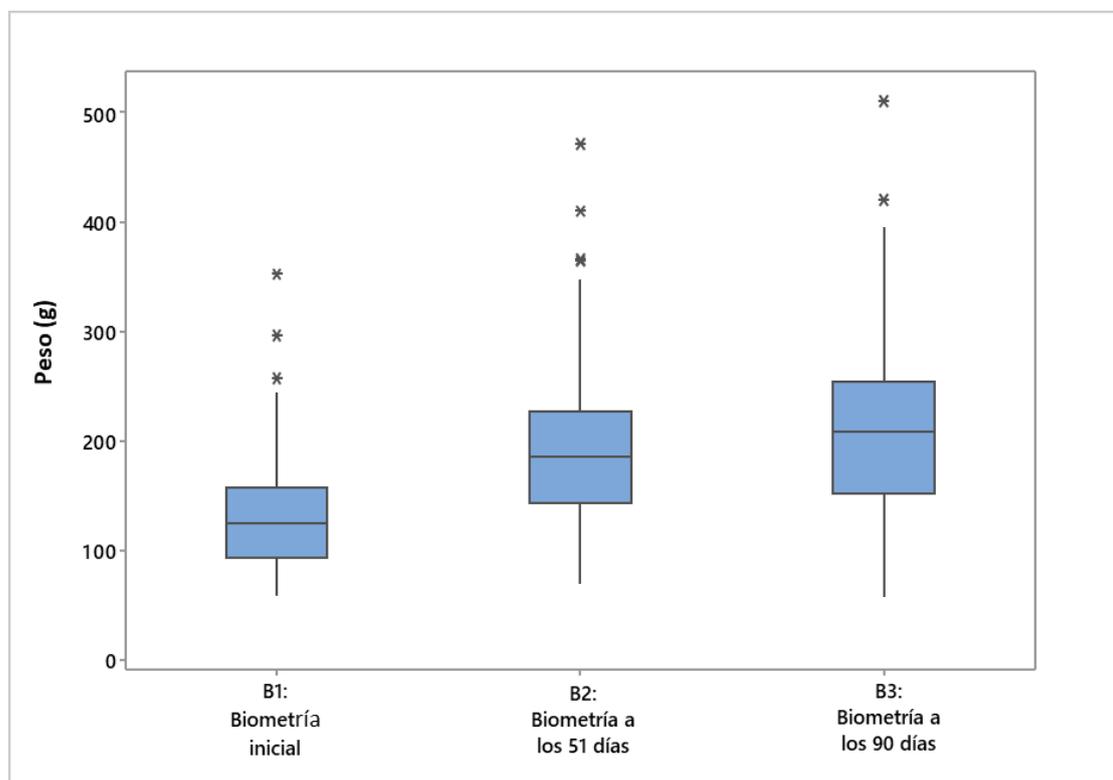


Figura 17: Diagrama de cajas - crecimiento de peces según biometrías

Tabla 5: Valores de los cuartiles y valores atípicos (pesos en gramos) por biometría

Cuartiles	B1	B2	B3
Q1	93	143.95	153.05
Q2	124.4	186.45	208.8
Q3	156.5	226.725	253.6
Atípico1	caso 45 = 257.0	caso 27 = 364.1	caso 27 = 421.3
Atípico2	caso 69 = 297.0	caso 51 = 410.0	caso 51 = 510.4
Atípico3	caso 48 = 353.0	caso 51 = 470.6	

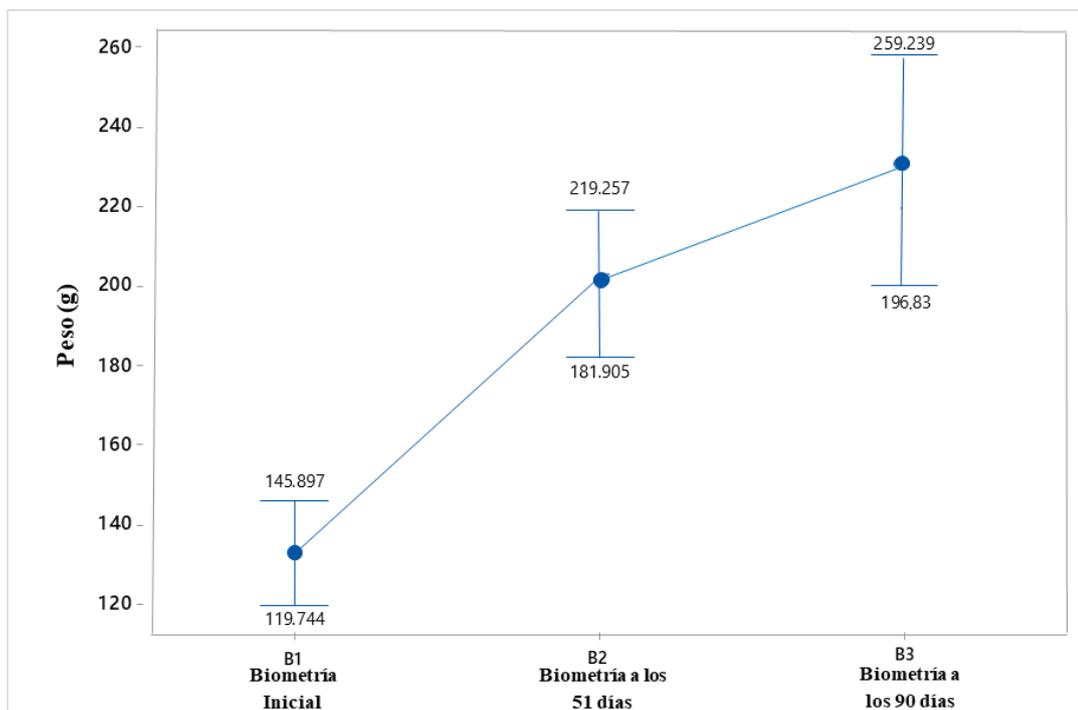


Figura 18: Intervalos de confianza al 95% según biometrías de peces

En cuanto a la amplitud de los intervalos se aprecia un mayor tamaño en la biometría 3, sin embargo, al analizar el coeficiente de variabilidad (Tabla 6), se aprecia que no hubo diferencia, es decir, los pesos en cada etapa han sido homogéneos.

Tabla 6: Estimación de la curva de crecimiento de los peces

Variable	Media	Desv.Est.	CoefVar	Mínimo	Máximo	*IC Inferior	*IC superior
Biometría1	134.77	54.43	40.98	58	353	119.74	145.897
Biometría2	200.58	77.16	38.47	69	470.6	181.905	219.257
Biometría3	228.03	85.7	39.41	107.4	510.4	196.83	259.239

*IC= Intervalo de Confianza

De acuerdo con Ramírez *et al.* (2011), el crecimiento de los peces está determinado fundamentalmente por la cantidad de alimento ingerido (energía y nutrientes) y por la temperatura. En este caso, se alimentó a los ejemplares de tilapia con una ración diaria de 3% de la biomasa inicial reduciendo luego a 1.5% a los 51 días; a una tasa de alimentación de 63 y 47 gramos por m² de área del cultivo hidropónico respectivamente. Siguiendo lo descrito por Rakocy *et al.* (2006), para maximizar la producción de plantas hidropónicas (balsa de raíz flotante) en un sistema acuapónico, las tilapias de 1/4 a 1/2 libra (114 - 228

g) deben consumir de 2 a 3 por ciento de su peso corporal hasta ser cosechadas en 1 a 2 libras (500 - 909 gramos); y usar una proporción en el rango de 60 a 100 gramos de alimento para peces por metro cuadrado de área de cultivo de plantas por día. Del mismo modo, FAO (2014), para la producción de alimentos acuapónicos a pequeña escala, recomienda una tasa de alimentación de 1 a 2 por ciento del peso corporal por día para peces de más de 100 gramos de masa corporal; y una proporción de la tasa de alimentación de 40 a 50 g/m² para verduras de hoja verde. Encontrándose el presente estudio dentro de los rangos óptimos de la tasa de alimentación para el desarrollo de peces y vegetales en acuaponía.

El valor del factor de conversión alimenticia (FCA) más bajo reportado fue de 2.27 a los 51 días de alimentación; posteriormente se incrementó a 2.54 a los 90 días (Anexo 5). Estos valores resultaron menores a los reportados por Licamele (2009) de 3.1 ± 0.3 de uno de sus tratamientos con tilapia nilótica en un sistema de acuaponía, con un incremento de biomasa de 1.8 ± 0.15 kg, a una densidad inicial de 8 kg/m³ y una sobrevivencia del 88% después de 35 días de cultivo; cercanos comparado con el FCA para tilapia en el sistema de acuaponía de 2.2 y para tilapia en acuicultura FCA de 1.5 - 2.0 (Watanabe *et al.* 2002) y superiores al FCA de 1.4 a 1.8 de FAO (2014). Según García (2014) un valor mayor a 2 (FCA) indica una baja eficiencia de los peces para convertir el alimento en biomasa, lo ideal es que sea igual a 1.

Estos altos índices obtenidos de FCA se relacionan probablemente a que los peces dejan de comer adecuadamente por efecto de la temperatura del agua, debido a cambios metabólicos que se reflejan en la cantidad de alimento consumido, crecimiento y locomoción (Pang *et al.* 2011; citados por Ramírez 2011). Durante los meses fríos los peces dejan de crecer y el consumo de alimento disminuye (Saavedra 2006). De acuerdo a lo mencionado por Masser *et al.* (1992) y Rakocy *et al.* (2004), determinados factores que conducen a una alta tasa de conversión alimenticia (FCA) podrían ser el resultado a la interacción de la calidad del agua y del consumo de alimento; la fluctuación de la temperatura del agua a valores extremos, disponibilidad baja de oxígeno o alta concentración de amonio; hace que se vea reflejada en la predisposición de los ejemplares al momento de alimentarse, llegando a no ser aprovechado de manera eficiente la ración diaria, y solo una pequeña cantidad vaya al crecimiento de los peces y el alimento no consumido como desechos de los cultivos.

Otro factor que puede contribuir a una baja producción reflejada en la tasa promedio de crecimiento y alto valor de FCA, es el contenido de nutrientes de los alimentos de los peces. Se debe tener en cuenta el nivel de proteína con el que se obtiene el máximo crecimiento de acuerdo a los diferentes estadios y sistemas de producción (Nicovita 2014).

Para el presente estudio, el contenido de proteína de la dieta suministrada a los peces fue de 42%; tomando en consideración lo recomendado por algunos autores como Gunasekara *et al.* (1995), quienes mencionan que alimentar las tilapias con niveles de proteína de 32 - 40% causa que crezcan y maduren más rápidamente que los alimentados con niveles de proteína bruta de 10, 17 y 25%; de igual modo, Valbuena y Vásquez (2011), que los niveles de proteína dietaria de 35% tienen mayor influencia en las tasas de excreción de amonio en la tilapia roja (*Oreochromis sp.*), correspondiendo aproximadamente de 60 - 80% del total del nitrógeno excretado. Asimismo, Nelson (2008) quien señala que los alimentos que contienen un mayor nivel de proteína (30 - 40%) generan mayor cantidad de nitrógeno en forma de nitrato, siendo la principal fuente de alimentación de las plantas en cultivos hidropónicos.

4.2.2 Producción de lechuga

El caudal empleado fue de 2.4 l/min (0.8 l/min cada tanque), siendo el mismo caudal de ingreso al tanque de almacenamiento. Luego de la incorporación de lechugas al sistema se añadió dos soluciones nutritivas: la primera de ellas compuesta por fosfato monopotásico (0.15 g/l) y sulfato de potasio (0.35 g/l); y la segunda solución “La Molina B” (2ml/l) compuesta por sulfato de magnesio, quelato de hierro y micronutrientes; estas soluciones se adicionaron para incrementar la cantidad de sales al agua del sistema, medido por la conductividad eléctrica. Para regular el pH del agua se adicionó ácido fosfórico (60% P₂O₅) a razón de 2 a 3.5 ml cada vez que había un descenso.

Al finalizar el estudio se logró una cosecha de 9.75 kg de lechuga, a una densidad de siembra de 20 unidades/m² equivalente a 2.18 kg/m², con una ganancia de peso fresco promedio de 2.76 g/d; pesos promedios de la planta entera y follaje de 108.32 y 99.94 g respectivamente; sobrevivencia de 100% luego de 39 días de cultivo.

Estos valores resultaron menores a los encontrados por Arriaza y Martínez (2009) para lechugas en acuaponía con tilapia en Zamorano - Honduras, que a una densidad de 15 unidades/m², una tasa de crecimiento promedio de 3.04 g/d, obtuvo pesos promedios del follaje entre 45 y 256 g. y un porcentaje de sobrevivencia de 100% a los 28 días; situación similar a los reportados por Licamele (2009), quien a una densidad final de 4.7 kg/m² obtuvo pesos promedio de lechuga de 145.47 ± 33.94 g, una tasa de crecimiento promedio de 4.15 g/d durante 35 días, en un estudio comparativo de lechuga cultivada a diferentes densidades de tilapia en un sistema acuapónico. Por el contrario, fueron superiores a los obtenidos por Moreno y Zafra (2014) en una producción de lechuga usando la técnica de solución nutritiva recirculante (NFT), de peso promedio comercial de 94.4 g a una tasa de crecimiento promedio de 1.05 g/d y 2.26 kg/m² por cosecha, luego de 90 días para un sistema acuapónico con tilapia roja; a los logrados por Cáceres (2013) a una tasa de crecimiento promedio de 1.34 g/d luego de 105 días, para un cultivo de lechugas en un sistema acuapónico continuo. Y muy superiores a los reportados por Calderón (2012), en un sistema de acuaponía de cultivo asociado de tilapia roja y lechuga, con una tasa de crecimiento de lechuga de 0.98 g/d y pesos promedio de 68.7 g durante 70 días de ensayo.

En cuanto al rendimiento promedio de lechuga alcanzado en el presente estudio (2.18 kg/m²) estuvo por debajo de lo recomendado por FAO (2014) para producción de alimentos acuapónicos a pequeña escala de 5 kg/m²; cabe señalar, que este alto valor se logra en producciones con fines comerciales, usando altas densidades, en condiciones óptimas de temperatura (encima de los 24°C) y exposición de luz. Sin embargo, resultaron cercanos a los obtenidos por otros investigadores de 2.26 kg/m² (Moreno y Zafra 2014), 1.56 kg/m² (Rubio 2012) y 1.31 kg/m² (Arriaza y Martínez 2009), en similares estudios.

La longitud promedio del follaje y raíces de las lechugas fueron de 26 y 25 cm respectivamente; resultando mayores a los obtenido por Moreno y Zafra (2014) de 16.6 cm de longitud de hoja y crecimiento de la raíz de 16.4 cm a los 90 días, en sistema acuapónico realizado en el mismo año (Agosto a Octubre 2013); y similares a los de Arriaza y Martínez (2009) que alcanzaron un máximo de longitud de hoja de 21.6 cm y 32.7 cm de raíz a los 28 días, en una producción hidropónica de lechuga integrada con el cultivo de tilapia con tres niveles de potasio y hierro.

Durante el tiempo que duro el cultivo hidropónico no se observó ninguna indicación de deficiencia de nutrientes, problema de plagas o signos de enfermedad que afectara el desarrollo y crecimiento de las lechugas; por lo tanto, no se utilizó pesticidas; viéndose reflejado en el tamaño y el color verde de las hojas; y en raíces abundantes, muy sanas y de buen crecimiento (Figura 19). Generalmente la deficiencia en lechugas se manifiesta en forma de clorosis (amarillamiento) de las hojas (Rakocy *et al.* 2006) y en efectos negativos de las raíces como la pérdida de tejido celular por la acumulación de sólidos que crea zonas anaerobias que impiden la absorción de nutrientes y oxígeno, impidiendo su desarrollo (Castiblanco e Hidalgo 2009).



(a)



(b)



(c)



(d)

Figura 19: Cabezas de lechuga cultivadas con el método de balsa de raíz flotante en las unidades de cultivo hidropónico (a y b). Raíces saludables de lechuga (c) y lechugas cosechadas a los 39 días después de trasplantadas (d), lugar: Centro de investigaciones Facultad de Pesquería de la UNALM.

En la Figura 20 muestra la correlación entre el peso y longitud de las hojas de lechuga donde se sobrepuso la variable tiempo, lo que permite observar simultáneamente como las lechugas a medida que el tiempo transcurre van aumentando el peso y tamaño, mostrando una tendencia positiva, es decir a mayor longitud de las hojas, mayor será el peso de estas y resaltar que esta correlación es moderada, cercana a positiva alta (Tabla 7 y Anexo 6).

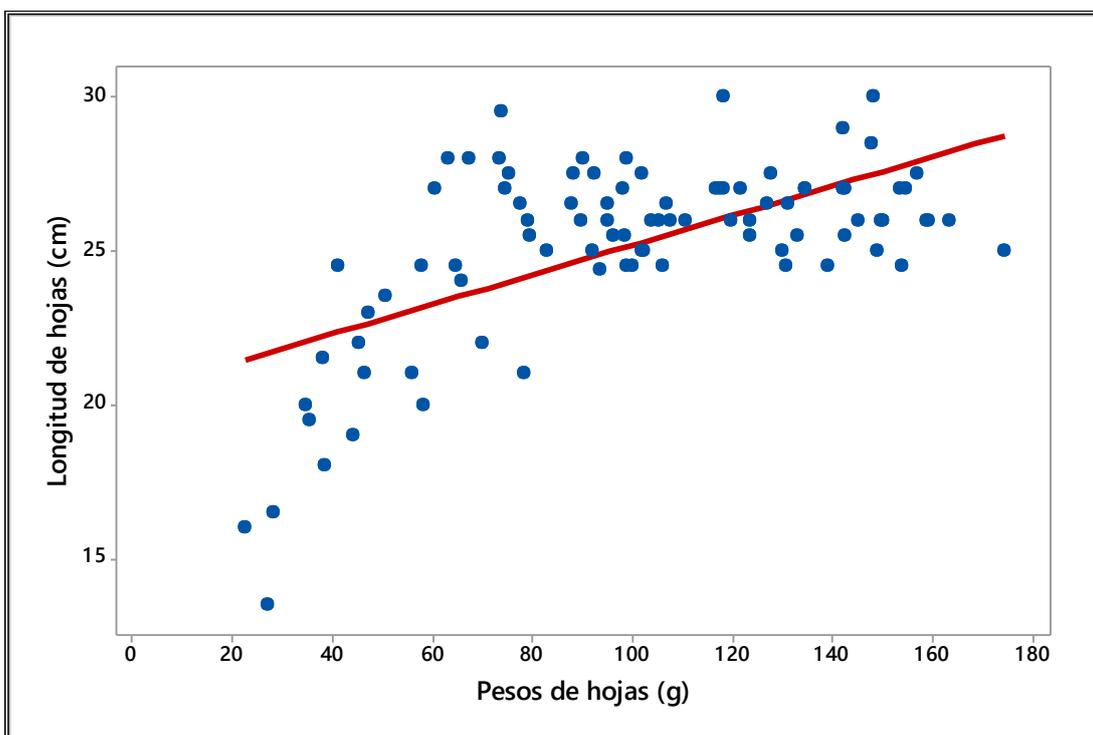


Figura 20: Correlación entre longitud y peso de las hojas de lechugas, $r^2 = 0.3764$

Tabla 7: Análisis de correlaciones entre el peso y la longitud de las hojas de lechuga

	Long. Hojas	Peso Hojas
Long. Hojas	1	0.6135
Peso Hojas	0.6135	1

4.2.3 Eficiencia del sistema

A una densidad inicial de cultivo de peces de 11.37 kg/m³ durante la etapa II (acuapónico), que recibieron 5.93 kg de alimento (42% de proteína) durante un periodo de 39 días; con un FCA de 3.18, produjo 1.87 kg de pescado y 9.75 kg de lechuga. Es decir con 3.18 kg de alimento se pudo producir 1 kg de pescado y 5.21 kg de lechuga, a una relación neta de

biomasa de peces a la biomasa de lechuga de 0.19. Este rendimiento es similar al encontrado por Licamele (2009), quien con una densidad de 8 kg/m³ de peces, que recibieron 5.6 kg de alimento durante 35 días; y una media de FCA 3.10 ± 0.27 , produjo 1.82 ± 0.15 kg de pescado y 2.89 ± 30.00 kg de lechuga, es decir 1 kg de pescado rindió 1.59 kg de lechuga, a una proporción neto de biomasa peces a la biomasa lechuga de 0.63; y menor a lo reportado por Grande y Luna (2010), quienes con una densidad inicial de 6.15 kg/m³ de peces, que recibieron 8.4 kg de alimento durante 28 días; y una media de FCA 1.82, produjo 4.63 kg de pescado y 10.87 kg de lechuga, es decir 1 kg de pescado rindió 2.28 kg de lechuga, en un sistema de acuaponía con diferentes densidades de lechuga.

A pesar de registrarse un lento desarrollo en los peces en esta etapa del estudio con un incremento de peso de 13.69%, se obtuvieron buenos porcentajes de sobrevivencia; y una adecuada producción de biomasa de lechuga.

4.3 PARÁMETROS FÍSICO – QUÍMICOS DE CALIDAD EN EFLUENTE

4.3.1 Temperatura del agua

La amplitud térmica total promedio durante el período de estudio de 14 semanas (90 días) fue de 9.8°C, basada en una máxima registrada de 26.4°C y una mínima de 16.6°C durante los meses de abril y julio del 2013, respectivamente (Tabla 8 y Figura 21). El rango óptimo para el buen desarrollo y crecimiento del cultivo de tilapia es de 22 a 29°C (FAO, 2014), y en un sistema acuapónico la temperatura del agua debe mantenerse entre 21.1 a 23.3°C, (Nelson 2008). Valores que coinciden con las temperaturas registradas durante los dos primeros meses, en los que hubo una buena ganancia de peso de los ejemplares (48.8%) y el menor factor de conversión alimenticia (2.27). Por el contrario, los menores registros se dieron en los meses de junio y julio con temperaturas en promedio de 19.3 y 16.7°C, respectivamente; donde no se obtuvieron resultados favorables para el desarrollo de los peces (13.7%); sin embargo, para el cultivo de lechuga resultaron óptimas, porque dicho vegetal crece mejor en temperaturas más frías de 18 a 26°C (FAO 2014).

