

Evaluación de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos en agua de un sistema acuapónico para la producción de cachama blanca *Piaractus brachypomus*, fresa *Fragaria vesca* y albahaca *Ocimum basilicum* en la Fundación Universitaria de Popayán.



CAMILA ANDREA BENAVIDES CLAROS

YUDITH CAROLINA DAZA RODRÍGUEZ

Fundación Universitaria de Popayán

Facultad de Ciencias Económica, Administrativas y Contables

Administración de Empresas Agropecuarias

Popayán

2020

Evaluación de parámetros fisicoquímicos y microbiológicos en agua de un sistema acuapónico para la producción de cachama blanca *Piaractus brachypomus*, fresa *Fragaria vesca* y albahaca *Ocimum basilicum* en la Fundación Universitaria de Popayán.

CAMILA ANDREA BENAVIDES CLAROS

YUDITH CAROLINA DAZA RODRÍGUEZ

Trabajo de grado para optar al título de administradoras de empresas agropecuarias

Director.

Mg. Edwin Rivera Gómez

Fundación Universitaria de Popayán

Facultad de Ciencias Económicas, Administrativas y Contables

Administración de Empresas Agropecuarias

Popayán

2020

Dedicatoria

Dedicada a Dios por concederme la vida, mis padres Gerardino Daza y Juanita Rodríguez por su amor, sacrificio y esfuerzo. Por forjarme en los caminos correctos y quienes con sus palabras de aliento me impulsaron a alcanzar este logro. Mi hija Vallery Mariana por ser mi fuente de motivación e inspiración, mi hermano Jefferson Daza por sus consejos, cariño y por enseñarme a soñar, a mi querido profesor Edwin Rivera por compartir sus conocimientos y confiar en mis capacidades.

Infinitas gracias y que esto sea el comienzo de muchos triunfos a lo largo de mi caminar.

-Yudith Carolina Daza Rodriguez

Quiero expresar mi gratitud a Dios, por ser el inspirador y darme fuerza para continuar en este proceso y obtener uno de los anhelos más deseados. A mis padres Luis Alfredo Benavides y Marisol Claros, por su trabajo, su amor y sacrificio en todos estos años, gracias a ustedes he logrado cumplir uno de nuestros sueños. A mi pareja por su cariño y apoyo incondicional durante todo este proceso.

De igual manera mi agradecimiento a mi profesor Edwin Rivera Gómez quien con su enseñanza hace que pueda crecer día a día como persona.

-Camila Andrea Benavides Claros

Contenido

Dedicatoria.....	3
Resumen.....	10
Introducción.....	12
1.0 Objetivos.....	15
1.1 Objetivo General.....	15
1.2 Objetivos Específicos.....	15
2.0 Antecedentes.....	16
3.0 Formulación del Problema.....	19
4.0 Justificación.....	21
5.0 Marco Teórico.....	23
5.1 Acuaponía.....	23
5.2 Parámetros Físicos.....	23
5.2.1 Temperatura.....	23
5.3 Parámetros Químicos.....	23
5.3.1 pH en el Agua.....	23
5.3.2 Amonio.....	24
5.3.3 Nitritos, Nitratos.....	24
5.4 Área de Laboratorio.....	25

5.4.2 Bacterias.....	25
5.4.2.1 Bacterias Nitrificantes.....	26
5.4.2.2 <i>Bacillus subtilis</i>	27
5.4.2.3 Bacterias quitinolíticas.....	27
5.4.3. Hongos.....	27
5.4.3.1 <i>Fusarium oxysporum</i>	28
5.5 Especies a Evaluar.....	28
5.5.1 Cachama Blanca.....	28
5.5.2 Fresa.....	29
5.5.3 Albahaca.....	30
6.0 Metodología.....	31
6.1 Área de Estudio.....	31
6.2 Toma de Parámetros Físicos.....	32
6.2.1 Temperatura.....	32
6.3 Toma de Parámetros Químicos.....	33
6.3.1 pH.....	35
6.3.2 Amonio.....	36
6.3.3 Nitritos.....	37
6.3.4 Nitratos.....	38
6.4 Toma de Parametros Microbiologicos.....	39