Tabla 8: Registro de temperatura promedio del agua

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	Temperatura Promedio °C
ETAPA I INICIAL	1	26.4
	2	25.9
	3	26.0
	4	25.3
	5	25.6
	6	23.2
	7	22.0
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	21.2
	9	20.3
	10	19.4
	11	18.9
	12	16.8
	13	16.6
	14	16.9

Etapa	T °C	Ganancia de peso en peces (%)
Inicial	26.4 - 22.0	48.8
Acuapónica	21.2 - 16.6	13.7

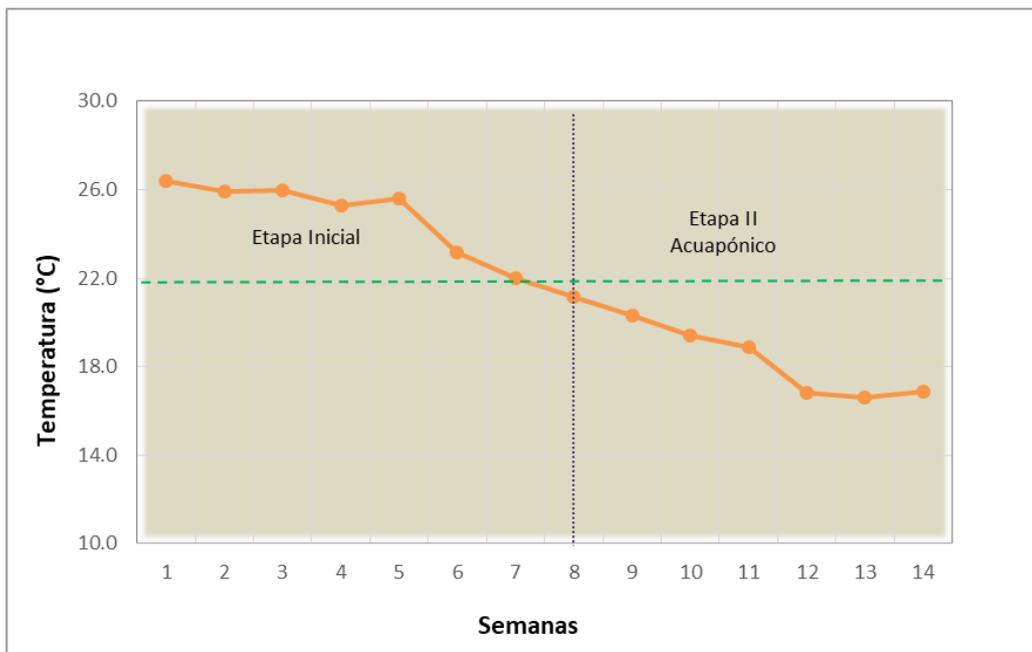


Figura 21: Comportamiento de la temperatura del agua durante el estudio

----- Valor promedio de temperatura del agua en un sistema acuapónico (Nelson 2008)

4.3.2 pH del agua

El pH del agua se mantuvo en un valor promedio de 7.6 durante las 14 semanas que duró el trabajo experimental (Tabla 9 y Figura 22). En la primera etapa los valores se presentaron elevados llegando a un máximo de 8.57, luego en la etapa II con la incorporación del cultivo hidropónico el pH estuvo cercano a 7.43 en promedio, estos valores son ligeramente superiores a los recomendados para las plantas, el rango aceptable para los sistemas hidropónicos es de 5.5 a 6.5 (Rakocy *et al.* 2006). En acuaponía el pH deben mantenerse entre un nivel de pH de 6.8 - 7.0 (Bernstein 2011).

Respecto al comportamiento del pH en cada unidad del sistema acuapónico se observó que los valores promedios más altos se registraron en la entrada de los tanques de cultivo hidropónico (UCH.e), presentando una diferencia significativa ($p < 0.05$) con respecto a las otras unidades del sistema (Anexo 8); los valores promedios más bajos se dieron en la salida de los tanques de cultivo hidropónico (UCH.s), en este caso se debió probablemente a que las plantas al absorber los nutrientes del agua (amonio NH_4^+) producen un descenso del pH (Smart Fertilizer Management 2012). Valores similares de pH se presentan en los tanques de cultivo de tilapia entrada (UCP.e) y salida (UCP.s).

En general los valores de pH en los efluentes fueron determinantes para el cultivo de peces, siendo además, los peces participe de las fluctuaciones del mismo, debido a los procesos biológicos propios como la liberación de amoniaco y desechos a través de las branquias que son disueltos en el agua (Rakocy *et al.* 2006). Sin embargo, al mantenerse cercano a los niveles óptimos de pH se consiguió un desarrollo normal reflejado en su crecimiento y alto porcentaje de sobrevivencia. Para la producción de lechugas, el pH al resultar un punto más alto a lo recomendado, posiblemente originó que alguno de los micronutrientes estuviesen menos disponibles o que su capacidad de absorción fuera algo limitado, pero no al grado de observar daños en raíces y hojas, deficiencias de crecimiento o incluso muerte de alguna de ellas. En el caso de los procesos de nitrificación bacteriana, las reacciones de conversión de amoniaco en nitrato es la razón principal del descenso constantemente del pH en el agua, eso fue corregido con la adición de un buffer (ácido fosfórico 60% P_2O_5) para mantener el pH dentro del rango óptimo (7.2 a 7.8); y a la vez ser aprovechado como nutriente por las plantas (Loveless y Painter 1968; citados por Timmons *et al.* 2002).

Tabla 9: Registro del pH en cada unidad del sistema acuapónico

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
		UCP.e (1)	UCP.s (2)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
ETAPA I INICIAL	1	7.49	-	-	-
	2	7.54	-	-	-
	3	7.68	-	-	-
	4	8.57	-	-	-
	5	7.54	-	-	-
	6	8.35	-	-	-
	7	7.79	-	-	-
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	7.71	7.73	7.69	8.01
	9	7.31	7.40	7.41	7.27
	10	7.52	7.46	7.61	7.45
	11	7.36	7.40	7.61	7.32
	12	7.29	7.25	7.50	7.25
	13	7.37	7.31	7.38	7.05
	14	7.46	7.37	7.41	7.15

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

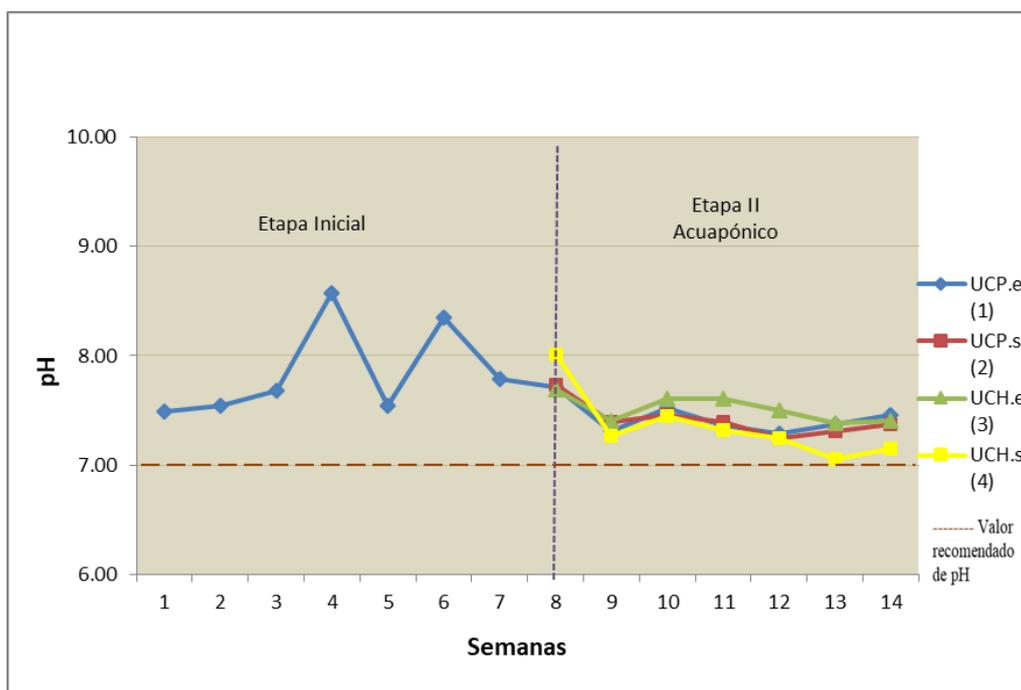


Figura 22: Tendencia del pH del agua en el tiempo

4.3.3 Oxígeno disuelto

El valor máximo promedio de oxígeno disuelto en el efluente alcanzó los 7.36 mg/l y se registró al ingreso de los tanques de cultivo hidropónico (UCH.e) durante la etapa II (Tabla 10) y de 6.55 mg/l en promedio para todo el sistema durante el desarrollo del estudio. Según FAO (2014) los valores óptimos de OD en la producción de alimentos en un sistema acuapónico a pequeña escala, deben estar de 4 - 8 mg/l, donde las bacterias crecen de forma saludable y con altos niveles de productividad. Asimismo, Nelson (2008) sostiene que en acuaponía los niveles de OD cerca de 80% de saturación están entre 6 y 7 mg/l por niveles debajo de 3 mg/l causan estrés a la vida acuática y niveles menores de 1.0 mg/l son letales. Por otro lado, el OD está en función de la temperatura del agua y tienen una relación única que puede afectar la producción de alimentos acuapónicos (FAO 2014). En este caso, la solubilidad del oxígeno fue la adecuada a las temperaturas registradas en el presente estudio de 18.57 y 24.91°C en promedio, logrando mantener concentraciones de OD dentro de los niveles óptimos.

Tabla 10: Niveles de oxígeno disuelto (mg/l) en los efluentes del sistema

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
		UCP.e (1)	UCP.s (2)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
ETAPA I INICIAL	1	7.21	-	-	-
	2	5.00	-	-	-
	3	4.29	-	-	-
	4	8.69	-	-	-
	5	9.36	-	-	-
	6	8.20	-	-	-
	7	8.91	-	-	-
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	3.70	3.37	4.08	3.76
	9	4.46	5.22	5.38	4.32
	10	8.67	7.71	8.82	8.53
	11	7.03	6.47	8.57	6.04
	12	7.83	6.93	8.91	6.85
	13	7.11	5.70	8.21	5.20
	14	7.79	6.76	7.56	5.83

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

Los valores registrados de la concentración de oxígeno disuelto en la entrada de los tanques de cultivo hidropónico (UCH.e) durante la etapa II fueron de hasta 27% mayores,

presentando una diferencia significativa ($p < 0.05$) con respecto a los otros componentes del sistema (Anexo 9). Los valores menores se presentaron en las salidas de ambos cultivos (UCP.s y UCH.s). Pero aun así se mantuvieron en concentraciones óptimas y el comportamiento oscilante de este parámetro se debió posiblemente a los altos requerimientos de oxígeno por parte de los peces, las bacterias nitrificantes y la región radicular de las plantas, que sumado a las altas cargas orgánicas que se producen, consumen considerables concentraciones de oxígeno en sus procesos de transformación química (Rakocy *et al.* 2006).

Generalmente el OD se mantuvo estable casi todo el tiempo del estudio, salvo en dos fechas que por factores externos (falta de electricidad) los niveles de oxígeno cayeron considerablemente (Figura 23) lo que fue corregido con la reposición de agua. Asimismo, no se observó pudrición en las raíces de las lechugas, o raíces deficientes en tamaño, ni aparición de hongos (FAO 2014). En peces no presentó agrupamiento alrededor de la tubería de entrada o cerca de la superficie del agua con intención de llevarse el aire a la boca, siendo estos, indicadores de niveles bajos de oxígeno disuelto en el agua (Calo 2011).

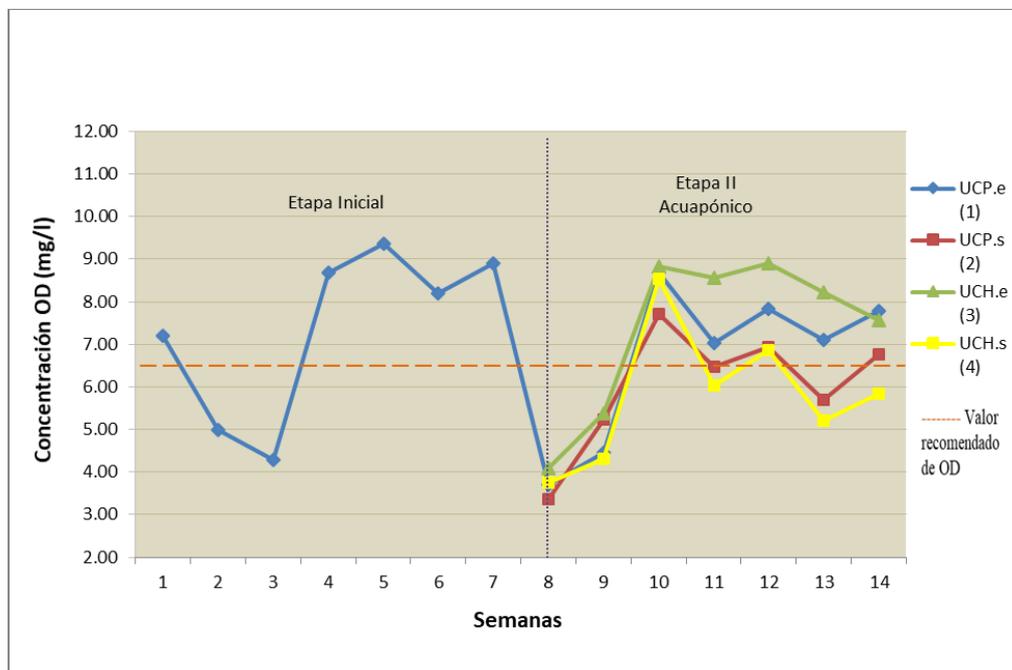


Figura 23: Tendencia del oxígeno disuelto (mg/l) del sistema

4.3.4 Conductividad eléctrica

Los niveles de conductividad eléctrica registrados en el Tabla 11 determinan una adecuada concentración de sales disueltas en el agua del sistema acuapónico, presentando un promedio de 1.20 dS/m, valor que se encuentran dentro del establecido en la norma de calidad ECA para Agua, DS 002-2008- MINAM de ≤ 2.00 dS/m para riego de vegetales; ligeramente bajo del rango óptimo para plantas en hidroponía que recomiendan alrededor de 1.50 - 1.80 dS/m (Nelson 2008), y muy superior a los valores registrados en los sistemas acuapónicos que están entre 0.30 - 0.60 dS/m (Rakocy *et al.* 2004) y 0.30 - 0.80 dS/m (Nelson 2008). En los sistemas acuapónicos, a pesar de ser común encontrar valores bajos de conductividad no indica que los sistemas sean pobres en nutrientes (Rakocy *et al.* 2006).

Tabla 11: Valores de conductividad eléctrica registrados en los efluentes del sistema (expresados en dS/m)

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
		UCP.e (1)	UCP.s (2)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
ETAPA I INICIAL	1	0.80	-	-	-
	2	0.83	-	-	-
	3	1.05	-	-	-
	4	0.98	-	-	-
	5	0.95	-	-	-
	6	0.97	-	-	-
	7	0.99	-	-	-
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	0.98	1.07	1.16	1.09
	10	1.17	1.19	1.18	1.17
	11	1.23	1.26	1.23	1.22
	12	1.23	1.26	1.22	1.22
	13	1.27	1.29	1.26	1.25
	14	1.20	1.23	1.20	1.18

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

Cabe señalar que los niveles de conductividad más altos se registraron en la salida (UCP.s) de las unidades de cultivo de tilapia alcanzando en promedio los 1.22 dS/m, y presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) con respecto a los otros componentes del sistema (Anexo 10), posiblemente explicado porque en esta unidad las sales y nutrientes son generados constantemente y por tanto hay una mayor concentración (Rakocy 2007).

En la Figura 24 se muestra la tendencia al incremento de la conductividad eléctrica en todos los puntos del muestreo con relación al tiempo, lo que se refleja en el contenido de sales. Indicador importante para controlar los niveles de salinidad que puedan afectar a las plantas (Yáñez 2013).

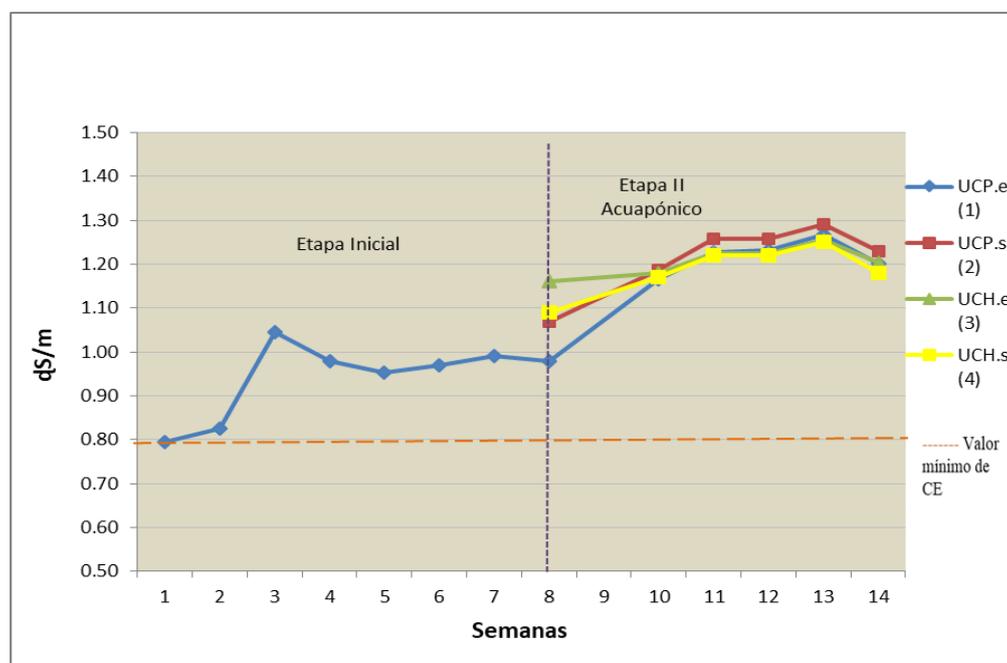


Figura 24: Tendencia de la conductividad eléctrica (dS/m)

4.3.5 Nitrógeno amoniacal total (NAT) y amoniacado (NH_3)

Los valores de nitrógeno amoniacal total (NAT) se muestran en la Tabla 12, se registró un incremento a lo largo de la etapa I, se inició con un valor mínimo de 0.00 mg/l hasta alcanzar los 12.0 mg/l en la semana 4. Esto es común en los sistemas cerrados de recirculación de agua utilizados en la acuicultura, siendo el primer paso en el establecimiento del sistema la incorporación de los peces y el agua, al inicio posee una cantidad mínima de compuestos nitrogenados y con el paso del tiempo estos se generan en concentraciones variables (Nelson 2008).

En la etapa II las concentraciones de NAT registraron los valores promedios más altos en las salidas de los tanques de peces (UCP.s) de 6.89 mg/l, presentando diferencias significativas ($p < 0.05$) con en el resto de los tratamientos cuyos valores comenzaron con una alta concentración y disminuyeron con el tiempo, manteniéndose en rangos promedios entre 3.25 y 3.66 mg/l (Anexo 11). La función del biofiltro, podría explicar la disminución

del NAT del efluente que sale de los tanques de peces (UCP.s) e ingresa a las camas hidropónicas (UCH.e), alcanzando una remoción del 48%; haciendo efectivo el proceso de nitrificación bacteriana (Calo 2011).

Tabla 12: Niveles de NAT (mg/l) en los efluentes del sistema

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
		UCP.e	UCP.s	UCH.e	UCH.s
ETAPA I INICIAL	1	0.00	-	-	-
	2	6.00	-	-	-
	3	8.00	-	-	-
	4	12.00	-	-	-
	5	8.00	-	-	-
	6	6.00	-	-	-
	7	6.00	-	-	-
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	8.00	10.00	11.00	9.00
	9	2.46	2.60	0.00	0.00
	10	8.67	7.71	8.82	8.53
	11	0.70	7.00	1.00	1.00
	12	0.20	8.00	0.70	0.10
	13	1.95	6.05	0.15	0.85
	14	0.95	5.70	0.20	0.65

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

Los valores no excedieron los límites recomendados para este compuesto, excepto en la salida de los tanques de cultivo de peces (UCP.s), donde el efluente sale cargado de productos metabólicos representado entre el 70 al 95% del nitrógeno total excretado (Kaushik 2000; citado por Torres *et al.* 2015). De acuerdo a lo mencionado por Fitzsimmons (1992); citado por Licamele (2009), el efluente procedente de sistemas intensivos de recirculación, los niveles de amoníaco total puede llegar hasta 19.2 mg/l; sin embargo, en sistemas acuapónicos el rango seguro debe ser menor a 3 mg/l (Nelson 2008); de 1 mg/l de nitrógeno de amoníaco total (NAT) para agua fría y 2 o 3 mg/l para peces de aguas cálidas (Timmons y Ebeling 2007).

Los valores obtenidos de NAT resultaron menores al ser comparados con los parámetros expuestos por Campos (2013) con una media de 16.56 ± 20.47 mg/l, en las entradas y de 7.93 ± 13.86 mg/l en las salidas de un sistema de acuaponía usando el efluente del cultivo de tilapia en condiciones salinas. Asimismo, fueron mayores a los reportados por Ingle de

la Mora *et al.* (2003) con una media de 0.32 ± 0.22 mg/l, en los tanques de cultivo y de 0.16 ± 0.012 mg/l en los otros componentes de un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. Es necesario señalar que en este último ensayo trabajaron con una menor densidad de peces (6 kg/m^3), se realizaron mayores recambios de agua y utilizaron una mejor tecnología de aireación, comparada al presente estudio, logrando de esta manera mantener bajos sus niveles de NAT.

Las fluctuaciones del NAT expresadas en la Figura 25, indican la misma tendencia en todos los tratamientos, presentando un punto anómalo en la semana 10 con valores promedio más altos de NAT alcanzando los 8.43 mg/l. La elevación de la concentración de este compuesto se debió a sucesos no previstos a lo que fue expuesto el sistema acuapónico, como la falta de electricidad dejando de funcionar la bomba de recirculación de agua y los aireadores por un par de días, esto generó el estancamiento de agua, y bajas en los niveles de oxígeno, los cuales pudieron alterar el comportamiento de los organismos presentes en el sistema como el rechazo del alimento por parte de los peces y la inadecuada función nitrificante de las bacterias (Calo 2011). Situación que fue controlada con la reposición de agua que contribuyó a reducir los niveles del NAT; a pesar de esta situación, no se observaron problemas de conducta anómala o muerte de los peces.

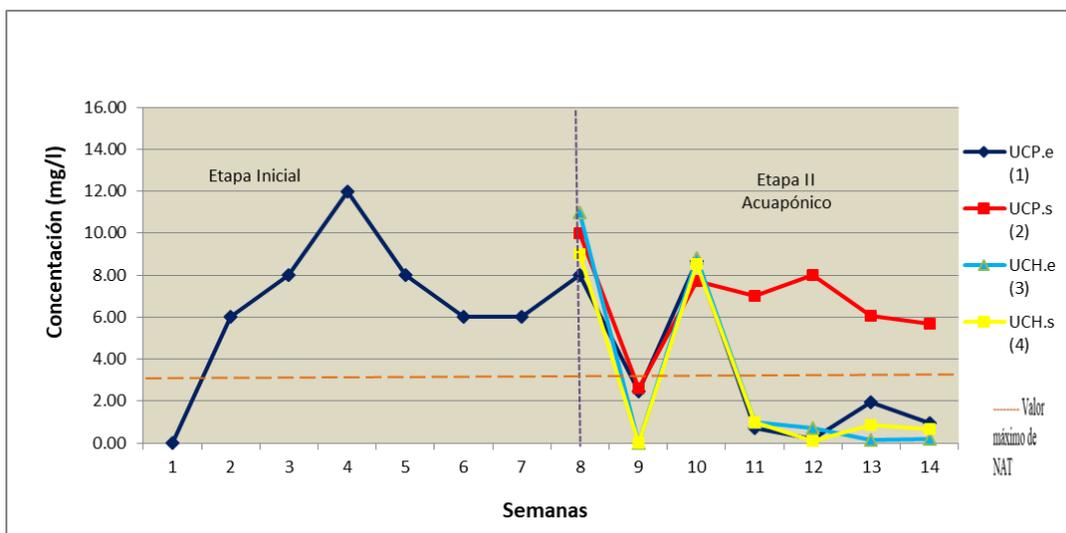


Figura 25: Fluctuaciones de nitrógeno amoniacal total (mg/l)

El amoníaco (NH_3) presentó una conducta similar a la del NAT, registrando los valores promedios más altos en los efluentes del cultivo de peces (UCP.s) de 0.09 mg/l, en contraste con los otros componentes del sistema, donde los valores fueron

significativamente más bajos (Tabla 13). La tendencia a la acumulación y retención del amoníaco en los tanques de peces, podría ser explicado que al haber recibido menos alimento durante esta etapa (1.5%), este contenía un alto contenido de proteína (42%), el cual puede aportar hasta el 88% del nitrógeno endógeno generado en el sistema (Ingle de la Mora *et al.* 2003). Asimismo las bajas temperaturas (18.6°C en promedio) y menores niveles de oxígeno (5.9 mg/l) presentados en este punto, podrían haber influenciado en el comportamiento de los ejemplares al momento de alimentarse y generar desechos nitrogenados a partir del alimento no consumido (Rakocy *et al.* 2004).

Tabla 13: Niveles de amoníaco (mg/l) en los efluentes del sistema

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
		UCP.e	UCP.s	UCH.e	UCH.s
ETAPA I INICIAL	1	0.00	-	-	-
	2	0.14	-	-	-
	3	0.24	-	-	-
	4	1.84	-	-	-
	5	0.19	-	-	-
	6	0.68	-	-	-
	7	0.17	-	-	-
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	0.22	0.27	0.30	0.24
	9	0.03	0.03	0.00	0.00
	10	0.13	0.12	0.13	0.13
	11	0.01	0.08	0.01	0.01
	12	0.00	0.06	0.01	0.00
	13	0.01	0.04	0.00	0.01
	14	0.01	0.05	0.00	0.01

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

No obstante, las concentraciones de amoníaco en los efluentes no excedieron los límites máximos establecidos para este compuesto. De acuerdo con Abdalla *et al.* (1996); citados por Ingle de la Mora *et al.* (2003) la especie tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) puede tolerar niveles altos que van desde 1.1 a 4.1 mg/l de amoníaco (amonio no ionizado) durante largos periodos de tiempo (hasta 96 horas), mostrando una mortalidad del 50%. De igual manera, Bravo (2007) estimó una concentración letal media (CL₅₀) a las 96 horas de 1.08 y 1.83 ppm de amoníaco en peces-larva y alevines de tilapia roja (*Oreochromis sp.*), respectivamente. Timmons y Ebeling (2007) señalan el valor de 0.025 mg/l como la concentración máxima permitida para amoníaco (NH₃) en los sistemas de producción

acuícola. Por otro lado, FAO (2014) ha establecido que los niveles de amoníaco en un sistema acuapónico deben estar cerca de cero, o como máximo 0.25 - 1.0 mg/l, y en especies como tilapia y carpa pueden mostrar síntomas de intoxicación por amoníaco a niveles tan bajos como 1.0 mg/l.

Se observó una tendencia estable del amoníaco en todos los componentes del sistema a partir de la semana 9 (Figura 26), y se alcanzó una remoción cercana al 40%, este hecho indica que hubo una adecuada eliminación del amoníaco en el efluente que recorre a través del biofiltro y las camas hidropónicas.

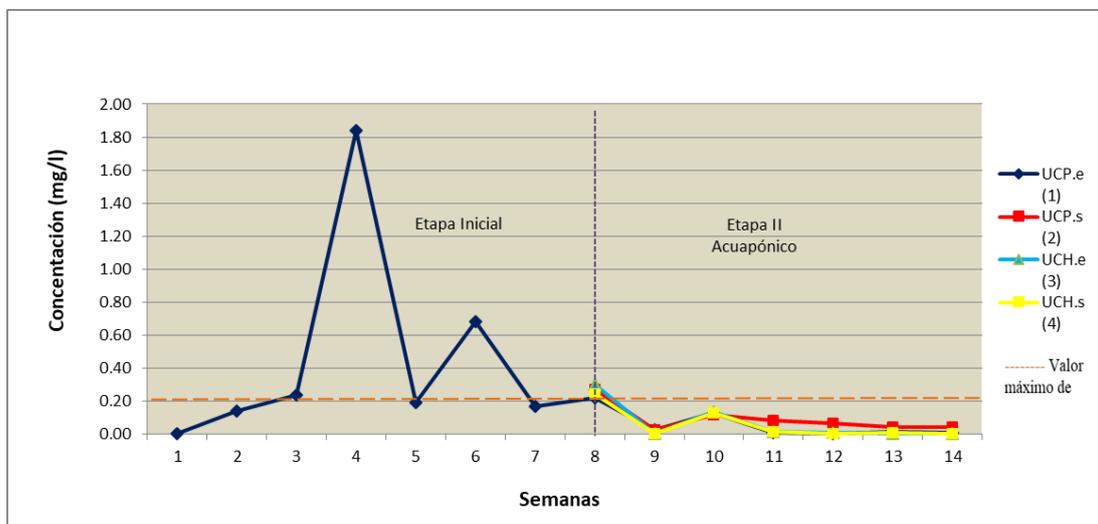


Figura 26: Fluctuaciones de amoníaco (NH₃) en mg/l

4.3.5 Nitritos

Los valores de nitrito registrados en la entrada de la unidad de cultivo de tilapia (UCP.e), mostraron un incremento a lo largo del periodo de la primera etapa (Tabla 14), se inició con un valor mínimo de 0.06 mg/l e incrementando a la semana 7 con un valor de 1.5 mg/l. En los sistemas cerrados de recirculación de agua ocurre que al inicio posee una cantidad casi nula de nitrito y con el paso del tiempo se va acumulando hasta que nuevamente comienza a disminuir; estas variaciones se producen con el desarrollo de bacterias nitrificantes encargados de las conversiones de los compuestos nitrogenados generados en el sistema (Nelson 2008).

En la etapa II los valores de nitrito se encontraron en rangos inferiores a 0.85 mg/l en promedio con valores de 0.30 mg/l mínimo y 1.50 mg/l máximo con un promedio de 0.75

mg/l en las entradas; y 0.30 mg/l mínimo y 1.00 mg/l máximo con un promedio de 0.51 mg/l en las salidas del sistemas. Al compararlos con los parámetros expuestos por Campos (2013) se ve que estos valores son inferiores a los registrados en un sistema de acuaponía usando el efluente del cultivo de tilapia en condiciones salinas de 0.035 mg/l mínimo y 1.84 mg/l máximo en las entradas con una media de 0.70 ± 0.70 , y 0.27 mg/l mínimo y 1.84 mg/l máximo, con una media de 0.59 ± 0.68 en las salidas; y además son menores a los promedios reportados por Calderón (2012) de 1.20 mg/l en los tanques de peces y 0.58 mg/l en las pozas de almacenamiento, en un cultivo asociado de tilapia roja y lechuga; libres de químicos, mediante un sistema acuapónico.

Tabla 14: Niveles de nitritos NO₂ (mg/l) en los efluentes del sistema

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
		UCP.e (1)	UCP.s (2)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
ETAPA I INICIAL	1	0.06	-	-	-
	2	0.66	-	-	-
	3	0.66	-	-	-
	4	1.00	-	-	-
	5	1.00	-	-	-
	6	1.00	-	-	-
	7	1.50	-	-	-
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	1.50	5.00	1.00	1.00
	9	0.84	0.90	0.30	0.30
	10	0.76	0.92	0.66	0.64
	11	0.49	1.00	0.39	0.37
	12	0.30	0.98	0.40	0.36
	13	0.60	1.02	0.22	0.38
	14	0.29	1.30	0.24	0.22

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

Las fluctuaciones del nitrito expresadas en la Figura 27, los valores no excedieron los rangos de tolerancia de estos compuestos para la especie cultivada en un sistema acuapónico; a niveles superiores a 1.0 mg/l no se consideran seguras para la mayoría de peces (Nelson 2008), mientras que concentraciones de 5 mg/l parecen causar un ligero estrés, o la muerte cuando sobrepasan los 5 mg/l en el caso de la tilapia (Masser *et al.* 1992 y Rakocy 1989). Asimismo, FAO (2014) ha establecido que los niveles de nitrito en un sistema acuapónico deben estar cerca de cero, o como máximo 1.0 mg/l.

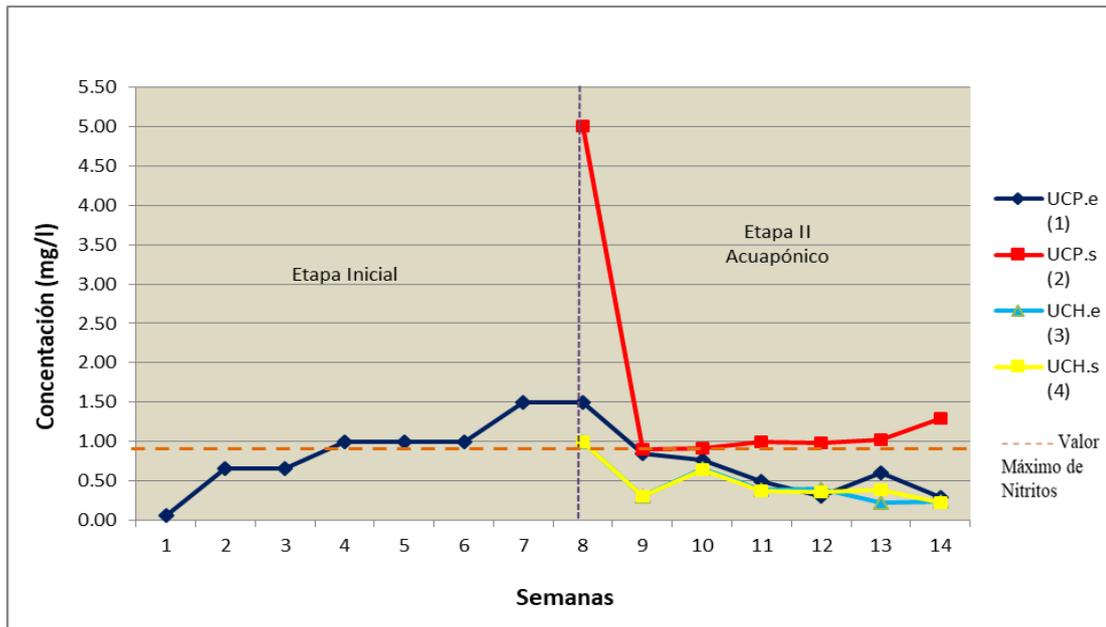


Figura 27: Fluctuaciones de nitritos NO₂ (mg/l)

Estas bajas concentraciones probablemente indique que, la biofiltración fue la adecuada y se estaba realizando algún nivel de conversión de nitrito hacia nitrato (Timmons y Ebeling 2007; y Ramírez *et al.* 2009). A excepción del efluente de los tanques de cultivo de peces (UCP.s) que alcanzó en promedio 1.64 mg/l presentando los valores más altos y se incrementó con el pasar del tiempo, observándose diferencias significativas ($p < 0.05$) con los otros tratamientos del sistema (Anexo 12). Esto podría ser explicado que al igual que en el amoniaco, el efluente en este punto sale cargado de desechos nitrogenados resultado de la excreción de metabolitos por los peces, descomposición de la materia orgánica, fertilización y de la calidad de alimento utilizado en la producción; y resultan ser tóxicos para los peces generando efectos que van desde cambios en las funciones celulares, hasta problemas en el crecimiento y desarrollo de la especie; así también podría estar influenciado por las bajas temperaturas y menores concentraciones de oxígeno presentadas, que aumenta la toxicidad del contaminante (Iturbide 2008 y Alcaraz y Espina 1995).

4.3.6 Nitratos

De acuerdo a los valores de nitrato mostrado en el Tabla 15 indican variaciones a lo largo del tiempo iniciando con valores de 7.92 a 9.0 mg/l en la semana 8 con la incorporación del cultivo hidropónico, llegando a sus valores máximos de 43.33 a 55 mg/l en la semana 11 y declinando a una concentración entre 17.84 a 25.60 mg/l en las siguientes semanas hasta la cosecha (semana 14). Comportamiento muy superior a los reportados por Ingle de

la Mora *et al.* (2003) quienes iniciaron con un valor mínimo promedio de 2.3 mg/l en el día 50 (semana 8), alcanzó un valor máximo de 12.9 mg/L en el día 84 (semana 12) y declinando levemente hacia el final del experimento (semana 17 o 120 días), con un valor promedio de 9.6 mg/l, en un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. Y muy similar a los encontrados por Licamele (2009) que obtuvo concentraciones de nitrato que osciló entre 18 mg/l y 65 mg/l en un periodo de 4 semanas (28 días), en un ensayo de comparación de lechuga crecida con el efluente de tilapia y nutrientes de suplementación versus una solución hidropónica.

Tabla 15: Niveles de nitratos NO₃- (mg/l) en los efluentes del sistema

ETAPAS	FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
		UCP.e (1)	UCP.s (2)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
ETAPA I INICIAL	1	0.09	-	-	-
	2	4.00	-	-	-
	3	5.58	-	-	-
	4	6.50	-	-	-
	5	16.00	-	-	-
ETAPA II ACUAPÓNICO	8	8.85	7.92	8.88	9.00
	9	21.50	22.69	24.37	23.79
	10	50.00	45.00	50.00	45.00
	11	50.56	43.33	55.00	45.00
	12	18.23	21.00	21.08	17.84
	13	23.91	18.88	23.91	23.38
	14	25.43	24.18	25.60	24.53

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

El comportamiento del nitrato expresado en la Figura 28, muestra la misma tendencia en todos los tratamientos, se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los valores de nitrato del efluente al ingreso de los tanques del cultivo hidropónico (UCH.e) y los demás tratamientos (Anexo 13), registrando los valores más altos alcanzando los 55.0 mg/l en la semana 11. El valor promedio de nitrato en el sistema fue de 27.94 mg/l, con una conversión de nitrato en promedio de 14.12% con respecto a su paso por el biofiltro. El buen desempeño de las bacterias nitrificantes en el biofiltro y los altos niveles de saturación de oxígeno disuelto en este punto, contribuyeron a mantener estables los valores de nitrato, siendo más accesible para las plantas (Timmons *et al.* 2002). Y esto corrobora el

nivel de absorción que presentó el nitrato de 9.7%, por la presencia de las camas hidropónicas. Según Rakocy *et al.* (2006) las concentraciones de nitrato presentadas en este estudio son apropiadas para promover el crecimiento de las plantas especialmente en su estado vegetativo (menor a 300 ppm), a niveles superiores se tornaría tóxico. Asimismo, menciona que los peces toleran altas concentraciones de nitratos; sin embargo, se ha observado que concentraciones de 600 - 700 mg/l afectan el consumo de alimento en tilapias. De igual modo, FAO (2014) recomienda mantener los niveles de nitrato entre 5 - 150 mg/l y recambiar el agua cuando los niveles aumentan; para una producción de alimentos acuapónicos a pequeña escala.

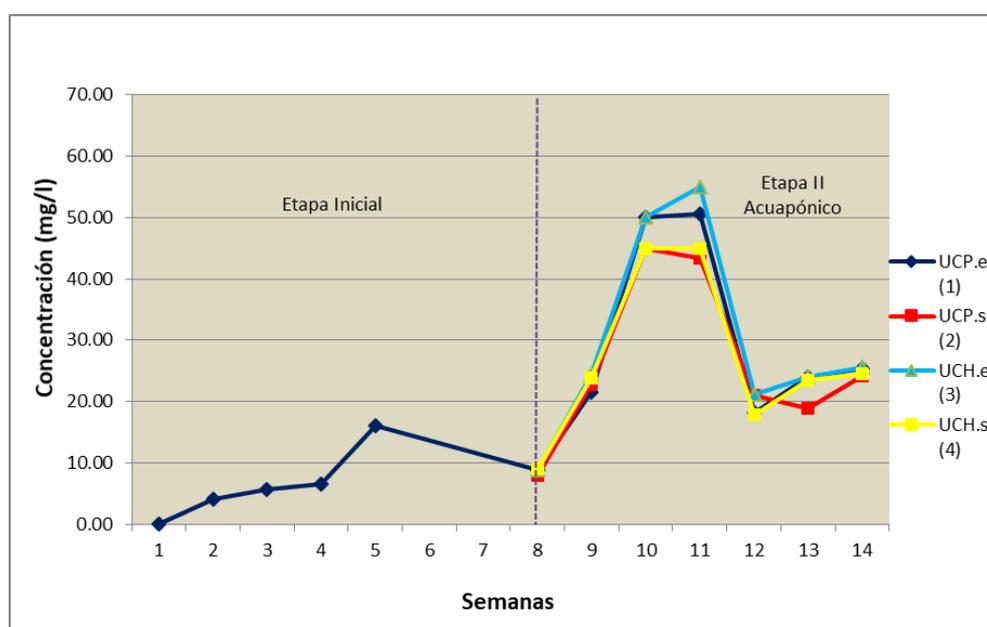


Figura 28: Fluctuaciones de nitratos NO₃⁻ (mg/l)

4.3.8 Dureza

La dureza mínima fue de 252.42 mg de CaCO₃/l en la semana 1 y la máxima fue de 492.00 mg de CaCO₃/l en la semana 14, con promedios de 409.64 y 400.6 mg de CaCO₃/l en el ingreso y salida de los tanques del cultivo hidropónico, respectivamente (Tabla 16).

Ambos valores resultaron menores a los reportados por Campos (2013) en intervalos de dureza total de 280.08 a 1398 mg CaCO₃/l en un sistema de acuaponía usando el efluente del cultivo de tilapia en condiciones salinas; en contraste a los obtenidos por Calderón (2012) entre 35.50 mg y 319.17 mg CaCO₃/l en promedio para un cultivo asociado de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) y lechuga (*Lactuca sativa*); libres de químicos, mediante la

acuaponía; y a los requeridos para el cultivo de tilapia según Hsien-Tsang y Quintanilla (2008), en un rango óptimo de 20 - 350 mg CaCO₃/l. La tendencia de la dureza en el efluente registró un incremento durante el estudio, y presentó concentraciones relativamente altas (Figura 29), Esta situación se dio probablemente a la acumulación de calcio derivado del alimento suministrado, el cual contiene entre sus ingredientes carbonato y fosfato de calcio (Poleo *et al.* 2011). Por otro lado, los valores de dureza en los efluentes de ingreso y salida de las camas hidropónicas fueron similares, este hecho indicaría una baja absorción de estos nutrientes por parte de las plantas, e influenciado por factores como salinidad, oxigenación, temperatura y pH (Adams 1999; citado por Rodríguez y Chang 2013).