6.4.1 Materiales y Equipos.....	39
6.4.2 Cultivo de Bacterias.....	40
6.5 Lectura de las Muestras del Cultivo.....	40
7.0 Resultados	42
7.1. Análisis de los Parámetros Físicosquímicos	43
7.1.1 Temperatura	43
7.1.2 pH.....	45
7.1.3 Amonio	48
7.1.4 Nitritos	50
7.1.5 Nitratos.....	52
7.2 Análisis de la carga microbológica del sistema acuapónico.....	55
7.2.1 Bacterias quitinolíticas.....	55
7.2.2 Bacillus subtilis.....	57
7.2.2.1 Bacteria del genero <i>Bacillus sp</i>	58
7.2.3 Hongo <i>Fusarium oxysporum</i>	60
Conclusiones.....	62
Recomendaciones	63
Bibliografía	64
Anexos	72

Tabla de Figuras

Figura 1. Ubicación Finca Los Robles, Fundación Universitaria de Popayán.	31
Figura 2. Entradas y salidas de agua del sistema acuapónico.	32
Figura 3. Termómetro de Mercurio.	33
Figura 4. Kit de Prueba Master de Agua.	34
Figura 5. Tablero Colorimétrico.	34
Figura 6. Gotero pH.	35
Figura 7. Goteros N°1 y N° 2 de Amonio.	36
Figura 8. Gotero de Nitritos.	37
Figura 9. Goteros N°1 y N°2 de Nitratos.	39
Figura 10. Materiales de Laboratorio para el Cultivo de Bacterias.	39
Figura 11. Preparación de los cultivos con agar nutritivo.	40
Figura 12. Registro fotográfico de los cultivos en las caja Petri.	41
Figura 13. Placa estriada de colonias de microorganismos quitinolíticos.	56
Figura 14. Colonia bacteriana de <i>Bacillus subtilis</i>	57
Figura 15. Bacteria del género <i>Bacillus</i> sp.	59
Figura 16. Hongo de la especie <i>Fusarium oxysporum</i>	60

Tabla de Graficos

Gráfica 1. Temperatura en el agua.....	43
Gráfica 2. Comparación de medias de la diferencia de temperatura de la albahaca y fresa para cada cama.....	45
Gráfica 3. pH en el agua	46
Gráfica 4. Comparación de medias de la diferencia de pH de la albahaca y fresa para cada cama.....	47
Gráfica 5. Amonio en el agua	48
Gráfica 6. Comparación de medias de la diferencia de amonio de la albahaca y fresa para cada cama.....	50
Gráfica 7. Nitritos en el agua	51
Gráfica 8. Comparación de medias de la diferencia de nitritos de la albahaca y fresa para cada cama.....	52
Gráfica 9. Nitratos en el agua	53
Gráfica 10. Comparación de medias de la diferencia de nitratos de la albahaca y fresa para cada cama.....	55

Lista de Tablas

Tabla 1. Análisis de varianza para la diferencia de temperatura del cultivo de la albahaca en función de la cama	44
Tabla 2. Análisis de varianza para la diferencia de temperatura del cultivo de la fresa en función de la cama	44
Tabla 3. Análisis de varianza para la diferencia de pH del cultivo de la albahaca en función de la cama	46
Tabla 4. Análisis de varianza para la diferencia de pH del cultivo de la fresa en función de la cama	46
Tabla 5. Análisis de varianza para la diferencia de amonio del cultivo de la albahaca en función de la cama	49
Tabla 6. Análisis de varianza para la diferencia de amonio del cultivo de la fresa en función de la cama	49
Tabla 7. Análisis de varianza para la diferencia de nitritos del cultivo de la albahaca en función de la cama	51
Tabla 8. Análisis de varianza para la diferencia de nitritos del cultivo de la fresa en función de la cama	51
Tabla 9. Análisis de varianza para la diferencia de nitratos del cultivo de la albahaca en función de la cama	54
Tabla 10. Análisis de varianza para la diferencia de nitratos del cultivo de la fresa en función de la cama	54