Tabla 16: Niveles de dureza (mg CaCO₃/l) en los efluentes de la unidad de cultivo hidropónico

Frecuencia (Semanas)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
1	255.34	252.42
8	388.00	344.00
10	436.22	448.22
12	476.64	470.36
14	492.00	488.00

(3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico, (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

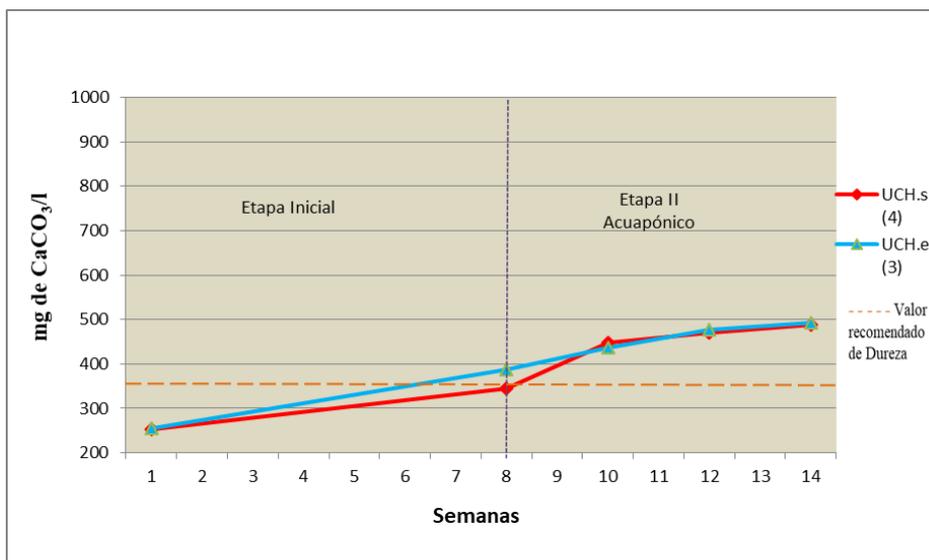


Figura 29: Tendencia semanal de la dureza de CaCO₃ en la unidad hidropónica

4.3.9 Alcalinidad

En la Tabla 17 se muestra las concentraciones de alcalinidad durante el estudio, alcanzando valores mínimos en la semana 9 de 75.00 y 82.00 mg de CaCO_3/l , y valores máximos en la semana 10 de 182.39 y 188.49 de mg de CaCO_3/l con promedios de 147.37 y 140.66 mg de CaCO_3/l , registrados en la entrada y salida del cultivo hidropónico respectivamente. La Figura 30 muestra la tendencia que tuvo la alcalinidad presentado un comportamiento parecido y oscilante en ambos puntos a lo largo del tiempo, evidenciándose una disminución en la semana 9, incrementándose a sus valores máximos en la semana 10 y disminuyendo luego en la semana 14. La reducción en los niveles de alcalinidad, en los sistemas cerrados de producción, está asociado a la mayor capacidad de nitrificación en el biofiltro, donde se liberan altas concentraciones de CO_2 proveniente de la disociación del bicarbonato. Estos a la vez pueden causar una disminución importante del pH (Ebeling *et al.* 2006; citados por Poleo *et al.* 2011). Esta situación se pudo evidenciar cuando el pH en el sistema disminuyó acompañado de la disminución de la alcalinidad en las semanas 9 y 14, lo cual fue corregido con la reposición de agua y la adición de ácido fosfórico (60% P_2O_5) como buffer.

Al comparar los resultados con los expuestos por Poleo *et al.* (2011) resultaron similares, alcanzando una alcalinidad en promedio de 147.30 mg de CaCO_3/l para un cultivo de cachama blanca en altas densidades en un sistema de recirculación de agua. Muy cercanos a los obtenidos por Rakocy *et al.* (2006) registrados en un sistema acuapónico realizados en la Universidad de Islas Vírgenes que varió entre 96.7 y 155.6 mg de CaCO_3/l para la producción de tilapia y vegetales. Asimismo, se encuentran dentro de los niveles aceptables de alcalinidad para los sistemas de recirculación recomendado entre 100 - 150 mg de CaCO_3/l (Timmons y Ebeling 2007), y en acuaponía que está entre 50 - 300 mg de CaCO_3/l (Nelson 2008), pues en estas concentraciones se aumenta la capacidad buffer del agua y se proporcionan carbonatos los cuales son indispensables en los procesos de nitrificación bacteriana (Losordo *et al.* 1998; Hutchinson *et al.* 2004, mencionados por Ramírez 2011).

Tabla 17: Niveles de alcalinidad (mg CaCO₃/l) en la unidad de cultivo hidropónico

Frecuencia (Semanas)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
1	182.62	178.73
8	97.05	92.69
9	82.00	75.00
10	188.49	182.39
12	161.04	150.67
14	125.05	116.52

(3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico, (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

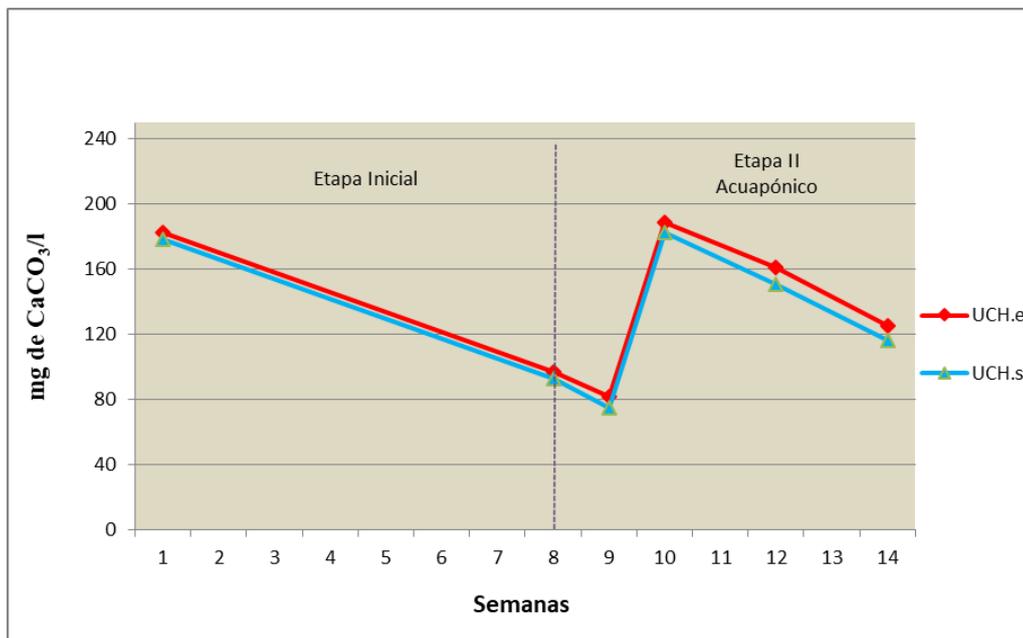


Figura 30: Tendencia de alcalinidad en los efluentes del cultivo hidropónico (mg de CaCO₃/l)

4.3.10 Fosfatos

Las concentraciones de fosfato aumentaron a medida que avanzaba el estudio (Tabla 18) con un valor de 0.090 mg/l al inicio (semana 1), alcanzando los 66.17 mg/l al término (semana 14), con un promedio de 36.40 mg/l y 35.42 mg/l en la entrada y salida del cultivo hidropónico respectivamente.

Valores similares a los reportados por Licamele (2009) de 36.1 mg/l y 32.5 mg/l, para tratamientos de 2 kg/m³ y 5 kg/m³ de densidad de peces respectivamente a las 5 semanas de cultivo, en una relación óptima de tilapia y lechuga de un sistema acuapónico en ambiente controlado. Y a los obtenidos por Selek *et al.* (2015) con concentraciones de 2.3 - 40.1 mg/l en la producción de tilapia y albahaca en un sistema de recirculación.

Tabla 18: Niveles de fosfatos (mg/l) en los efluentes del cultivo hidropónico

Frecuencia (semanas)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
1	0.09	0.09
8	6.67	6.67
10	30.03	29.04
12	54.28	50.37
13	61.13	60.15
14	66.17	66.17

(3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico, (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

El agua en los sistemas de cultivo intensivo de recirculación de peces puede tener niveles de fosfato de hasta 53 mg/l (Licamele 2009) y que no debe sobrepasar el valor límite de 50 mg/l en acuaponía (Resh 2001). En este caso, los resultados están dentro de estos niveles óptimos, a excepción de las dos últimas fechas en que se vió incrementado a más de 60 mg/l (Figura 31). Esta tendencia al incremento se debió posiblemente, a una acumulación continua de este nutriente, producto del metabolismo de los peces, al contenido de fosfato monopotásico adicionado como fertilizante al agua del sistema (Ramírez *et al.* 2009 y Rodríguez 2001) y al efecto de remoción de los contenidos de fosfato en los efluentes en relación a la presencia del cultivo hidropónico. Este último, se origina por la limitada capacidad de absorción por parte de las plantas producto de los efectos osmóticos y del antagonismo con otros nutrientes (Rodríguez 2001).

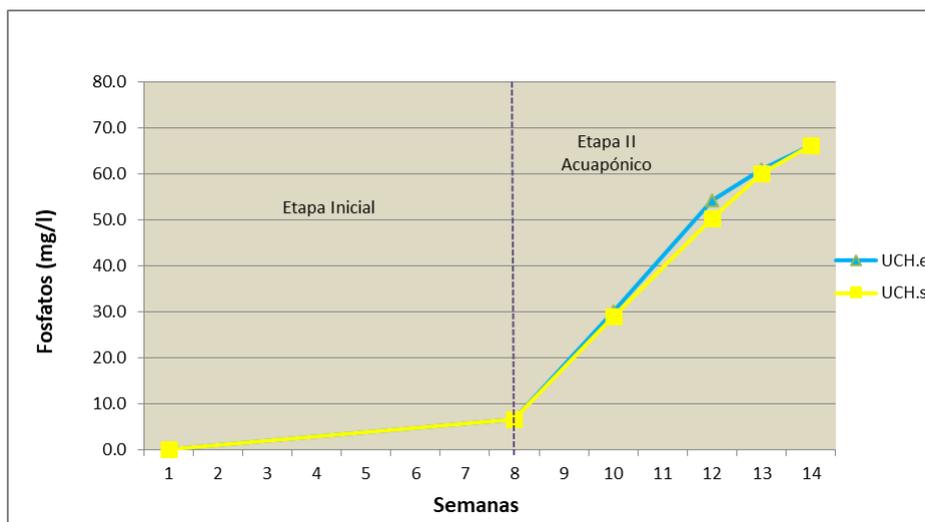


Figura 31: Fluctuaciones de fosfatos (mg/l) en el tiempo

4.3.11 Sólidos en suspensión

En la Tabla 19 se muestra las concentraciones de sólidos en suspensión registrando valores que variaron entre 0.026 g/l al inicio y 0.124 g/l a los 90 días (cosecha del cultivo hidropónico), evidenciándose los valores más altos en los efluentes a la salida de los tanques de peces (UCP.s) con respecto a los del cultivo hidropónico (UCH.s), alcanzando una remoción de sólidos de aproximadamente 50%. La tendencia de los contenidos de sólidos en suspensión registró un incremento con el transcurso del tiempo en ambos puntos siguiendo un comportamiento similar (Figura 32). Esto se puede atribuir, a una mayor acumulación de residuos sólidos generados principalmente por el alimento no consumido de los peces y a la efectividad del filtrado (Masser *et al.* 1992). Al respecto, Rakocy *et al.* (1998) sostienen que los contenidos mayores de sólidos en suspensión en los efluentes de acuaponía aumentan la demanda de oxígeno, y si no se eliminan pueden limitar significativamente la cantidad de peces que pueden crecer en el sistema; causar irritación y daños en las branquias. Del mismo modo Diver (2006), menciona que algunos sistemas acuapónicos están diseñados con filtros y cartuchos intermedios para recolectar sólidos en suspensión en el efluente y facilitar la conversión del amoníaco y otros productos de desecho en formas más disponibles para las plantas.

En este caso para la remoción de sólidos se empleó un filtro recolector y un tanque de sedimentación que logró una adecuada filtración de partículas de mayor tamaño, sin embargo, no se consiguió mantener estable los sólidos en suspensión. De acuerdo con

Rakocy *et al.* (2006) la presencia de las camas hidropónicas (sistema balsa) pueden contribuir en la eliminación de sólidos en suspensión pero en menor proporción, además señalan, que en este diseño es importante no sobrecargar la unidad porque podrían acumularse en las raíces de las plantas y crear zonas anaeróbicas que evitan la absorción de nutrientes.

Tabla 19: Niveles de sólidos en suspensión (g/l) en los efluentes del sistema

Frec./ Muestras	PUNTOS DE MUESTREO		Remoción %
	UCP.s (2)	UCH.s (4)	
Inicio	0.026	0.026	0.00
51 días	0.060	0.030	50.00
90 días	0.124	0.064	48.39

(2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia y (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

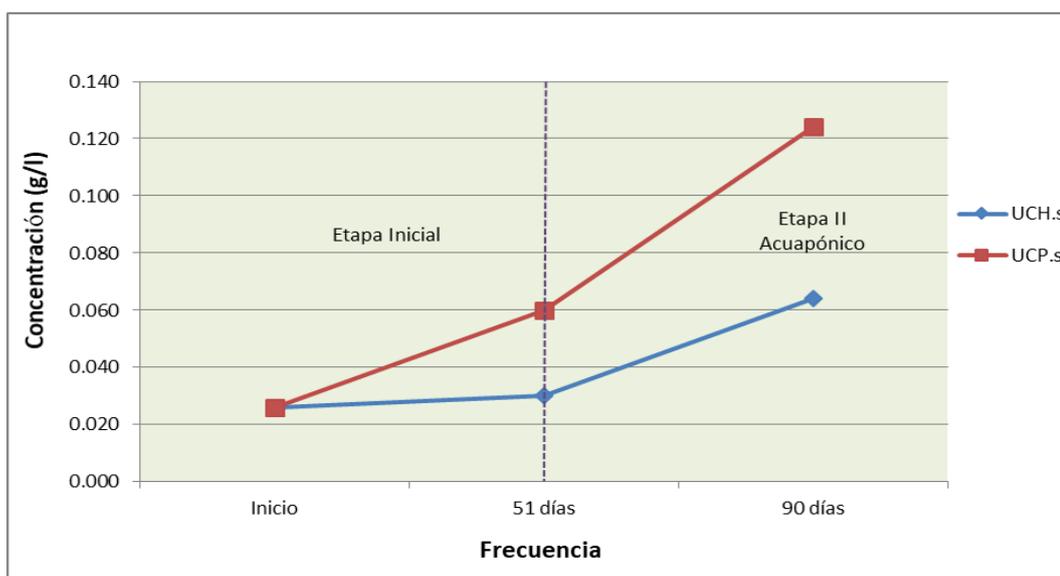


Figura 32: Tendencia de los sólidos en suspensión (g/l)

Los contenidos de sólidos en suspensión obtenidos fueron ligeramente mayores en comparación con lo reportado por Rakocy *et al.* (2006), entre 0.004 y 0.032 g/l en un ensayo de cultivo de tilapia y Okra en un sistema de acuaponía; no obstante, se consideran dentro de los valores óptimos para el cultivo de plantas de 0 a 2 g/l de acuerdo con Ayers y Wescot 1985; citados por Campos 2013); y lo recomendado por la USEPA (2002) de

sólidos suspendidos totales máximos de 0.030 g/l para descarga directa de efluentes líquidos a cuerpos receptores. Del mismo modo, Pardo *et al.* (2006) recomienda que la cantidad de sólidos en suspensión no exceda 0.030 g/l en efluentes de la acuicultura dejado 48 horas de sedimentación antes de ser lanzado al medio ambiente.

4.3.12 Turbidez

Los valores de turbidez en los efluentes se muestran en el Tabla 20 con una tendencia al incremento desde la primera semana de 0.78 NTU llegando a 23.90 NTU en la semana 6, con un promedio de 15.07 NTU registrado en la entrada de los tanques del cultivo de peces (UCP.e); luego esta tendencia disminuyó con la presencia del cultivo hidropónico llegando a valores de 2.38 a 4.13 NTU en las semanas 8 y 14, con un promedio de 2.91 NTU (Figura 33). En esta etapa, los mayores valores de turbidez se registraron en la salida de los tanques del cultivo de peces (UCP.s), disminuyendo luego al pasar por las camas hidropónicas, este efecto se atribuye también a una adecuada filtración del agua y a la presencia de plantas.

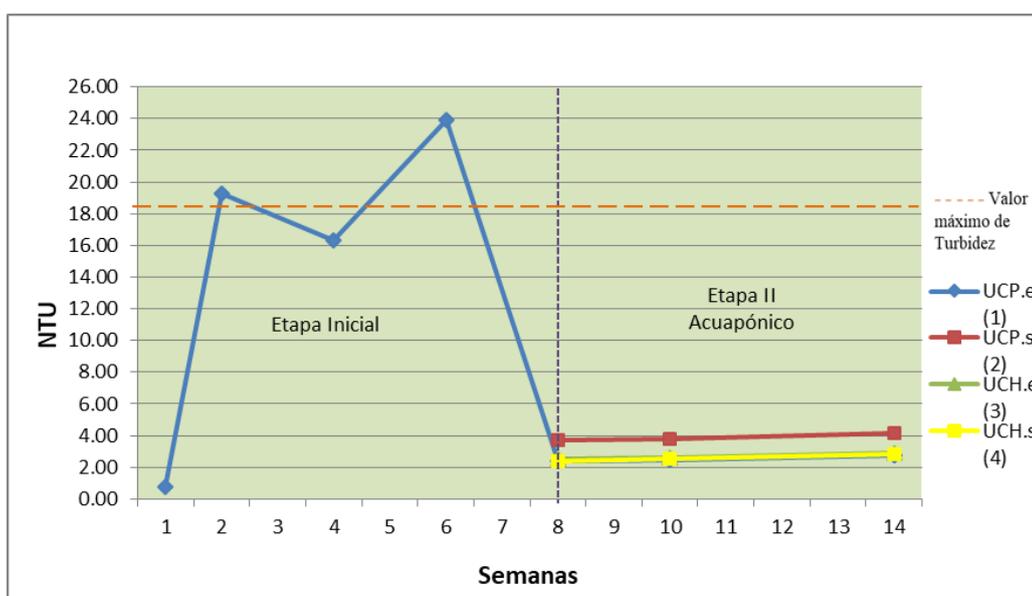
Los resultados de turbidez fueron menores a los reportados por Selek *et al.* (2015) en el cultivo de tilapia de Nilo y albahaca en sistemas de recirculación y acuapónicos, que alcanzaron niveles de 65.81 y 24.48 NTU respectivamente luego de 5 semanas; mayores a los obtenidos por Bakhsh *et al.* (2011) en la producción de camarones y lechugas de agua dulce en un sistema de recirculación con valores de 0.95 ± 0.3 a 2.03 ± 0.5 NTU; y a los registrado por Petrea *et al.* (2013) y Blidariu *et al.* (2013) que informaron valores promedios de 1.52 ± 0.56 NTU y 0.98 NTU; en la producción de trucha (*Oncorhynchus mykiss*) y espinaca (*Spinacia oleracea*) en un sistema acuapónico integrado; y en un cultivo convencional de perca (*Sander lucioperca*) y lechuga verde bajo condiciones naturales y sistema acuapónico; respectivamente.

Asimismo, estos resultados estaban dentro del rango de los valores óptimos que puede variar entre 1 - 20 NTU en aguas naturales como lagos y embalses que también puede ser aceptable para operaciones de cultivo de carpa o tilapia (ANZECC 2000; citado por Selek *et al.* 2015).

Tabla 20: Valores de turbidez (NTU) en los efluentes del sistema

FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO			
	UCP.e (1)	UCP.s (2)	UCH.e (3)	UCH.s (4)
1	0.78	-	-	-
2	19.30	-	-	-
4	16.30	-	-	-
6	23.90	-	-	-
8	2.38	3.69	2.52	2.36
10	2.44	3.79	2.58	2.52
14	2.73	4.13	2.92	2.80

(1) UCP.e = entrada de los tanques de cultivo de tilapia; (2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia; (3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico; (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

**Figura 33: Tendencia de la turbidez (NTU) del sistema en el tiempo**

En el presente estudio, el color del agua se tornó a un color marrón claro y esto probablemente esté relacionado al contenido de sólidos en suspensión o a la acumulación de compuestos orgánicos refractarios (por ejemplo, ácido tánico) como lo describe Rakocy *et al.* (2004). La turbidez puede disminuir la cantidad de luz que penetra el cuerpo de agua, por lo tanto la tasa de fotosíntesis podría disminuir. Asimismo, se le atribuye la disminución de la concentración de oxígeno disuelto en el agua (Selek *et al.* 2015). Por otro lado la presencia de luz expuesta provoca el desarrollo de algas en el agua de los sistemas acuapónicos el cual podría interferir con el normal desarrollo de las plantas

(Rakocy 1997). Sin embargo, no se observó desarrollo de algas en el agua del sistema. Los cobertores plásticos oscuros usados en el biofiltro y las láminas de poliestireno expandido que cubrieron aproximadamente el 70% de la superficie del tanque del cultivo hidropónico, bloquearon la luz solar requerida por las algas para la fotosíntesis y controlar la turbidez.

4.3.13 Pruebas de caracterización del efluente

La cantidad de sales, macro y micro elementos en el efluente del sistema acuapónico se describe en la Tabla 21.

Tabla 21: Caracterización del efluente durante las etapas del estudio

PARÁMETROS	UNIDAD MEDIDA	AGUA INICIO (09/04/13)	PREVIO AL TRASPLANTE DE LECHUGA A LOS 51 DÍAS (30/05/13)	COSECHA DE LECHUGAS A LOS 90 DÍAS (08/07/13)	VALORES ÓPTIMOS PARA EL CULTIVO DE LECHUGA
CE	dS/m	0.80	0.97	1.20	1.50 - 1.80 ^a
PH		7.49	7.54	7.09	6.8 - 7 ^b
CATIONES					
CALCIO	ppm	84.17	113.23	159.32	120 - 150
MAGNESIO	ppm	12.28	17.88	27.36	40 - 45
POTASIO	ppm	3.52	15.64	48.48	200 - 212
SODIO	ppm	34.96	35.88	50.83	< 50
ANIONES					
CARBONATOS	ppm	0.00	0.00	0.00	0.00
BICARBONATOS	ppm	178.73	216.55	125.05	< 305.08
SULFATOS	ppm	115.20	121.92	186.24	
(S Azufre)	ppm	76.80	81.28	124.16	60 - 70
CLORUROS	ppm	53.25	106.50	312.40	< 75
NITRATOS	ppm	5.58	7.44	24.18	2 - 150 ^c
FOSFATOS	ppm	0.09	30.06	61.13	
(P Fósforo)	ppm	0.06	19.62	39.90	30 - 36
MICROELEMENTOS					
BORO	ppm	0.40	0.59	0.77	0.5 - 0.6
COBRE	ppm	0.02	0.02	0.01	0.1 - 0.2
ZING	ppm	0.03	0.02	0.01	0.15 - 0.5
MANGANESO	ppm	0.00	0.02	0.01	0.5 - 0.6
HIERRO	ppm	0.00	0.03	0.11	1.5 - 3

FUENTE: Rodríguez (2001, 2015) y Ferrufino (2005); ^a Nelson (2008); ^b Bernstein (2011); ^c Rakocy (2007)

Se observa que la concentración de los macroelementos (calcio, magnesio y potasio) se incrementó considerablemente a medida que el tiempo transcurrió hasta llegar a niveles adecuados. El contenido de bicarbonatos y algunos microelementos (cobre, zinc y

manganeso), tuvieron una ligera disminución en el final. Los cloruros y los sulfatos se acumularon debido probablemente, a su alto contenido en la dieta, solución fertilizante o también pudieron ser absorbidos directamente del agua a través de la piel y las branquias. Altas concentraciones de cloro resultan ser tóxico para los peces y plantas, siendo el límite superior de 10 ppm y menor a 106 ppm, respectivamente (Nicovita 2014 y Favela *et al.* 2006).

En particular para la producción de lechuga los niveles óptimos de nitrato varían entre 2 - 150 ppm (Rakocy 2007), calcio 120 - 150 ppm, potasio 200 - 212 ppm, fósforo entre 30 - 36 ppm, magnesio 40 - 45 ppm, boro 0.5 - 0.6 ppm, hierro 1.5 - 3 ppm, manganeso 0.5 - 0.6 ppm y azufre de 60 - 70 ppm (Rodríguez *et al.* 2001; Rodríguez y Chang 2013; y Ferrufino 2005). El efluente del sistema previo a la incorporación del cultivo hidropónico presentó niveles bajos de nitrato, calcio, fósforo, potasio y hierro de 7.44, 113.23, 19.62, 15.64; respectivamente; y microelementos; en el caso del nitrato y calcio fue compensado principalmente con el aporte de nutrientes a partir de los procesos de degradación y/o liberación de compuestos orgánicos e inorgánicos por parte de los peces; y los demás, incluyendo los microelementos (Fe, Cu, Zn, Mn) fue por los peces y la solución de fertilización compuesta principalmente por fosfatos, sulfatos y quelato de hierro (Anexo 3).

El pH estuvo entre 7.0 a 7.5, en este nivel, según Rakocy *et al.* (2006) los nutrientes esenciales tales como hierro, manganeso, cobre, zinc y boro son menos disponibles para las plantas, por el contrario, para el fósforo, calcio, magnesio y molibdeno presentan una buena solubilidad.

De acuerdo a la clasificación de las aguas utilizadas para riego, el agua empleada en el estudio se catalogó como óptima (C3-S1) (Anexo 7), por su buen contenido de sales y bajo en sodio; adecuada para los sistemas hidropónicos y el cultivo de lechuga (Chapman y Pratt 1973).

4.4 PARÁMETROS ORGÁNICOS Y MICROBIOLÓGICOS EN EFLUENTE

4.4.1 Demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅)

Los valores y tendencia de DBO₅ se muestran en la Tabla 22 y Figura 34, se registró un valor de 7.66 mg/l en la semana 1 hasta alcanzar un máximo de 18.56 mg/l en la semana 8,

disminuyendo luego hasta 8.78 mg/l en la semana 14, en los efluentes del cultivo de peces (UCP.s); y valores que oscilaron entre 2.62 y 12.92 mg/l en los efluentes del cultivo hidropónicos (UCH.s); evidenciándose que en este punto se registraron los menores valores. La eficiencia de remoción de DBO₅ fue de 10.57 a 85.88% y es durante la etapa II con ambos cultivos presentes en el sistema donde se reportó el máximo nivel de remoción (semana 13).

Estos valores resultaron similares comparados con los obtenidos por Chaux *et al.* (2013) que variaron entre 11.7 y 4.8 mg/l DBO₅ y un nivel de remoción 56% para un sistema de tratamiento de efluentes piscícolas en lagunas con tilapia roja y *Azolla pinnata*; y por Lin, *et al.* (2005) con una eficiencia de remoción de 37 a 54%, utilizando plantas acuáticas para el tratamiento de efluentes a través de humedales artificiales. Asimismo, resultaron mayores a los de Enríquez *et al.* (2009) de 15.2 a 21.4%, en el tratamiento de efluentes en la producción de tilapia roja, utilizando un sistema de filtración en grava de flujo ascendente. Lo que se puede asegurar, que la utilización de plantas es una de las alternativas biológicas para el tratamiento de efluentes porque poseen la habilidad de asimilar nutrientes y crear condiciones favorables para la descomposición microbiana de la materia orgánica; y que al funcionar en combinación con el filtrado mejora la eficiencia de remoción de DBO₅ significativamente (Pardo *et al.* 2006).

Tabla 22: Demanda bioquímica de oxígeno DBO₅ (mg/l) en los efluentes del sistema

FREC. (SEMANAS)	PUNTOS DE MUESTREO		Remoción %
	UCP.s (2)	UCH.s (4)	
1	7.66	6.85	10.57
4	16.00	12.92	19.25
8	18.56	2.62	85.88
12	11.48	7.29	36.50
14	8.78	6.26	28.70

(2) UCP.s = salida de los tanques de cultivo de tilapia y (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

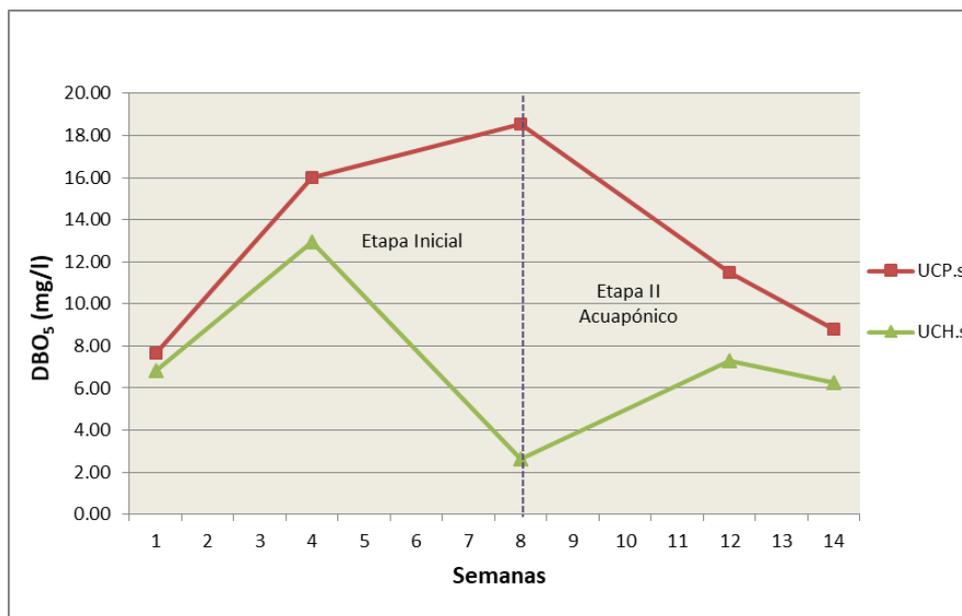


Figura 34: Tendencia de demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅)

Los valores no excedieron los límites establecidos para vertidos procedentes de instalaciones de tratamiento de aguas residuales urbanas de 25 mg/l y de 70 - 90% de remoción según la Directiva 91/271/CEE (CEE 1991) de la Unión Europea; para las descargas de aguas residuales vertidos en ríos de 30 mg/l según la norma mexicana NOM-001-SEMARNAT-1996; y en vertimientos de agua residuales no domesticas a cuerpos de agua marina de la actividad acuicultura de < 70 mg/l de acuerdo a la Resolución 0883-2018 de Colombia. Del mismo modo, al no contar con una norma nacional que regule los efluentes provenientes de la actividad acuicultura, se pudo comparar con los límites máximos de DBO₅ establecidos para efluentes en la industria de harina y aceite de pescado de < 60 mg/l según el D.S N° 010-2008-PRODUCE; <15 mg/l en riego de vegetales y <10 mg/l para la conservación del ambiente acuático según los ECA para agua D.S N° 004-2017-MINAM.

4.4.2 Coliformes totales y *E. Coli*

De acuerdo con el análisis de coliformes totales y *E. coli* en los puntos de muestreo (Tabla 23) se observó una reducción de coliformes totales de 1.7×10^4 ufc/100 ml en la entrada a 0.26×10^4 ufc/100 ml en la salida de los tanques del cultivo hidropónico (UCH.e), resultando una remoción de este grupo de bacterias de 84.71%. Estos resultados fueron menores a los reportados por Coronel (2006) de 5.87×10^5 ufc/100 ml de coliformes totales en efluentes de un planta de tratamiento de agua residuales; y a los obtenidos por

Campos (2013) de 2.10×10^4 NMP/100 ml en un sistema de acuaponía usando el efluente del cultivo de tilapia en condiciones salinas. Valor que también está por debajo de los límites permisibles de acuerdo a la norma mexicana NOM-001-SEMARNAT-1996 que señala un valor de coliformes totales menor a 10^5 ufc/100 ml para riego de vegetales; y por la guía canadiense de la calidad del agua que establece para las aguas destinadas al riego una concentración de 5×10^3 coliformes totales por 100 ml (CCME 2010).

En el caso de las bacterias pertenecientes a la especie de *E. coli* no se registró presencia alguna en ambos puntos, siendo los límites permisibles de acuerdo a los ECA para agua D.S N° 004-2017-MINAM, Categoría 3 de 1000 NMP/100 para uso en riego de vegetales; por la norma mexicana NOM-001-SEMARNAT-1996 de 100 ufc/100 ml en uso de riego de cultivos destinado para alimentación humana; y por la guía canadiense de la calidad del agua de 100 coliformes temo tolerantes por 100 ml para aguas destinadas al riego (CCME 2010).

Tabla 23: Valores de coliformes totales y *E. coli* en los tanques de cultivo hidropónico

Parámetro	Puntos de muestreos		Límites máximos permisibles
	UCH.e (3)	UCH.s (4)	
Coliformes Totales (ufc/100 ml)	1.7×10^4	0.26×10^4	(a) 10^5
E. Coli (ufc/100 ml)	Ausencia	Ausencia	(a) 100 (b) 1000

(3) UCH.e = entrada de los tanques de cultivo hidropónico, (4) UCH.s = salida de los tanques de cultivo hidropónico

(a) NOM-001-SEMARNAT-1996, México

(b) ECAs Perú, D.S N°004-2017-MINAM

Con respecto a los coliformes totales, su presencia pudo ser consecuencia de una contaminación próxima a las tuberías del sistema de distribución que estuvieron expuestas al ambiente, como en la salida de los tanques de peces e ingreso al tanque de almacenamiento. De acuerdo con Leclerc *et al.* (2001), los coliformes totales se encuentran naturalmente en el agua, el suelo y la vegetación; su supervivencia y posible crecimiento dependen de la temperatura y tiempo de retención del agua, presencia de nutrientes, características del material de la tubería y presencia de sedimentos. De igual modo, la eficiencia de remoción de estos microorganismos va a depender de la capacidad de filtración

biológica del cultivo (Enríquez *et al.* 2009). Esto podría explicar la adecuada calidad del efluente que ingresó a las camas hidropónicas y la reducción de coliformes totales, confirmando la capacidad de este sistema en mejorar la calidad bacteriológica del agua.

4.5 ANÁLISIS FOLIAR EN LECHUGA

La dinámica de acumulación de macro y micro nutrientes del tejido vegetal en las hojas de las lechugas se muestra en el análisis foliar realizado luego de la cosecha, resultando que los elementos de mayor absorción fueron potasio, nitrógeno, y fósforo 7.95, 4.34 y 0.57%, respectivamente; asimismo, los contenidos de los microelementos en su totalidad (Tabla 24). El contenido de potasio y nitrógeno fueron superiores comparado al encontrado por Garzón (2006) de 3.33 a 5.64% K y 3.00 a 3.76% N en dos (2) variedades de lechugas cultivadas bajo el sistema NFT (Nutrient Film Technique) de hidroponía. Similares a los reportados por Ricardo (2019) de 0.5 a 0.6% P, 3.4 a 4.4% N y 0.2% Mg en lechuga crespa hidropónica (*lactuca sativa l.*) en raíz flotante bajo diferentes soluciones nutritivas. Y en general comparados a los reportados por otros autores, se encuentran entre los rangos considerados como óptimos; que están en 7.5 - 9.0% K, 4.5 - 5.5% N y 0.5 - 1.0% P (Bertsch 1998); de 6.0 - 9.0% K, 3.0 - 6.0% N y 0.5 - 0.6% P (Terry *et al.* 2011); y de 6 - 10% K, 4.5 - 6.5% N y 0.35 - 0.65% P (Campbell 2013). Esto se ve reflejado en un resultado positivo del sistema acuapónico en relación a la absorción de nutrientes por parte de las plantas, lo que se traduce en un mayor crecimiento, desarrollo y rendimiento del cultivo (Jones *et al.* 1991).

Con respecto a los porcentajes de calcio 0.94% y magnesio 0.22% se muestran en menor proporción que los reportados por Bertsch (1998) de 2.0 - 3.0% Ca y 0.5 - 0.8% Mg, respectivamente; y superior a los 0.31 - 0.48% Ca y menor a 0.21 - 0.31% Mg hallados por Garzón (2006). El magnesio es un elemento móvil en la planta y su baja concentración se debió posiblemente a su translocación a otras partes de la planta como en las raíces (Archila *et al.* 1997); asimismo, su absorción podría estar estimulado por el efecto antagonista que existe entre algunos elementos, producto de las relaciones existentes entre sus contenidos foliares (Rodríguez 2003). De acuerdo con Domínguez (1989) y Havlin *et al.* (1999) citados por Castaño *et al.* (2008), la carencia de magnesio estimula altos contenidos de nitrógeno, potasio y calcio; disminuye los niveles foliares de fósforo; y a la vez su distribución dentro de la planta. Situación semejante a la obtenida en el presente

estudio en el caso de los contenidos foliares de nitrógeno y potasio, contrarios a los del calcio que presentó baja concentración y fósforo que se mantuvo en el rango óptimo de los requerimientos nutricionales del cultivo de lechuga (Bertsch 1998).

Por otro lado, el potasio es un elemento antagonista del calcio y fósforo y se relacionan indirectamente; es decir a una mayor acumulación de potasio, la absorción de cantidades de calcio y fósforo serán menores (Archila *et al.* 1997 y Bertsch 1998), Lo contrario se presenta para los contenidos de zinc, que según Guerra y Bautista (2002), afirman que bajos niveles de potasio inducen deficiencias de zinc. Asimismo, el potasio evidencia una correlación significativa con el nitrógeno donde la relación de aplicación edáfica ideal de estos nutrientes es $K/N = 1.5$, de igual modo, en ausencia del calcio, el fósforo alcanza mayores valores en su aspecto foliar, ya que no se precipita como fosfato de calcio (Crea 2003 y Martínez 1995; citados por Castaño *et al.* 2008). En el presente estudio, el calcio presentó una baja capacidad de absorción de acuerdo a su contenido foliar en relación a los altos contenidos de calcio presente en los efluentes del sistema (Tabla 21), muy por el contrario resultaron los niveles foliares de potasio, nitrógeno, fósforo y algunos microelementos; que estuvieron en los rangos óptimos a pesar de estar pobres en los efluentes. Lo que corrobora la capacidad de absorción de nutrientes por parte de la planta y el antagonismo que existe entre ellos, influenciado además por otros factores como salinidad, oxigenación, pH, intensidad de luz, temperatura y humedad del aire (Adams 1999; citado por Rodríguez y Chang 2013).

Los contenidos de zinc (78 ppm), manganeso (78 ppm) y boro (25 ppm) se encontraron dentro de los valores requeridos para el cultivo de lechuga (Bertsch 1998); en el caso del elemento hierro (Fe) se obtuvo una concentración de 322 ppm, valor muy superior a los rangos reportados por Bertsch (1998) de 50 - 100 ppm para el cultivo de lechuga; y muy cercanos a los reportados por Gutiérrez (2014) y Rivera (2010) que obtuvieron un rango de 128 - 209 ppm en producción de lechuga hidropónica con adición de sulfato de hierro en solución; y 251 - 400 ppm en producción de lechuga hidropónica con aplicación de quelato de hierro en solución, respectivamente. En los tejidos vegetales normales varía desde 25 a más de 250 ppm y es en las hojas donde hay mayor acumulación, sin embargo, en algunas especies de hortalizas como espinaca, lechuga y col verde, podrían llegar a contener entre 100 - 800 ppm en materia seca (Navarro y Navarro 2000). La función esencial del hierro está relacionada en la formación de la clorofila causante del color verde de las hojas, actúa

como transportador de oxígeno e interviene en los procesos de respiración, es absorbido por la planta mediante su sistema radicular como Fe^{+2} o quelatos de hierro (*Potash and Phosphate Institute* 1997; citado por Rivera 2010).

Esta alta concentración de hierro obtenida está relacionada a la mayor capacidad de absorción de este nutriente que posee la planta en un sistema acuapónico equilibrado (Jones *et al.* 1991), y es precisamente lo que se obtuvo en el presente trabajo lechugas saludables de buen tamaño, con una adecuada coloración y sin presentar toxicidad (Figura 35).

Tabla 24: Análisis foliar en hojas de lechuga (*Lactuca sativa*)

Elementos	Concentración	Requerimientos nutricionales del cultivo de lechugas (Bertsch 1998)	Unidades	Cantidad extraída del sistema (g)
Nitrógeno (N)	4.34	4.0 - 5.5	g/100 g M.S	18.43
Fósforo (P)	0.57	0.5 - 1.0	g/100 g M.S	2.42
Potasio (K)	7.95	7.5 - 9.0	g/100 g M.S	33.75
Calcio (Ca)	0.94	2.0 - 3.0	g/100 g M.S	3.99
Magnesio (Mg)	0.22	0.5 - 0.8	g/100 g M.S	0.93
Azufre (S)	0.27		g/100 g M.S	1.15
Sodio (Na)	0.33		g/100 g M.S	1.40
Zinc (Zn)	78	25 - 250	mg/kg M.S	0.03
Cobre (Cu)	17	5.0 - 20	mg/kg M.S	0.01
Manganeso (Mn)	78	15 - 250	mg/kg M.S	0.03
Hierro (Fe)	322	50 - 100	mg/kg M.S	0.14
Boro (B)	25	23 - 50	mg/kg M.S	0.01
M.S	4.72		g/100 g hoja de lechuga*	

* Hojas de lechugas (92.26% del peso total de lechuga)

Peso total de lechuga	9749.0 g
Peso total de las hojas	8994.6 g
M.S = Materia Seca	424.55 g



Figura 35: Coloración verde intenso de las cabezas de lechuga, sin presencia de signos de deficiencias, ni contaminación

V. CONCLUSIONES

1. El efluente del cultivo de tilapia (*Oreochromis sp.*), sometido al sistema acuapónico logra la remoción de compuestos nitrogenados NAT, amoníaco, nitrito, nitrato, y materia orgánica con eficiencias de 47.6, 40.0, 69.8, 9.7 y 85.9% respectivamente. Asimismo, se obtuvo una concentración promedio de nitrato de 27.94 mg/l y una conversión promedio de 14.12% con respecto a su paso por el biofiltro. Los parámetros físicos-químicos, orgánicos y microbiológicos de calidad del agua permanecieron dentro de los niveles óptimos para la producción de tilapia en un sistema acuapónico.
2. Se obtuvo un crecimiento significativo de los peces, alcanzando un incremento de peso de 1.04 g/d y un nivel de supervivencia de 95.6%. Se determinó que la etapa donde se registró mayor incremento de peso (48.83%) y menor FCA (2.27) fue de la biometría 1 a la 2; la cual ocurrió durante los meses de abril y mayo (51 días), con temperaturas promedio del agua de 25.9 °C y 23.6 °C respectivamente.
3. Las lechugas crecieron adecuadamente a una densidad de siembra de 20 unid/m², con una ganancia de peso fresco por unidad de lechuga de 2.76 gramos por día; con una ganancia de peso seco total de 4.72 gramos por planta y una sobrevivencia del 100% luego de 39 días de cultivo, a temperaturas del agua promedio de 18.57°C. No llegó a alcanzar los pesos comerciables, debido especialmente a las condiciones ambientales que se registraron en este estudio como el pH, temperatura y exposición de luz.
4. No hubo signos de deficiencia de nutrientes en las lechugas, estas se mostraron saludables, de buen tamaño y con una adecuada coloración; se encontraron concentraciones de nutrientes adecuados en sus hojas con valores de potasio, nitrógeno, fósforo y hierro de 7.95%, 4.34%, 0.57% y 322 ppm (expresado en peso seco), respectivamente. Estando dentro de los requerimientos para lechugas cultivadas con soluciones hidropónicas.

5. El sistema acuapónico produjo 1.87 kg de pescado a un caudal de agua de 15.5 l/min, y 9.69 kg de lechuga a una densidad de 2.18 kg/m²; a una proporción neta de biomasa de 0.19; y fue desarrollado durante los meses de junio y julio, con temperaturas del agua entre 21.2 y 16.6°C en promedio.