Resumen

El sistema acuaponico es un método de recirculación de agua que involucra tres especies: plantas, peces y microorganismos para obtener un producto sostenible. Se evaluó parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua en un sistema acuapónico para la producción de cachama blanca *Piaractus brachypomus*, fresa *Fregaria vesca* y albahaca *Ocimum basilicum* en la Finca los Robles de la Fundación Universitaria de Popayán; para llevar a acabo este objetivo se tomaron seis muestras de agua cada 15 días en las entradas y salidas de diferentes puntos del sistema: tanque de peces y camas grava, Nutrient Film Technique, flotante para hacer un análisis de los parámetros físico-químicos y microbiológicos de la calidad del agua.

Se observó que en los parámetros físicos la variación de la temperatura final cambio en cada cultivo y cama mostrando valores negativos que indican un incremento en la temperatura. Por otra parte, en los parámetros químicos al efectuar el ANOVA para el pH se encontraron variaciones en la mediciones finales siendo asi la diferencia por cada cultivo la cama grava para el cultivo de albahaca de ($\neq 0,5$) y fresa de ($\neq 0,4$); la variable amonio presentó disminuciones en el valor final promedio en cada medición la más leve se evidenció en la cama NFT; la variable de nitritos se mantuvo estable al principio y al final de cada medición en ambos cultivos y en cada cama, por último la medición final de nitratos las concentraciones se redujeron en la cama flotante para ambos cultivos en más de 20 mg/L. Además, no se identificaron bacterias nitrificantes pertenecientes al género nitrosomonas y nitrobacter, pero se hallaron microorganismos como las bacterias quitinolíticas que permiten la restauración de los niveles de carbono y nitrógeno y los *Bacillus sp* nitrificantes heterótrofos que son claves para la remoción biológica del nitrógeno en los sistemas acuapónicos. **Palabras clave sistemas acuapónicos, parámetros físico-químicos, calidad del agua, carga microbiológica del agua**

Abstrac

The aquaponic system is a method of recirculating water that involves three species: silver, fish and microorganisms to obtain a sustainable product. The physicochemical and microbiological parameters of the water were evaluated in an aquaponic system for the production of white cachama *Piaractus brachipomus*, strawberry *Fragaria vesca* and basil *Ocimum basilicum* at Finca los Robles of the University Foundation of Popayán; To carry out this objective, six water samples were taken every 15 days at the entrances and exits of different points of the system: fish tank and gravel beds, NFT, floating to make an analysis of the physical-chemical and microbiological parameters of the water quality.

It was observed that in the physical parameters the variation of the final temperature changed in each crop and bed, showing negative values that indicate an increase in temperature. On the other hand, in the chemical parameters when carrying out the ANOVA for the pH, variations were found in the final measurements in the gravel bed for the cultivation of basil ($\neq 0.5$) and strawberry of ($\neq 0.4$); the ammonium variable presented decreases in the average final value in each measurement, the mildest was evident in the NFT bed; the nitrite variable remained stable at the beginning and at the end of each measurement in both cultures and in each bed, lastly the measurement Final nitrate concentrations were reduced in the floating bed for both cultures by more than 20 mg / L.

In addition, nitrifying bacteria belonging to the genus nitrosomonas and nitrobacter were not identified, but microorganisms such as chitinolytic bacteria that allow the restoration of carbon and nitrogen levels and *Bacillus* sp nitrifying heterotrophs that are key to the biological removal of nitrogen in the aquaponic systems.

Keywords: aquaponic systems, physico-chemical parameters, water quality, microbiological load of water.

Introducción

La acuaponía es un sistema de producción de alimentos que incluye la incorporación de dos o más componentes como peces y vegetales. En un diseño basado en la recirculación de agua, aprovechamiento de la energía del sistema y un proceso de simbiosis entre los peces, las plantas y las bacterias que realizan el proceso de nitrificación que convierten el amonio en nitritos y luego a nitratos que es la forma en la que es aprovechada por las plantas.