VI. RECOMENDACIONES

1. Desarrollar otros estudios y evaluaciones en acuaponía, estableciendo ratios de producción óptimas de peces y lechugas en un ambiente controlado, considerando su adaptación al clima de la región; y en la que se pueda producir un efluente que proporcione de manera constante una buena fuente de nutrientes para un crecimiento adecuado del cultivo hidropónico.
2. Emplear diferentes tipos de especies vegetales para evaluar su capacidad de adaptación, desarrollo y biorremediación, reconociendo aquellas que sean una alternativa viable, que permitan aprovechar los potenciales beneficios del sistema acuapónico y que sean menos demandantes en nutrientes, logrando reducir los costos de operación y uso de fertilizantes.
3. Los estudios futuros deberían considerar distintas tecnologías de filtración para reaprovechar los sólidos dentro de un sistema acuapónico sobre todo si se producen de manera intensiva, de modo que puedan darle otros usos como fertilizantes en cultivos de campo, o incorporarlo nuevamente al sistema en forma de solución, disminuyendo de esa manera la pérdida de nutrientes, obteniendo mayores beneficios y con un impacto mínimo en el medio ambiente.
4. Se recomienda en este tipo de sistema evaluar la mejor formulación con respecto al contenido de proteína en el alimento utilizado para el cultivo de peces, con el que se obtenga el máximo crecimiento de acuerdo a los diferentes estadios; y entregue la cantidad de nitrógeno necesario para el crecimiento de la lechuga.
5. Realizar estudios futuros sobre tasas de fertilización que permita evaluar los más apropiados considerando los requerimientos necesarios de la especie que se cultiva para lograr una máxima productividad y una alta eficiencia del sistema.

6. Optimizar la metodología empleada en el procesamiento biológico con la finalidad de obtener mejores resultados que permitan mantener una buena calidad del efluente y un control adecuado de los compuestos nitrogenados tóxicos durante todo el tiempo de cultivo. Asimismo analizar y evaluar costos de producción a escala comercial utilizando las mismas proporciones de las especies empleadas en este estudio, considerando otras tecnologías, controles y monitoreo de los procesos.

7. Utilizar los resultados de este estudio en otras zonas del país de similares características climáticas, adaptando y mejorando el sistema y que pueda servir como una fuente de autoconsumo y subsistencia a poblaciones asentadas en las riberas de los ríos en lugares como la selva y sierra del Perú.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acosta, M; Morell, J; Corredor, J. 1994. The nitrogen budget of a tropical semi-intensive freshwater fish culture pond. *Journal of the World Aquaculture Society* 25(2): p. 261-270.
- Adler, PR; Harper, JK; Wade, EM; Takeda, F; Summerfelt, ST. 2000. Economic analysis of an aquaponic system for the integrated production of rainbow trout and plants. *International Journal of Recirculating Aquaculture*. (1):10-13.
- Alcántara, G; Trejo-Téllez, L. 2009. *Nutrición de cultivos*. Ed. Mundi-Prensa. México, D.F. México 451 p.
- Alcaraz, G; Espina, S. 1995. Acute toxicity of nitrite in juvenile grass carp modified by weight and temperature. *Bulletin of environmental contamination and toxicology*, 55(3):473-478.
- Alvarado, D; Chávez F; Wilhelmina, K. 2001. Seminario de Agronegocios lechugas hidropónicas, Universidad del Pacifico, Facultad de Administración y Contabilidad. 35 p.
- ANOVA (Analysis of Variance). 2015. Pruebas de Bartlett y Shapiro. Consultado 10 jun. 2015. Disponible en https://rstudio-pubs-static.s3.amazonaws.com/90725_38a365253a9d4daabf7f5647242c43e.html.
- Archila, JA; Contreras, UH; Pinzón, H; Laverde, H. 1997. Absorción de nutrientes en cuatro materiales de lechuga, *Lactuca sativa L.* *Agronomía Colombiana*, Bogotá, (14):28-36.
- Arriaza, A; Martínez, J. 2009. Producción hidropónica de lechuga integrada con el cultivo de tilapia con tres niveles de potasio y hierro. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo en el Grado Académico de Licenciatura. Universidad de San Carlos. Zamorano, Honduras. 27 p.
- AWWA, APHA; WEF. 2005. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. American Public Health Association, Washington, D.C. USA (21): 258-259.

- Báez, C; Rossini, D; Granados, P. 2004. 5 métodos estadísticos para el análisis de resultados de toxicidad. Ensayos toxicológicos y métodos de evaluación de calidad de aguas. 99 p. Consultado 21 abr. 2016. Disponible en: <https://idl-bnc-idrc.dspacedirect.org/bitstream/handle/10625/26391/IDL-26391.pdf?sequence=106#page=100>.
- Bakhsh, H; Chopin, T; Network, C. 2011. Water Quality and Nutrient Aspects in Recirculating Aquaponic Production of the Freshwater Prawn, *Macrobrachium rosenbergii* and the Lettuce, (*Lactuca sativa*). International Journal of Recirculating Aquaculture. v. 12, 34 p.
- Baltazar, P; Palomino, A. 2004. Manual de cultivo de tilapia. Lima: Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero. Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero–FONDEPES, Agencia Española de Cooperación Internacional–AECI, Proyecto de Apoyo al Desarrollo del Sector Pesca y Acuícola del Perú–PADESPA. 115p.
- Baltazar, P. 2007. La Tilapia en el Perú: acuicultura, mercado, y perspectivas. Revista Peruana de Biología, 2007. 13(3):267-273.
- Baltazar, PM; León, JP; Mina, L. 2014. Producción, comercialización y perspectivas de desarrollo de la acuicultura peruana. Revista Científica (Descontinuada), 11(2).
- Baltazar, P; Mendoza, D; Castañeda, M. 2018. Tilapia Potential in Peru. World Aquaculture, September 2018. (1): 35-40.
- Barg, C. 1992. Guidelines for the promotion of environmental management of coastal aquaculture development. FAO (Food & Agriculture Org). Fisheries Technical Paper. N° 328, 122 p.
- Barrera, D. 2004. Evaluación de cinco variedades de lechuga (*Lactuca sativa*) cultivadas con la técnica hidropónica solución nutritiva recirculante (NFT). Tesis para optar el Título de Ingeniero Agrónomo, Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala. 71 p.
- Bernstein, S. 2011. Aquaponic Gardening: A Step-by-step Guide to Raising Vegetables and Fish Together. Gabriola Island: New Society Publishers. 293 p.
- Bertsch, F. 1998. La fertilidad de los suelos y su manejo. San José, CR, Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo. 157 p.
- Blidariu, F; Alexandru, D; Adrian, G; Isidora, R; Dacian, L. 2013. Evolution of nitrate level in green lettuce conventional grown under natural conditions and aquaponic system. Scientific Papers Animal Science and Biotechnologies, 46(1):244-250.

- Bono, R. 2015. Diseños Experimentales Universidad de Barcelona. Consultado 05 jul. 2016. Disponible en <http://myslide.es/documents/1-2-disenos-experimentales-roser-bono-cabre-dpto-de-metodologia-de-las-ciencias-del-comportamiento-universidad-de-barcelona-rbonoubedu.html>.
- Boyd, CE. 1984. Water quality in warmwater fish ponds. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama USA. 359 p.
- Boyd, C. 1990. "Water Quality in Ponds for Aquaculture". Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama USA. 482 p.
- Boyd, C. 2003. The status of codes of practice in aquaculture. *World Aquaculture*, 34: 63-66 p.
- Bravo, NP. 2007. Efecto agudo del Amoníaco en tilapia roja (*Oreochromis sp.*) Tesis de Lic, Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras. 28 p.
- Cáceres, D. 2013. Efecto del agua residual del cultivo de *Oreochromis niloticus* "tilapia" sobre el crecimiento de *Lactuca sativa* "lechuga" en un sistema acuapónico continuo. Tesis para optar el Título Profesional de Biólogo. Universidad Nacional de Trujillo, Perú. 76 p.
- Calderón, H. 2012. Cultivo asociado de tilapia roja (*Oreochromis sp.*) y lechuga (*Lactuca sativa*); libres de químicos, mediante la Acuaponía. Tesis para optar el Título de Ingeniero. Huacho, Perú. 87 p.
- Caló, P. 2011. Introducción a la Acuaponía. CENADACA (Centro Nacional de Desarrollo Acuícola) Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca. Argentina. 15 p.
- Campbell, R. 2013. Reference sufficiency ranges for plant analysis in the southern region of the United States. *Southern Cooperative series bulletin*, Issue 394:85 - 86.
- Campos, R. 2013. Caracterización fisicoquímica de un efluente salobre de tilapia en acuaponía. Tesis para optar el grado de Maestro en Agroecosistemas Tropicales, Veracruz, México. 112 p.
- Cantor, F. 2007. Manual de Producción de Tilapia. Secretaria de Desarrollo Rural del Estado de Puebla, México. 97 p.
- Castaño, CA; Morales, CS; Obando, FH. 2008. Evaluación de las deficiencias nutricionales en el cultivo de la mora (*Rubus glaucus*) en condiciones controladas para bosque montano bajo. *Agron*, 16(1), 75-88. 16(1):75-88.
- Castilblanco, EJ; Hidalgo, JA. 2009. Efecto de dos tratamientos de agua en la producción de lechuga (*Lactuca sativa*) bajo dos sistemas hidropónicos en piscicultura. Tesis de Licenciatura. Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras. 22 p.

- CCME (Canadian Council of Ministers of the Environment). 2010. Canadian Water Quality Guidelines for the Protection of Aquatic Life. Canada. Consultado 17 ago. 2016. Disponible en <http://ceqg-rcqe.ccme.ca/en/index.html#void>.
- CEE (Comunidad Económica Europea). 1991. Directiva 75/440/CEE relativa a la calidad requerida para las aguas superficiales destinadas a la producción de agua potable. 26 p. Consultado 13 jun. 2015. Disponible en https://www.chsegura.es/export/descargas/cuenca/legislaciongeneral/docsdescarga/DIRECTIVA_75_440_CEE.pdf.
- CICESE (Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California). 2008. Gaceta electrónica. Consultado 16 marz. 2013. Disponible en <http://gaceta.cicese.mx>. 32 p.
- CONAPESCA (Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca). 2018. Anuario estadístico de acuicultura y pesca. México. 301 p.
- Conijeski, D. 2008. Ingeniería de Cultivos Marinos y Dulceacuícolas. Conceptos Básicos de Ingeniería en Acuicultura, Plan Nacional de Desarrollo de la Acuicultura (PLANDAC) Proyecto TCP/URU/3101, Uruguay. Consultado 18 may. 2013. Disponible en <https://es.scribd.com/document/111383785/Curso-Ingenieria-Cultivos>.
- Coronel, C. 2006. Justificación del empleo de nuevos indicadores biológicos en relación con la calidad de las aguas. Tesis Doctoral Caminos Madrid, España. 216 p.
- Córdova, I. 2010. Imitando a la naturaleza: Acuaponía. Consultado 30 marz. 2014. Disponible en http://ens-ciencia.blogspot.com/2010_01_01_archive.html.
- Chafloque, W; Gómez, E. 2006. Diseño de humedales artificiales para el tratamiento de aguas residuales en la UNMSM. Revista del Instituto de Investigación de la Facultad de Ingeniería Geológica, Minera, Metalúrgica y Geográfica. Perú. 9(17):85-96.
- Chapman, H; Pratt, P. 1973. Métodos de análisis para suelos, plantas y aguas. Editorial Triallas, México 195 p.
- Chaux, G; Caicedo, JR; Fernández, JE. 2013. Tratamiento de Efluentes Piscícolas (Tilapia Roja) En Lagunas con Azolla pinnata. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial: BSAA. Colombia. 11(2):46-56
- Cho, C; Bureau, D. 2001. A review of diet formulation strategies and feeding systems to reduce excretory and feed wastes in aquaculture. Aquaculture Research; 32:349-360.
- Decreto Supremo N° 004-2017-MINAM-2017. Estándares nacionales de calidad ambiental para aguas - Norma legal. Ministerio del Ambiente. Lima, Perú.

- Delgado, F; Gallardo, A; Cuevas, L; García, M. 2009. Crecimiento compensatorio en tilapia *Oreochromis niloticus* posterior a su alimentación con harina de plátano. *Avances en Investigación Agropecuaria (AIA)*. 13(2):55-70.
- De la Cruz Parra, L. 2011. Uso de los moluscos bivalvos (*Polymesoda solida* y *Geukensia demissa*) y la planta acuática (*Lemna sp.*) como biofiltros en el tratamiento de los efluentes de las granjas camaroneras. Tesis Doctoral, Universidad del Zulia, Venezuela. 76 p.
- Diver, S. 2006. *Aquaponics Integration of Hydroponics with Aquaculture*. ATTRA – National Sustainable Agriculture Information Service. North Carolina, USA. 28 p.
- Enríquez, D; Ordoñez, M; González, L. 2009. Instrumentación y estudio de parámetros para el cálculo de los índices de escasez a usar en el ordenamiento de las cuencas de los ríos Molino y Pisojé. *Revista Ingeniería Hoy* N° 31, Colombia.
- EVVEN, CA. 2013. Acuicultura y química. Consultado 12 oct. 2013. Disponible en <http://evven.5u.com/text/Acuicultura.htm>.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Italia). 2012. *El Estado mundial de la pesca y la acuicultura*. 251 p.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Italia). 2014. *El estado mundial de la pesca y la acuicultura oportunidades y desafíos*. 108 p.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Italia). 2014. *Small-scale aquaponic food production Integrated fish and plant farming*. Fisheries and Aquaculture Technical Paper. 288p.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Italia). 2018. *Estado Mundial de la Pesca y Acuicultura*. Roma. 250 p. Consultado 13 abr. 2019. Disponible en <http://www.fao.org/3/i9540es/I9540ES.pdf>.
- Favela, C; Preciado, R; Benavides, M. 2006. *Manual para la preparación de soluciones nutritivas*. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila. México 148 p.
- Ferrufino, EJ. 2005. *Determinación de la concentración de la solución nutritiva para el crecimiento y producción de lechuga var. Verónica en hidroponía*. Tesis para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras. 20 p.
- García, A; Tume J; Juárez, V. 2012. *Determinación de los parámetros de crecimiento de la Tilapia Nilótica (*Oreochromis niloticus*) en un estanque revestido con geomembrana y abastecido con agua de subsuelo*. *Revista Ciencia y Desarrollo UAP*, 15(2):47-55

- García, E. 2014. Tecnologías alternativas de alimentación para cachama, tilapia, bagres y langostinos. Aquacría. Primer encuentro nacional de producción de alimentos balanceados y otras alternativas de consumo animal. Valencia, Venezuela. 12 p.
- Garzón, S. 2006. Evaluación del rendimiento de tres variedades de lechuga bajo el sistema NFT (Nutrient Film Technique) de hidroponía con dos soluciones de nutrientes, tesis de Licenciatura. Escuela Agrícola Panamericana. Zamorano, Honduras 28 p.
- Grande, E; Luna, P. 2010. Comparación de la producción de lechuga a 6, 12 y 18 plantas/m² con 40 y 70 ppm de nitrógeno total en acuaponía con tilapia. Tesis para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano. Honduras, 23 p.
- Gunasekara, R; Shim, K; Lam, T. 1995. Effect of dietary protein level on puberty, oocyte growth and egg chemical composition in the tilapia *Oreochromis niloticus*. Aquaculture 134(1-2):169-183.
- Gutiérrez, F. 2014. Efecto del sulfato de hierro y ácidos húmicos en solución nutritiva en la producción de lechuga (*Lactuca sativa* var. Crispa L.), bajo hidroponía en Manglaralto. Trabajo de graduación para optar el Título de Ingeniero agropecuario. La Libertad, Ecuador. 118 p.
- Guerra, E.; Bautista, D. 2002. Contenido foliar de elementos nutricionales en tres clones de guayaba (*Psidium guajava* L.) en época de alta actividad de crecimiento”. Bioagro, Barquisimeto, Venezuela 14(2): 99-104.
- Hernández, C; Aguirre, G; López, D. 2009. Sistemas de producción de acuicultura con recirculación de agua para la región norte, noreste y noroeste de México. Revista Mexicana de Agronegocios. 25(1345-2016-104263):117-130.
- Hopkins, J; Hamilton, R; Sandifer, P; Browdy, C; Stokes, A. 1993. Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets os intensive shrimp ponds. J World Aquacult Soc; 24: 304-320.
- Hsien-Tsang, S; Quintanilla, M. 2008. Manual de reproducción del cultivo de tilapia. CENDEPESCA (Centro de Desarrollo de la Pesca y la Acuicultura) San Salvador. El Salvador. 68 p.
- Ingle de la Mora, G; Villareal, E; Arredondo, J; Ponce, J; Barriga, I. 2003. Evaluación de algunos parámetros de calidad del agua en un sistema cerrado de recirculación para la acuicultura, sometido a diferentes cargas de biomasa de peces. Hidrobiológica 13(4):247-253.

- Iturbide, K. 2008. Caracterización de los efluentes de dos sistemas de producción de tilapia y el posible uso de plantas como agentes de biorremediación. Tesis de Postgrado Maestría en Ciencia y Tecnología del Medio Ambiente. Universidad de San Carlos, Guatemala. 74 p.
- Jones, JB.; Wolf, B; Mills, HA. 1991. Plant analysis handbook. A practical sampling, preparation, analysis, and interpretation guide. Micro-Macro Publishing, Inc. 213 p.
- Juárez, L. 2016. Evaluación de los parámetros biológicos de la tilapia gris *Oreochromis niloticus* mediante la implementación de un sistema acuapónico. Tesis de Especialización en Gestión e impacto ambiental. Tuxpan Veracruz, México. 66 p
- Klaver, A; Mathews, R. 1994. Effects of oxytetracycline on nitrification in a model aquatic system. *Aquaculture*. 123(3-4):237-247.
- Leclerc, H; Mossel, D; Edberg, S; Struijk, C. 2001. Advances in the bacteriology of the coliform group: their suitability as markers of microbial water safety. *Annual Reviews in Microbiology*, 55(1): 201-234.
- Lee, R; Escobar, H. 2000. Manual de producción de lechuga lisa bajo invernadero. No. Doc. 22545 CO-BAC, Bogotá.
- Lennard, WA. 2012. Aquaponic System Design Parameters: Basic System Water Chemistry. Aquaponic Fact Sheet Series: Melbourne: Aquaponic Solutions. 4 p.
- Lennard, W; Leonard, B. 2004. A comparison of reciprocating flow versus constant flow in an integrated, gravel bed, aquaponic test system. *Aquaculture International*. 12(6):539-553.
- Licamele, J. 2009. Biomass Production and Nutrient Dynamics in an Aquaponics System: University of Arizona. 2009. PhD Dissertation. Arizona, USA 172 p.
- Lin, Y; Jing, S; Lee, D; Chang, Y; Chen, V; Shih, K. 2005. Performance of a constructed wetland treating intensive shrimp aquaculture wastewater under high hydraulic loading rate. *Environmental Pollution*; 134:411-421 p.
- Lovell, C. 1989. Nutrition and Feeding of Fish. Van Nostrand Reinhold Publishers, New York, USA. 256 p.
- Lucchetti, G; Gray, G. 1988. Water reuse systems: a review of principal components. *The Progressive Fish-Culturist*. 50(1):1-6.
- Masser, M. 2002. Hydroponics integration with aquaculture. First Ed. Alabama, USA. 23p.
- Masser, M; Rakocy, J; Losordo, T. 1992. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Management of Recirculating Systems. SRAC Southern Regional Aquaculture Center, Publication No.452.

- Mateus, J. 2009. Acuaponía: hidroponía y acuicultura, sistema integrado de producción de alimentos. Red Hidroponía, Boletín No 44. 2009. Lima, Perú. 1:7-10.
- Merino, OG; Sal, FM; 2007. Sistema de Recirculación y Tratamiento de Agua. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos SENADAC. Santa Ana – Corrientes, Argentina. 37 p.
- Moreno, E; Zafra, A. 2014. Sistema acuapónico del crecimiento de *lactuca sativa* “lechuga” con efluentes de cultivo de tilapia. REBIOL, 34(2):60-72 p.
- Navarro, B; Navarro, G. 2000. Química Agrícola. El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal. Mundi-Prensa. Barcelona, España. 322 p.
- Nelson, R. 2007. Acuaponía No. 631.585 N426a. Montillo - Wisconsin, USA.
- Nelson, R. 2008. Aquaponics food production. Raising fish and profit. First Edition. Virgen Islands. Nelson and Pade, Inc. 218p.
- Nicovita, 1997. Boletín: Alimento Balanceado para acuicultura de camarones 2:1-2.
- Nicovita, 2014. Manual de crianza tilapia. Consultado 20 jun. 2016, Disponible en: <http://www.industriaacuicola.com/biblioteca/Tilapia/Manual%20de%20crianza%20de%20tilapia.pdf>.
- NTP (Norma Técnica Peruana ISO 5667-3) 2001 Calidad del Agua, parte 3: guía para la preservación y manejo de muestras 38 p.
- Papoutsoglou, S. 1991. Impact of aquaculture on the aquatic environment in relation to applied production systems. In: De Pauw N, Joyce J. (eds.). Aquaculture and Environment. European Aquaculture Society, Special Publication No 16. Gent, Belgium, 71–77 p.
- Pardo, S; Suárez, H; Soriano, E. 2006. Tratamiento de efluentes: una vía para la acuicultura responsable. Revista MVZ Córdoba. Argentina 11(1):20-29.
- Pérez, J. 1996. La Acuicultura y la Conservación de la Biodiversidad Interciencia 21(3): 154-157. Consultado el 13 nov. 2015. Disponible en <http://www.interciencia.org.ve>.
- Pérez, L. 2007. Hidroponía en casa. 1ra ed. Costa Rica. Editorial Corazón verde. 54 p.
- Petrea, S; Cristea, V; Dediu, L; Contoman, M; Lupoae, P; Mocanu, M. 2013. Vegetable Production in an Integrated Aquaponic System with Rainbow Trout and Spinach. Bulletin of the University of Agricultural Sciences & Veterinary Medicine Cluj-Napoca. Animal Science & Biotechnologies. 70(1).
- Piedrahita, R. 2003. Reducing the potential environmental impact of tank aquaculture effluents through intensification and recirculation. En: Aquaculture. 226(1-4):35-44.
- Pillay, TR. 1992. Aquacultura and the environment. Fishing News Books, England. 184 p.

- Poleo, G; Aranbarrio, JV; Mendoza, L; Romero, O. 2011. Cultivo de cachama blanca en altas densidades y en dos sistemas cerrados. *Pesq. agropec. Bras. Brasília*, 46(4):429-437.
- Popma, T; Masser, M. 1999. Tilapia: Life history and biology. Southern Regional Aquaculture Center Pub. SRAC-283 4 p.
- Posadas, B. 2001. Comparative economic analysis of using different sizes of constructed wetlands in recirculating catfish pond production. *Journal of Applied Aquaculture*; 11: 1-19.
- PRODUCE (Ministerio de la Producción). 2018. Anuario Estadístico Pesquero y Acuícola 2017. Lima, Perú. 205 p.
- Rabassó, M. 2006. Los impactos ambientales de la acuicultura, causas y efectos. Fundación Universitaria de Las Palmas, Gran Canaria, España. 98 p.
- Rakocy, J. 1989. Tank Culture of Tilapia. Southern Regional Aquaculture Center, Publication No.282. 4 p.
- Rakocy, J. 1997. Integrating tilapia culture with vegetable hydroponics in recirculating systems. *Tilapia Aquaculture in the Americas*, 1:163-184.
- Rakocy, J; Shultz, R; Bailey, D; Thoman, E. 2004. Aquaponic production of tilapia and basil: comparing a batch and staggered cropping system. *Acta Horticulturae (ISHS)*, 48:63-69. Consultado 18 oct. 2013. Disponible en http://www.actahort.org/books/648/648_8.htm.
- Rakocy, J; Masser, M; Losordo, T. 2006. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Aquaponics. Integrating Fish and Plant Culture. Southern Regional Aquaculture Center, Publication No. 454. 16 p.
- Rakocy, J; Bailey, D; Shultz, R; Thoman, E. 2006. Update on tilapia and vegetable production in the UVI aquaponic system. University of the Virgin Islands. Agricultural Experiment Station. Consultado 18 oct. 2013. Disponible en <http://ag.arizona.edu/azaqua/ista/ista6/ista6web/pdf/676.pdf>.
- Rakocy, J. 2007. Ten guidelines for aquaponic systems. *Aquaponics J*, 2007. 46:14-17.
- Ramírez, D; Sabogal, D; Jiménez, P; Hurtado, H. 2008. La acuaponía: una alternativa orientada al desarrollo sostenible. *Revista Facultad de Ciencias de ciencias básicas, Universidad Militar Nueva Granada*. 4(1):32-51.
- Ramírez, D; Sabogal, D; Gómez, E; Rodríguez, D; Hurtado, H. 2009. Montaje y Evaluación Preliminar de un Sistema Acuapónico Goldfish-Lechuga. *Revista Facultad de Ciencias básicas, Universidad Militar Nueva Granada*. 5(1):154-170.

- Ramírez, L; Pérez, M; Jiménez, P; Hurtado, H; Gómez, E. 2011. Evaluación preliminar de sistemas acuapónicos e hidropónicos en cama flotante para el cultivo de orégano (*Origanum vulgare: Lamiaceae*), Revista Facultad de Ciencias Básicas, Universidad Militar Nueva Granada. 7(2):242-259.
- Resh, H. 2001. Cultivos Hidropónicos: Nuevas Técnicas de Producción. Editorial Mundi Prensa. España. 558 p.
- Resolución 0883-2018. Valores Límites Máximos Permisibles en vertimientos de agua residuales no domesticas a cuerpos de agua marina de la actividad acuicultura. Ministerio del Ambiente de Colombia.
- Ricardo, J. 2019. Evaluación del cultivo de lechuga hidropónica (*lactuca sativa*) en raíz flotante bajo diferentes soluciones nutritivas. Tesis de Lic. Universidad Estatal Península de Santa Elena, Ecuador. 93 p.
- Rivera, V. 2010. Efecto de la aplicación de dos fuentes de hierro en solución nutritiva y foliar sobre el rendimiento de dos cultivares de lechuga (*Lactuca sativa L.*). Tesis para optar el título de ingeniero agrónomo. Universidad de Guayaquil, Ecuador. 49 p.
- Rodríguez, A; Hoyos, M; Chang, M. 2001. Absorción de agua y nutrientes. Soluciones Nutritivas en Hidroponía: Formulación y Preparación. CIHNM, UNALM. Lima, Perú. 97 p.
- Rodríguez, A. 2003. Cultivo hidropónico de raíces y tuberosas, UNALM. Lima, Perú.
- Rodríguez, A; Chang, M. 2013. Soluciones Nutritivas. Formulación y Preparación. Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. 100 p.
- Rubio, S. 2012. Análisis técnico de producción de tilapia *Oreochromis niloticus* y lechuga acropolis *Lactuca sativa* en acuaponía. Tesis de Maestría. Instituto Politécnico Nacional. Guasave Sinaloa, México 73 p.
- Saavedra, M. 2006. Manejo del cultivo de tilapia USAID, Nicaragua. 24 p.
- Salazar, M; Ocampo, D. 2002. Tasa de crecimiento del pez ángel *Pterophyllum scalare* (Perciformes: Chichlidae) en condiciones de laboratorio. Acta Universitaria 12:28-33.
- Scott, J. 2002. Evolutions of Aquaponics. Aquaponics Journal. 1(1):4.
- Selek, M; Endo, M; Yiğit, M; Takeuchi, T. 2015. The integration of fish and plant production: Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and basil (*Ocimum basilicum*)

- culture in recirculating and aquaponic systems. *Journal of aquaculture engineering and fisheries research*. 3(1):28-43.
- Shuenn-Der, Y; Chyng-Hwa, L; Fu-Guang, L. 2002. Effects of dietary protein level on growth performance, carcass composition and ammonia excretion in juvenile silver perch (*Bidyanus bidyanus*). *Aquaculture* 2002; 213:363-372.
- Silva, J; Ramírez, L; Alfieri, A; Rivas, G; Sánchez, M. 2004. Determinación de microorganismos indicadores de calidad sanitaria. Coliformes totales, coliformes fecales y aerobios mesófilos en agua potable envasada y distribuida en San Diego, estado Carabobo. *Revista de la Sociedad Venezolana de Microbiología*. Venezuela. 24(1-2):46-49.
- Smart Fertilizer Manangement. 2012. Relación Amonio y Nitrato Consultado el 14 nov. 2014. Disponible en: <http://www.smart-fertilizer.com/es/articles/ammonium-nitrate-ratio>.
- Soto, D; Mena, G. 1999. Filter feeding by the freshwater mussel, *Diplodon chilensis*, as a biocontrol of salmon farming eutrophication. *Aquaculture*. 171: 65-81.
- Statsoft I. 2006. *Statistica (data analysis software system)*, version 7.1. East 14th Street Tulsa, Oklahoma, USA.
- Strickland, J; y Parsons, T. 1972. *A practical handbook of seawater analysis*. Fisheries Research Board of Canada. Bulletin 167, 2 ed. 328 p.
- Summerfelt, S; Wilton, G; Roberts, D; Savage, T. 2004. Developments in Recirculating Systems for Arctic Char Culture in North America. *Aquacultural Engineering*. 30(1-2):31-71.
- Terry, E; Ruiz, J; Tejeda, T; Reynaldo, I; Díaz de Armas, M. 2011. Respuesta del cultivo de la lechuga (*Lactuca sativa*) a la aplicación de diferentes productos bioactivos. *Cultivos tropicales*, Habana, Cuba. 32(1):28-37.
- Timmons, M; Ebeling, J; Wheaton, F; Summerfelt, S; Vinci, B. 2002. *Recirculating Aquaculture Systems 2nd Edition*. Northeastern Regional Aquaculture Center. Publication No. 01-002. New York, USA.
- Timmons, M; Ebeling, J. 2007. *Recirculating aquaculture*. Cayuga Aqua Ventures, Ithaca. New York, USA. 975 p.
- Torres, A; Tovar, M; Hurtado, H; Gómez, E. 2015. Excreción de nitrógeno amoniacal total a diferentes densidades de siembra de *Cyprinus carpio* en condiciones de laboratorio. *Orinoquía*, Colombia. 19(1): 19-26.

- Tyson, RV; Simone, E; Whitte, JM; Lamb, EM. 2004. Reconciling water quality parameters impacting nitrification in aquaponics: the pH levels. Proc. Florida State Horticultural Society. USA. 117(1):79-83.
- USEPA (United States Environmental Protection Agency). 1992. Requirements for the nationwide approval of new or optionally revised methods for total coliforms, fecal coliforms, and/or *E. coli*, in national drinking water monitoring. Environmental Monitoring Systems Laboratory, Cincinnati, Ohio, USA. 548 p.
- USEPA (United States Environmental Protection Agency). 2002. National water quality inventory. 2000 Report. Washington DC 20460, EPA-841-R-02-001. 460 p.
- Valbuena, R; Vásquez, W. 2011. El peso corporal esta inversamente relacionado con la excreción de amonio en tilapia roja (*Oreochromis sp*). Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias. 24:191-200.
- Vargas, JP. 2014. Mejoramiento de la calidad ambiental del Rio Portoviejo. Gobierno Provincial de Manabí, Ecuador.
- Watanabe, W; Losordo, T; Fitzsimmons, K; Hanley, F. 2002. Tilapia production systems in the Americas: technical advances, Trends and Challenges. Reviews in Fisheries Science. 10(3-4):465-498.
- Yáñez, RM. 2013. La Acuaponía como alternativa de producción agropecuaria sostenible ¿Una posibilidad para tener en casa? Investigación y ciencia. 2(5):16.
- Ziemann, D; Walsh, W; Saphore, E; Fulton-Bennet, K. 1992. A survey of water quality characteristics of effluent from Hawaiian aquaculture facilities. Journal of the World Aquaculture Society. 23:180-191.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1: a) Biometrías de ejemplares de tilapia (*Oreochromis sp.*) por cada estanque b) Distribución de los ejemplares de tilapia en cada tanques, obtenidos del Centro de Investigación Piscícola de la Universidad Agraria La Molina

a)

BIOMETRIA 3

Fecha: 09.07.13

NUMERO	POZA I PESOS GR.	POZA II PESOS GR.	POZA III PESOS GR.	TOTALES
1	229.8	177.4	237.6	
2	325.6	215.1	140.8	
3	316.7	421.3	232.3	
4	195.9	392.4	160.7	
5	221.6	394.4	208.1	
6	233.6	324.4	190.3	
7	256.2	293.6	510.4	
8	326.3	277.9	332.5	
9	178.2	193.5	351.6	
10	184.4	246.2	138.4	
11	244.5	212.7	177.7	
12	251.1	227.4	142.4	
13	230.7	277.5	118.5	
14	324.4	275.9	166.9	
15	196.5	190.3	142.5	
16	219.2	217.2	141.3	
17	212.3	358.5	142.9	
18	186.1	300.7	86.5	
19	208.8	220.2	168.2	
20	220.7	204.7	183.2	
21	186.4	139.2	151.7	
22	195.5	144.1	125.8	
23			217.5	
24			189.3	
25				
26				
27				
28				
29				
30				
Nº PECES	22	22	24	68
PESO TOTAL	5144.50	5704.60	4657.10	15506.20

BIOMETRIA 2

Fecha: 30.05.13

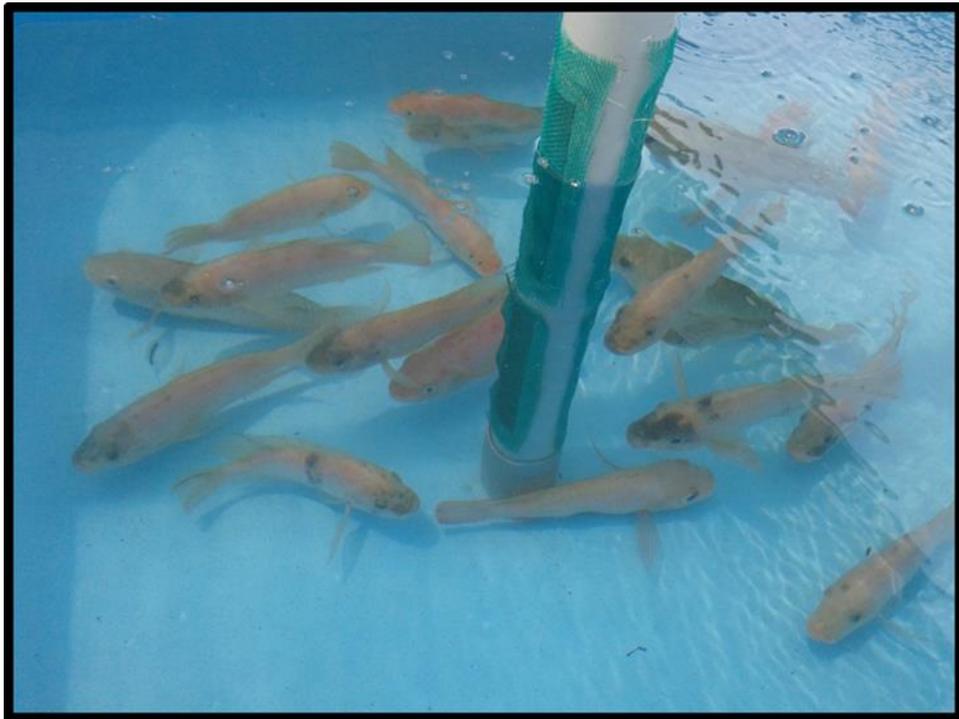
NUMERO	POZA I PESOS GR.	POZA II PESOS GR.	POZA III PESOS GR.	TOTALES
1	160.4	69.0	75.8	
2	163.7	135.4	94.0	
3	172.5	138.9	97.5	
4	172.6	168.4	104.0	
5	173.7	177.3	116.6	
6	174.2	180.5	120.0	
7	176.3	189.1	122.3	
8	181.3	190.1	126.3	
9	185.6	202.3	127.2	
10	187.3	204.2	134.2	
11	192.9	213.9	135.7	
12	202.8	223.9	140.7	
13	204.9	227.0	140.8	
14	207.6	262.1	143.9	
15	214.0	264.1	144.1	
16	217.7	265.4	153.0	
17	225.5	266.9	157.5	
18	225.9	272.1	177.2	
19	232.4	321.8	183.8	
20	238.2	347.2	209.7	
21	276.4	364.1	225.4	
22	297.8	366.5	295.3	
23			470.6	
24			410.0	
25				
26				
27				
Nº PECES	22	22	24	68
PESO TOTAL	4483.70	5050.20	4105.60	13639.50

BIOMETRIA 1

Fecha: 09.04.13

NUMERO	POZA I PESOS GR.	POZA II PESOS GR.	POZA III PESOS GR.	TOTALES
1	100.0	58.0	61.1	
2	104.6	72.0	63.0	
3	105.0	90.0	69.0	
4	112.0	103.0	77.0	
5	115.0	105.0	79.0	
6	120.0	114.0	80.0	
7	123.3	115.0	80.6	
8	123.5	126.0	81.8	
9	124.4	127.0	82.0	
10	127.7	135.0	94.0	
11	130.0	140.0	171.0	
12	138.0	144.0	89.0	
13	139.5	145.0	91.0	
14	141.1	166.0	92.0	
15	145.0	168.0	96.0	
16	148.0	172.0	101.0	
17	160.0	179.0	104.0	
18	175.0	180.0	107.0	
19	176.0	210.0	129.0	
20	178.0	215.0	142.0	
21	180.0	244.0	147.0	
22	194.0	257.0	153.0	
23			353.0	
24			297.0	
25				
26				
27				
Nº PECES	22	22	24	68
PESO TOTAL	3060.10	3265.00	2839.50	9164.60

b)



ANEXO 2: Análisis proximal del alimento suministrado en la alimentación de tilapia

Alimento para Peces UNALM Análisis Proximal (% composición)	
Valor Nutricional	
E. Digestible	3,6 Mcal/Kg
Proteína	42%
Lípidos	10%
Fibra	3 - 5 %
Calcio	2%
Fósforo	1%
AGn-3	1%
AGn-6	1%
Lisina	2,5 %
Metiodina + cistina	1,4 %



FUENTE: Programa de Investigación y Proyección Social en Alimentos - UNALM (2013)

ANEXO 3: Tabla de requerimientos nutricionales de lechuga, utilizada para la formulación de la solución nutritiva

ATT_1369756280044_requerimiento de nutrientes, equisponia.xlsx - Excel
 Nella Delgado

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R
19																		
20																		
21																		
22																		
23																		
24																		
25																		
26																		
27																		
28																		
29																		
30																		
31																		
32																		
33																		
34																		
35																		
36																		
37																		
38																		
39																		
40																		
41																		
42																		
43																		
44																		
45																		
46																		
47																		
48																		
49																		
50																		
51																		
52																		
53																		
54																		
55																		
56																		
57																		
58																		
59																		
60																		
61																		
62																		
63																		
64																		
65																		
66																		
67																		
68																		
69																		
70																		
71																		
72																		
73																		
74																		
75																		
76																		
77																		
78																		
79																		
80																		
81																		
82																		
83																		
84																		
85																		
86																		
87																		
88																		
89																		
90																		
91																		
92																		
93																		
94																		
95																		
96																		
97																		
98																		
99																		
100																		

1 FERTILIZANTES*
 2 Nitrato Potasio 13.5% N, 46% K2O 0
 3 Nitrato amonio 31% N 0
 4 Nitrato Calcio 15.5%N, 26% CaO 0
 5 Fosfato Monopotásico 52% P2O5, 34% K2O 33.9 42.45
 6 Fosfato Monoamónico 12% N, 60% P2O5 0
 7 Sulfato Potasio 50% K2O, 18% S 145.95
 8 Sulfato Magnesio 16% MgO, 13% S 230.0
 9 Sulfato amonio 21% N, 22% S 0
 10 Quelato Hierro 6% Fe 12.00
 11 Acido Bórico 25% B 2.50
 12 Sulfato Manganeso 18% B 2.50
 13 Sulfato Zinc 23% Zn 1.00
 14 Sulfato Cobre 25% Cu 0.00
 15 Molibdato Amonio 54% Mo 0.15
 16
 17 COMPLEMENTOS CON fertilizantes* INICIO 0.00 33.90 188.40 113.00 39.95 133.48 0.72 0.63 0.59 0.02 0.23 0.08
 18 COMPLEMENTOS CON fertilizantes** FINAL 0.00 8.48 50.51 159.00 32.88 85.31 0.18 0.16 0.77 0.01 0.06 0.02
 19
 20
 21
 22
 23 AGUA INICIO LECHUGAS (15 dias antes)
 24 SOLUCION 180 30 210 150 40 60 1 0.5 0.6 0.15 0.2 0.05
 25 FALTA 177.18 27.09 194.40 37.00 22.13 19.42 0.97 0.58 0.01 0.13 0.18 0.06
 26 SOBRESANTES O DEFICIT 177.18 -6.81 6.00 37.00 0.05 -73.48 0.28 -0.03 0.01 0.13 -0.03 -0.02
 27 ok falta g falta 37 falta 0.05 ok hay mas ok
 28
 29 Agua que hay mas fertilizante 2.82 36.81 204.00 113.00 39.95 133.48 0.75 0.64 0.59 0.02 0.25 0.08 7777
 30
 31
 32
 33 AGUA FINAL LECHUGAS 6.77 17.46 48.36 159.00 27.36 62.06 0.11 0.01 0.77 0.01 0.01 0.00 ppm
 34 SOLUCION 180 30 210 150 40 60 1 0.6 0.6 0.15 0.2 0.06 ppm

FUENTE: Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral de la UNALM, y por diferencia se obtuvo la formulación final.