Bernal en el 2017 menciona que los peces aprovechan aproximadamente el 30% de concentrado que se transforma en excremento y el 70% restante sale sin transformarse, llegando así a depositarse dentro del estanque toda esta agua que arrastra las heces de los peces y el alimento no aprovechado, como consecuencia se genera un gran contenido de nutrientes y material orgánico. Esta fracción de nutrientes puede ser utilizada para el crecimiento de las plantas, proceso realizado por las bacterias que se incorporan en el sistema. Las bacterias nitrificantes viven en una gran variedad de hábitats, incluyendo agua dulce, agua potable, aguas residuales, agua de mar, agua salobre y en el suelo. Los principales géneros de bacterias nitrificantes en los fangos activos usan dióxido de carbono o carbono inorgánico para la síntesis de material celular (Avendaño, 2011). Por cada molécula de dióxido de carbono asimilado, aproximadamente 30 moléculas del ion amonio o 100 moléculas de nitrito deben ser oxidadas. Debido a la gran cantidad de iones amonio y nitrito que son necesarios para asimilar dióxido de carbono, las bacterias nitrificantes tienen una muy baja velocidad de crecimiento (Zornoza et al., 2012), por otra parte el amoniaco sufre el proceso denominado nitrificación, en el cual los iones de amonio se oxidan a iones nitritos y estos son transformados a nitratos (Avendaño, 2011)

Según Simmons (2002) la producción simultanea de peces y plantas es posible dado que los requisitos del sistema para el crecimiento de peces son muy similares a los requerimientos necesarios para el cultivo de plantas, debido a su capacidad de tratamiento y reutilización de agua, durante el paso continuo los nutrientes no tóxicos y la materia orgánica que se acumulan en el agua pueden ser de gran valor al ser utilizados en el cultivo de plantas proceso en el cual es realizado por las bacterias nitrificantes.

Las principales bacterias involucradas en esta transformación son las bacterias oxidantes de amoníaco, como Nitrosococcus , Nitrospira y Nitrosomonas , y las bacterias oxidantes de nitrito, como Nitrobacter , Nitrospira, Nitrococcus y Nitrospina (Itoi et al., 2007). Algunas poblaciones de Nitrospira también pueden realizar la transformación completa de amoníaco a nitrato, y se conocen como oxidantes de amoníaco completos,, por sí mismos(Bartelme et al., 2017). Las arqueas, como la Thaumarchaeota , también pueden participar en el proceso de oxidación de amoníaco (Bartelme et al., 2017). Finalmente, el grupo de oxidación de amonio anaeróbico, miembros de Planctomycetes responsables de la transformación anaeróbica de amonio y nitrito en óxido nitroso y N_2 también puede desempeñar un papel donde los niveles de oxígeno son bajos (B. Hu et al., 2011).

Por otro, lado los parámetros fisicoquímicos (temperatura, pH, amonio, nitritos, nitratos) cumplen un papel importante porque nos permite identificar si se encuentra o no dentro de los rangos normales para poder evaluar la calidad del agua.

El control de la calidad del agua en un sistema de acuaponía es esencial para obtener rendimiento en la cría de peces y plantas, por lo tanto, cualquier deterioro en la calidad del agua alterará el desarrollo, el crecimiento, la reproducción o incluso causará mortalidad a las especies cultivadas (Barker et al. 2009)

Además, la planta puede considerarse como un biofiltro para los peces en una relación simbiótica con beneficio mutuo al absorber los nutrientes de los desechos agrícolas con la acción de las bacterias para reducir el amoníaco a través del proceso de nitrificación (Bartelme et al., 2017)

Por su parte, la elección de la cachama para ser utilizada experimentalmente en el sistema acuapónico podría referirse a su rápida tasa de crecimiento y resistencia a la mala calidad del agua y a las enfermedades, además de su tolerancia a una amplia gama de condiciones ambientales (Eslava, 2009).

Teniendo en cuenta lo relacionado, el propósito de este trabajo es evaluar los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos en agua de un sistema acuapónico para la producción de Cachama Blanca *Piaractus brachypomus*, Fresa *Fragaria vesca* y Albahaca *Ocimum basilicum*.

1.0 Objetivos

1.1 Objetivo General

Evaluar los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua en un sistema acuapónico para la producción de cachama blanca *Piaractus brachypomus*, fresa *Fregaria vesca* y albahaca *Ocimum basilicum* en la Finca los Robles de la Fundación Universitaria de Popayán

1.2 Objetivos Específicos

- Determinar parámetros fisicoquímicos del agua para la producción de peces y plantas en un sistema acuapónico
- Analizar la carga microbiológica del sistema acuapónico

2.0 Antecedentes

Jordan y colaboradores en el 2018 evaluaron el efecto de cuatro sustratos en crecimiento sobre el rendimiento de la lechuga cultivada en un sistema acuapónico. El diseño experimental fue bloques al azar con cuatro tratamientos, que correspondían a los sustratos, y seis réplicas. Las plantas se cultivaron utilizando el sistema de técnica de película de nutrientes (NFT). Los sustratos utilizados en el experimento fueron: fibra de cáscara de coco con piedra triturada # 3, vermiculita expandida, zeolita y espuma fenólica. Se reconoce que el tratamiento con fibra de cáscara de coco con piedra triturada # 3 se consideró el más adecuado, ya que condujo a un mayor rendimiento (39,9 t ha⁻¹) en comparación con los otros sustratos analizados. En cuanto a la calidad del agua utilizada en el experimento, hubo una alta concentración de Na en las aguas residuales y el biofertilizante. Esto puede atribuirse al exceso de este elemento en la alimentación de los peces, que con frecuencia se excreta en el agua. La conductividad eléctrica (CE) aumentó sustancialmente en comparación con el agua de reemplazo.

Entre tanto, Effendi et al., (2017) diseñaron un estudio con el propósito de examinar el crecimiento de la lechuga romana *Lactuca sativa L. var. Longifolia* en un sistema acuapónico sin la adición de nutrientes artificiales. El nutriente depende únicamente de las aguas residuales de la tilapia del Nilo *Oreochromis niloticus* el cultivo circulaba continuamente en el sistema acuapónico. Los resultados mostraron que el peso de la tilapia alcanzó 48.49 ± 3.92 g de T3 (tilapia, lechuga romana y bacterias inoculadas), seguido de T2 (tilapia y lechuga romana) y T1 (tilapia) de 47.80 ± 1.97 y 45.89 ± 1.10 g después de 35 días de experimento. El mejor desempeño de la tilapia en términos de crecimiento y producción ocurrió en T3 de 3.96 ± 0.44 g / día, $12.10 \pm 0.63\%$ / día, $96.11 \pm 1.44\%$ y 1.60 ± 0.07 para GR, SGR, SR y FCR, respectivamente. También está indicado

por una mejor calidad de agua característica en este tratamiento. Las cosechas de lechuga romana de T2 y T3 no mostraron diferencias significativas, con un peso final de 61.87 ± 5.59 y 57.74 ± 4.35 g.

Torres (2017) realizó un trabajo de investigación en la Universidad Militar Nueva Granada en Bogotá, denominado “Dinámica de nutrientes en sistemas cerrados de recirculación en el cultivo de *Piaractus brachyomus*, *Oreochromis sp* y *Cyprinus carpio*, para su aplicación en la acuaponía” Se realizó en 9 sistemas de recirculación durante un mes utilizando una solución modificada proporcionando las condiciones óptimas para el crecimiento de las bacterias nitrificantes a un pH de 7.0, nitritos, nitratos, amonio. Los resultados obtenidos Para la dinámica de nutrientes en los cultivos de *P. brachyomus* se observó que los niveles de acumulación de macronutrientes se presentaron de mayor a menor, las excretas de los peces son un compuesto disuelto que se presenta en dos formas: amonio ionizado (NH_4^+) y amonio no ionizado los cuales se encontraron dentro de los rangos reportados como adecuados para el crecimiento de *P. brachyomus*.