ANEXO 4: Porcentaje de amoniaco (%) en función de pH y temperatura del agua

pH	15.5	16.0	16.5	17.0	17.5	18.0	18.5	19.0	19.5	20.0	20.5	21.0	21.5	22.0	22.5	23.0	23.5	24.3	24.5	25.0	25.5	26.0	26.5	27.0	27.5	28.0	28.5	29.0	29.5	30.0
6.0	0.284	0.295	0.306	0.318	0.320	0.343	0.356	0.369	0.383	0.397	0.412	0.427	0.443	0.459	0.476	0.493	0.511	0.530	0.549	0.569	0.589	0.610	0.632	0.654	0.678	0.701	0.726	0.752	0.778	0.805
6.1	0.358	0.372	0.386	0.401	0.416	0.431	0.448	0.465	0.482	0.500	0.518	0.538	0.557	0.578	0.599	0.621	0.644	0.667	0.691	0.716	0.742	0.769	0.796	0.824	0.853	0.883	0.914	0.946	0.979	1.01
6.2	0.451	0.468	0.486	0.504	0.523	0.543	0.564	0.585	0.607	0.629	0.653	0.677	0.702	0.728	0.754	0.782	0.810	0.839	0.870	0.901	0.933	0.967	1.00	1.034	1.07	1.11	1.15	1.19	1.23	1.29
6.3	0.567	0.589	0.611	0.635	0.659	0.684	0.709	0.736	0.763	0.792	0.821	0.852	0.883	0.916	0.949	0.984	1.02	1.06	1.09	1.13	1.17	1.22	1.26	1.30	1.35	1.40	1.45	1.50	1.55	1.60
6.4	0.714	0.741	0.759	0.799	0.829	0.860	0.893	0.925	0.961	0.997	1.03	1.07	1.11	1.15	1.19	1.24	1.28	1.33	1.38	1.43	1.48	1.53	1.59	1.64	1.70	1.76	1.82	1.89	1.95	2.02
6.5	0.898	0.933	0.968	1.01	1.04	1.08	1.12	1.17	1.21	1.25	1.30	1.35	1.40	1.45	1.50	1.56	1.62	1.67	1.73	1.80	1.86	1.93	2.00	2.07	2.14	2.21	2.29	2.37	2.46	2.54
6.6	1.13	1.17	1.22	1.27	1.31	1.36	1.41	1.47	1.52	1.58	1.64	1.70	1.76	1.83	1.89	1.96	2.03	2.11	2.18	2.25	2.34	2.42	2.51	2.60	2.69	2.79	2.89	2.99	3.09	3.20
6.7	1.42	1.48	1.53	1.59	1.65	1.72	1.78	1.85	1.92	1.99	2.06	2.14	2.22	2.30	2.38	2.47	2.56	2.65	2.75	2.84	2.94	3.05	3.16	3.27	3.39	3.51	3.63	3.76	3.89	4.02
6.8	1.79	1.86	1.93	2.00	2.08	2.16	2.24	2.32	2.41	2.50	2.59	2.69	2.79	2.89	3.00	3.10	3.22	3.33	3.45	3.58	3.71	3.84	3.97	4.11	4.26	4.41	4.56	4.72	4.89	5.06
6.9	2.25	2.34	2.43	2.52	2.62	2.72	2.82	2.92	3.03	3.15	3.26	3.38	3.51	3.64	3.77	3.90	4.05	4.19	4.34	4.50	4.66	4.83	5.00	5.17	5.36	5.54	5.74	5.94	6.15	6.36
7.0	2.84	2.94	3.06	3.17	3.29	3.42	3.55	3.68	3.81	3.96	4.10	4.25	4.41	4.57	4.74	4.91	5.09	5.27	5.46	5.66	5.86	6.07	6.28	6.51	6.74	6.97	7.22	7.47	7.72	7.99
7.1	3.57	3.70	3.84	3.99	4.14	4.30	4.46	4.63	4.80	4.98	5.16	5.35	5.55	5.75	5.96	6.17	6.40	6.63	6.87	7.11	7.37	7.63	7.90	8.18	8.46	8.76	9.07	9.38	9.70	1.00
7.2	4.49	4.66	4.83	5.02	5.21	5.40	5.61	5.82	6.03	6.25	6.49	6.73	6.97	7.23	7.49	7.76	8.04	8.33	8.63	8.94	9.26	9.58	9.92	1.03	1.06	1.10	1.14	1.18	1.22	1.25
7.3	5.64	5.86	6.08	6.31	6.55	6.79	7.05	7.31	7.58	7.86	8.15	8.45	8.76	9.08	9.41	9.75	1.01	1.05	1.08	1.12	1.16	1.20	1.25	1.29	1.33	1.38	1.43	1.48	1.53	1.58
7.4	7.09	7.36	7.64	7.93	8.23	8.54	8.86	9.19	9.53	9.88	1.02	1.06	1.10	1.14	1.18	1.22	1.27	1.31	1.36	1.41	1.46	1.51	1.56	1.62	1.67	1.73	1.79	1.85	1.92	1.98
7.5	8.91	9.25	9.60	9.96	1.03	1.07	1.11	1.15	1.20	1.24	1.29	1.33	1.38	1.43	1.48	1.54	1.59	1.65	1.71	1.77	1.83	1.89	1.96	2.03	2.10	2.17	2.25	2.32	2.40	2.48
7.6	1.12	1.16	1.21	1.25	1.30	1.35	1.40	1.45	1.50	1.56	1.61	1.67	1.73	1.80	1.86	1.93	2.00	2.07	2.14	2.22	2.29	2.37	2.46	2.54	2.63	2.72	2.81	2.91	3.01	3.11
7.7	1.41	1.46	1.51	1.57	1.63	1.69	1.75	1.82	1.88	1.95	2.02	2.10	2.17	2.25	2.33	2.41	2.50	2.59	2.68	2.77	2.87	2.97	3.07	3.18	3.29	3.40	3.51	3.63	3.75	3.88
7.8	1.76	1.83	1.90	1.97	2.04	2.12	2.20	2.28	2.36	2.44	2.53	2.63	2.72	2.82	2.92	3.02	3.13	3.24	3.35	3.47	3.59	3.71	3.84	3.97	4.10	4.24	4.38	4.53	4.68	4.84
7.9	2.21	2.29	2.38	2.47	2.56	2.65	2.75	2.85	2.95	3.06	3.17	3.28	3.40	3.52	3.64	3.77	3.90	4.04	4.18	4.33	4.47	4.63	4.78	4.94	5.11	5.28	5.46	5.64	5.82	6.01
8.0	2.77	2.87	2.97	3.08	3.20	3.31	3.44	3.56	3.69	3.82	3.96	4.10	4.24	4.39	4.55	4.70	4.87	5.03	5.21	5.38	5.57	5.75	5.95	6.15	6.35	6.56	6.78	7.00	7.22	7.46
8.1	3.46	3.58	3.72	3.85	3.99	4.14	4.29	4.44	4.60	4.76	4.93	5.10	5.28	5.47	5.66	5.85	6.05	6.25	6.47	6.69	6.91	7.14	7.37	7.62	7.87	8.12	8.38	8.65	8.92	9.21
8.2	4.31	4.47	4.63	4.80	4.98	5.15	5.34	5.53	5.72	5.92	6.13	6.34	6.56	6.79	7.02	7.25	7.50	7.75	8.01	8.27	8.54	8.82	9.11	9.40	9.70	10.0	10.3	10.7	11.0	11.3
8.3	5.37	5.56	5.76	5.97	6.18	6.40	6.63	6.86	7.10	7.34	7.60	7.86	8.12	8.39	8.68	8.96	9.25	9.56	9.88	10.2	10.5	10.9	11.2	11.5	11.9	12.3	12.7	13.0	13.4	13.8
8.4	6.67	6.91	7.15	7.40	7.66	7.93	8.20	8.49	8.77	9.07	9.38	9.69	10.0	10.3	10.7	11.0	11.4	11.7	12.1	12.5	12.9	13.3	13.7	14.1	14.5	15.0	15.4	15.9	16.4	16.8
8.5	8.25	8.54	8.84	9.14	9.46	9.78	10.1	10.5	10.8	11.2	11.5	11.9	12.3	12.7	13.1	13.5	13.9	14.4	14.8	15.3	15.7	16.2	16.7	17.2	17.7	18.2	18.7	19.2	19.8	20.3
8.6	10.2	10.5	10.9	11.2	11.6	12.0	12.4	12.8	13.2	13.7	14.1	14.5	15.0	15.5	15.9	16.4	16.9	17.4	17.9	18.5	19.0	19.6	20.1	20.7	21.3	21.8	22.4	23.0	23.7	24.3
8.7	12.5	12.9	13.3	13.8	14.2	14.7	15.1	15.6	16.1	16.6	17.1	17.6	18.2	18.7	19.3	19.8	20.4	21.0	21.5	22.2	22.8	23.4	24.1	24.7	25.4	26.0	26.7	27.4	28.1	28.8
8.8	15.2	15.7	16.2	16.7	17.2	17.8	18.3	18.9	19.5	20.0	20.6	21.2	21.8	22.5	23.1	23.7	24.4	25.1	25.7	26.4	27.1	27.8	28.5	29.2	30.0	30.7	31.4	32.2	32.9	33.7
8.9	18.4	19.0	19.6	20.2	20.8	21.4	22.0	22.7	23.3	24.0	24.7	25.3	26.0	26.7	27.4	28.2	28.9	29.6	30.4	31.1	31.9	32.7	33.4	34.2	35.0	35.8	36.6	37.4	38.2	39.0
9.0	22.1	22.8	23.5	24.1	24.8	25.5	26.2	27.0	27.7	28.4	29.2	29.9	30.7	31.5	32.3	33.0	33.8	34.5	35.5	36.3	37.1	37.9	38.7	39.6	40.4	41.2	42.1	42.9	43.8	44.6
9.1	26.4	27.1	27.8	28.6	29.4	30.1	30.9	31.7	32.5	33.3	34.2	35.0	35.8	36.6	37.5	38.3	39.2	40.0	40.9	41.7	42.5	43.5	44.3	45.2	46.1	46.9	47.8	48.5	49.5	50.4
9.2	31.1	31.9	32.7	33.5	34.4	35.2	36.1	36.9	37.3	38.6	39.5	40.4	41.2	42.1	43.0	43.9	44.8	45.7	46.5	47.4	48.3	49.2	50.1	50.9	51.3	52.7	53.5	54.4	55.2	56.1
9.3	36.2	37.1	38.0	38.8	39.7	40.6	41.5	42.4	43.3	44.2	45.1	46.0	46.9	47.8	48.7	49.6	50.5	51.4	52.3	53.2	54.1	54.9	55.8	56.6	57.5	58.3	59.2	60.0	60.8	61.6
9.4	41.7	42.6	43.5	44.4	45.4	46.3	47.2	48.1	49.0	49.9	50.9	51.8	52.7	53.6	54.5	55.4	56.2	57.1	58.0	58.8	59.7	60.5	61.4	62.2	63.0	63.8	64.6	65.4	66.2	66.9
9.5	47.3	48.3	49.2	50.2	51.1	52.0	52.9	53.8	54.8	55.7	56.6	57.5	58.3	59.2	60.1	60.9	61.8	62.5	63.5	64.3	65.1	65.9	66.7	67.4	68.2	68.9	69.7	70.4	71.1	71.8
9.6	53.1	54.0	55.0	55.9	56.8	57.7	58.6	59.5	60.4	61.3	62.1	63.0	63.8	64.6	65.5	66.3	67.1	67.8	68.5	69.4	70.1	70.8	71.6	72.3	73.0	73.6	74.3	75.0	75.6	76.2
9.7	58.8	59.7	60.6	61.5	62.3	63.2	64.1	64.9	65.7	66.6	67.4	68.2	68.9	69.7	70.5	71.2	71.9	72.7	73.4	74.0	74.7	75.4	76.0	76.6	77.3	77.9	78.5	79.0	79.6	80.1
9.8	64.2	65.1	65.9	66.8	67.6	68.4	69.2	70.0	70.7	71.6	72.4	73.2	73.9	74.7	75.0	75.3	75.6	76.3	77.0	77.6	78.2	78.8	79.4	80.0	80.6	81.1	81.6	82.1	82.6	83.1
9.9	69.3	70.1	70.9	71.7	72.4	73.1	73.9	74.5	75.3	75.9	76.6	77.2	77.9	78.4	79.1	79.7	80.3	80.8	81.4	81.9	82.4	82.9	83.4	83.9	84.3	84.8	85.2	85.7	86.1	86.5
10.0	74.0	74.7	75.4	76.1	76.8	77.4	78.1	78.7	79.3	79.9	80.5	81.0	81.5	82.1	82.6	83.2	83.5	84.1	84.5	85.1	85.5	85.9	86.3	86.8	87.1	87.5	87.9	88.3	88.6	89.0

FUENTE: Nicovita (1997)

ANEXO 5: Factor de conversión alimenticia del sistema por etapas

PERIODOS	Ración Diaria	Días	A.s Total	FCR	IP %
FECHA: 09.04.13 AL 30. 05.13					
ETAPA INICIAL					
Alimento Balanceado con 42% de proteína					
3% de la Biomasa (g)	274.94	As (gr) 37 d	10172.71	2.27	48.83
		I.B	4474.90		
FECHA: 30.05.13 AL 08.07.13					
ETAPA ACUAPÓNICO					
Alimento Balanceado con 42% de proteína					
1.5% de la Biomasa (g)	204.59	As (gr) 29 d	5933.18	3.18	13.69
		I.B	1866.70		
FECHA: 09.04.13 AL 08.07.13					
TOTAL 90 DIAS					
Alimento Balanceado con 42% de proteína					
3% - 1.5% de la Biomasa (g)	244.03	As (gr) 66 d	16105.89	2.54	69.20
		I.B	6341.60		

A.s Total: Alimento total suministrado en el periodo

I.B :Incremento de biomasa

IP%: Incremento de peso

ANEXO 6: Correlación entre la longitud de las hojas y el peso de lechugas

Valor	Significado
1	Correlación positiva grande y perfecta
0.9 a 0.99	Correlación positiva muy alta
0.7 a 0.89	Correlación positiva alta
0.4 a 0.69	correlación positiva moderada
0.2 a 0.39	Correlación positiva baja
0.01 a 0.19	Correlación positiva muy baja
0	Correlación nula
-0.01 a -0.19	Correlación negativa muy baja
-0.2 a -0.39	Correlación negativa baja
-0.4 a -0.69	correlación negativa moderada
-0.7 a -0.89	Correlación negativa alta
-0.9 a -0.99	Correlación negativa muy alta
-1	Correlación negativa grande y perfecta

ANEXO 7: Calidad de riego de los efluentes del sistema

Interpretación de la Calidad de Riego

La salinidad total es determinada por la medición de la conductividad del agua. (CE.) Expresada en unidades de deci Siemens por metro (d Sm⁻¹) o en milimhos por centímetro (mmhos cm⁻¹). También puede ser expresada como la cantidad total de sales disueltas (TDS), donde: TDS (en ppm o mgL⁻¹) = 640 x CE (en d Sm⁻¹ ó mmhos cm⁻¹)

Cuadro 1 Clasificación de las aguas de riego basada en su CE y TDS

Peligro de Salinidad	Características	CE dSm-1	TDS ppm
Bajo (C ₁)	* Bajo peligro de salinidad, no se espera efectos dañinos sobre las plantas y suelos.	<0.25	< 160
Medio (C ₂)	* Plantas sensibles pueden mostrar estrés a sales; moderada lixiviación previene la acumulación de sales en el suelo.	0.25 - 0.75	160 - 500
Alto (C ₃)	* Salinidad afectará a muchas plantas. Requiere: selección de plantas tolerantes a salinidad, buen drenaje y lixiviación.	0.75 - 2.25	500 - 1500
Muy Alto (C ₄)	* Generalmente no aceptable, excepto para plantas muy tolerantes a sales, se requiere excelente drenaje y lixiviación.	> 2.25	>1500

* SAR (Relación de Absorción de Sodio): $SAR = Na \text{ en meq. L}^{-1} / ((Ca + Mg \text{ en meq L}^{-1})/2)^{1/2}$

Cuadro 2 Peligro de Sodio basado en el valor del SAR

Peligro de Na	SAR del agua	Comentarios sobre el peligro de Na
Bajo (S ₁)	<10	* Puede usarse para el riego de casi todos los suelos, sin peligro de destrucción de la estructura.
Medio (S ₂)	10 - 18	* Puede desmejorarse la permeabilidad de suelos de textura fina con alta CIC. Puede usarse en suelos de textura gruesa con buen drenaje.
Alto (S ₃)	18 - 26	* Se producen, daños de lo suelos, por acumulación de Na. Se requerirá intensivas prácticas de aplicación de enmiendas, drenaje y lixiviación.
Muy Alto (S ₄)	>26	* Generalmente no recomendable para el riego excepto en suelos de muy bajo contenido de sales. Se requerirá prácticas de manejo.

* Carbonato de sodio residual. (RCS.) Tercer criterio que se usa para juzgar el peligro de sodio en las aguas de riego. Es definido como: $RCS = (CO_3 + HCO_3) - (Ca + Mg)$.

Cuadro 3 Peligro de Sodio basado en el valor del RSC

Valores de RSC (meq L ⁻¹)	Peligro de Na
> 0 (valores negativos)	* Ninguno. Ca y Mg del agua no participarán como carbonatos, ellos se mantienen Activos para prevenir la acumulación de Na en los sitios de cambio de la CIC.
0 - 1.25	* Bajo. Existe alguna remoción del Ca y Mg del agua de riego.
1.25 - 2.50	* Medio. Apreciable remoción de Ca y Mg del agua de riego.
> 2.50	* Alto. Todo o mayor parte del Ca y Mg del agua de riego es removido como carbonato precipitado produciendo acumulación de Na.

ANEXO 8: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable pH

ANVA pH

Normalidad si cumple p-value = 0.048
Homogeneidad si cumple p-value = 0.059

Fuente de variación	G.L	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fcal.	Prob. Pr>F	Signif.
Tratamiento	3	6.33E-08	2.11E-08	2.2015	1.30E-01	
Bloque	5	5.04E-07	1.01E-07	10.5249	1.75E-04	***
Error experimental	15	1.44E-07	9.58E-09			
Total	23	7.11E-07				

ns=no significativo; .=significativo al 0.1 de probabilidad*=significativo al 0.05 de probabilidad; **=significativo al 0.01 de probabilidad; ***=significativo al 0.001 de probabilidad
CV%=0.02463455

VARIABLES	Tratamientos					
	UCP.e	UCP.s	UCH.e	UCH.s	Promedio	CV %
	T1	T2	T3	T4		
pH	7.4267 ab	7.4250 ab	7.5333 a	7.3917 b	7.4442	2.1135

ANEXO 9: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable oxígeno disuelto

ANVA OD

Normalidad si cumple p-value = 0.3526
Homogeneidad si cumple p-value = 0.7574

Fuente de variación	G.L	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fcal.	Prob. Pr>F	Signif.
Tratamiento	3	8.957	2.9856	9.0623	0.00115	**
Bloque	5	62.466	12.4932	37.9203	5.423E-08	***
Error experimental	15	4.942	0.3295			
Total	23	76.365				

ns=no significativo; .=significativo al 0.1 de probabilidad*=significativo al 0.05 de probabilidad; **=significativo al 0.01 de probabilidad; ***=significativo al 0.001 de probabilidad
CV%=23.34119

VARIABLES	Tratamientos					
	UCP.e	UCP.s	UCH.e	UCH.s	Promedio	CV %
	T1	T2	T3	T4		
OD	6.4667 b	5.9 b	7.3283 a	5.7833 b	6.3696	9.0113

ANEXO 10: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable conductividad eléctrica

ANVA CE

Normalidad si cumple p-value = 0.9975
Homogeneidad si cumple p-value = 0.0378

Fuente de variación	G.L.	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fcal.	Prob. Pr>F	Signif.
Tratamiento	3	2501.2	833.7	17.715	0.0004065	***
Bloque	3	16880.2	5626.7	119.559	1.44E-07	***
Error experimental	9	423.6	47.1			
Total	15	19805				

ns=no significativo; .=significativo al 0.1 de probabilidad*= significativo al 0.05 de probabilidad; **= significativo al 0.01 de probabilidad; ***=significativo al 0.001 de probabilidad
CV%=0.5591329

VARIABLES	Tratamientos							
	UCP.e		UCP.s		UCH.e		UCH.s	
	T1	T2	T3	T4	Promedio	CV %		
CE	1223 b	1248 a	1221.5 b	1215.25 b	1226.938	0.5591		

ANEXO 11: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para las variables nitrógeno amoniacal total (NAT) y amoniac (NH₃)

ANVA Nitrogeno amoniacal total (NAT)

Normalidad si cumple p-value = 0.8408
Homogeneidad si cumple p-value = 0.0431

Fuente de variación	G.L.	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fcal.	Prob. Pr>F	Signif.
Tratamiento	3	52.215	17.405	4.9175	0.01418	*
Bloque	5	260.928	52.186	14.7441	0.00002479	***
Error experimental	15	53.091	3.539			
Total	23	366.234				

ns=no significativo; .=significativo al 0.1 de probabilidad*= significativo al 0.05 de probabilidad; **= significativo al 0.01 de probabilidad; ***=significativo al 0.001 de probabilidad
CV%=43.21186

VARIABLES	Tratamientos							
	UCP.e		UCP.s		UCH.e		UCH.s	
	T1	T2	T3	T4	Promedio	CV %		
NAT	3.6633 b	6.8933 a	3.6117 b	3.2467 b	4.3538	43.2119		

VARIABLES	Tratamientos							
	UCP.e		UCP.s		UCH.e		UCH.s	
	T1	T2	T3	T4	Promedio	CV %		
NH3	0.0576b	0.0921a	0.0645b	0.0566b	0.0677	6.4147		

ANEXO 12: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable nitrito (NO₂-)

NITRITO
ANVA NO2-T

Normalidad si cumple p-value = 0.3063
Homogeneidad si cumple p-value = 0.3630

Fuente de variación	G.L	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fcal.	Prob. Pr>F	Signif.
Tratamiento	3	4.9703	1.65676	14.608	0.000101	***
Bloque	5	5.2749	1.05497	9.302	0.0003427	***
Error experimental	15	1.7012	0.11341			
Total	23	11.9464				

ns=no significativo; .=significativo al 0.1 de probabilidad*=significativo al 0.05 de probabilidad; **=significativo al 0.01 de probabilidad; ***=significativo al 0.001 de probabilidad
CV%=63.57792

VARIABLES	Tratamientos					
	UCP.e	UCP.s	UCH.e	UCH.s	Promedio	CV %
	T1	T2	T3	T4		
NO2	0.7483 b	1.6367 a	0.495 c	0.5083 bc	0.8471	63.5779

ANEXO 13: Resultados de la prueba ANOVA y de comparación DUNCAN al 5% de significación para la variable nitrato (NO₃-)

NITRATO
ANVA NO3

Normalidad si cumple p-value =0.7338
Homogeneidad si cumple p-value = 0.1406

Fuente de variación	G.L	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fcal.	Prob. Pr>F	Signif.
Tratamiento	3	51.8	17.26	2.9533	0.0664	.
Bloque	5	5300	1059.99	181.3422	7.341E-13	***
Error experimental	15	87.7	5.85			
Total	23	5439.5				

ns=no significativo; .=significativo al 0.1 de probabilidad*=significativo al 0.05 de probabilidad; **= significativo al 0.01 de probabilidad; ***=significativo al 0.001 de probabilidad
CV%=8.65433

VARIABLES	Tratamientos					
	UCP.e	UCP.s	UCH.e	UCH.s	Promedio	CV %
	T1	T2	T3	T4		
NO3	28.8417 ab	26.1383 b	29.8283 a	26.9367 ab	27.9363	8.6543