Los investigadores Poleo et al., (2011) realizaron una investigación sobre el “Cultivo de cachama blanca en altas densidades y en dos sistemas cerrados” con el fin de evaluar la tolerancia de la cachama blanca, *Piaractus brachyomus*, a cultivos en altas densidades en sistemas cerrados. Novecientos alevines de $44,3 \pm 26$ g de peso, se distribuyeron en seis tanques de concreto. Tres tanques presentaron cero recambios de agua (SRC), y en otros tres, el agua se hizo circular a través de un bioclarificador (SRA) y los parámetros de calidad de agua como: oxígeno disuelto, amonio total, nitritos, nitratos, alcalinidad, dureza, temperatura y pH se midieron semanalmente; el cual se evaluaron estos y la producción de cachamas cultivadas en un sistema fotosintético y uno heterotrófico. En los resultados de esta investigación no se observaron diferencias significativas en los parámetros de producción, entre los peces cultivados en el (SCR) y los peces en el (SRA).

La densidad final de cultivo fue aproximadamente 12,5 veces mayor que las densidades tradicionales de cultivo de cachama.

Avendaño (2011) realizó en el 2011 en la Universidad Politécnica de Valencia España su trabajo de grado “Estudio de la población de bacterias nitrificantes y su relación con los parámetros fisicoquímicos, biológicos y operacionales en una EDAR (Estación Depuradora de Aguas Residuales) con sistema convencional de Fangos Activos” uno de los procesos biológicos que ocurre es la nitrificación, la cual es muy importante debido a que protege las aguas, donde se realizan los vertidos de una fuerte demanda de oxígeno y de la toxicidad del amoníaco. Las bacterias amonio oxidantes (AOB) y nitrito-oxidantes (NOB) son claves para la eliminación del nitrógeno en los biorreactores de fangos activos. Generalmente a este proceso le sigue la desnitrificación, donde el nitrógeno se elimina de la fase acuosa y el potencial de eutrofización disminuye. Los resultados que se obtuvieron durante la realización del proyecto corresponden, tal como se explicó en el capítulo anterior, a la realización de las hibridaciones mediante la técnica de 24 muestras tomadas quincenalmente en el fango activo de la depuradora de Quart Benáger, durante un período de un año. Las hibridaciones se realizaron con el fin de determinar y cuantificar la cantidad de bacterias nitrificantes del grupo de las amonio-oxidantes (AOB) y nitrito-oxidantes (NOB) presentes en el licor mezcla del reactor biológico. Seguidamente se realizó un análisis cualitativo y cuantitativo de las bacterias hibridadas que dieron resultado positivo en las hibridaciones. Por último, se realizó un análisis estadístico bivariante de Pearson y Spearman y un análisis de componentes principales (ACP) con los parámetros físico-químicos, operacionales y los grupos funcionales de protozoos presentes en el fango activo.

3.0 Formulación del Problema

Uno de los principales problemas de algunos cultivos piscícolas es la acumulación de amonio y nitritos, que son producto del metabolismo de los peces y la descomposición de los alimentos en los estanques, ya que éstos aun en bajas concentraciones son tóxicos para los peces y pueden causar su muerte.

A propósito, Rakocy et al., (2006) argumenta que los peces excretan desechos nitrogenados como el amoníaco que se descarga directamente en el medio ambiente acuático. Posteriormente, según la FAO (2015) el amoníaco se convierte en el segundo factor limitante después del oxígeno y este parámetro da un efecto al crecimiento de los peces. El alimento es una fuente importante de amoníaco en el sistema de cultivo porque los peces solo pueden absorber del 20-30% de los nutrientes del alimento, mientras que el resto se excreta en el medio ambiente en forma de amoníaco y proteína orgánica (Hargreaves & Tucker, 2004). Según Ebeling et al., (2006) del 80% del nitrógeno excretado, el 90% contenía como amoníaco y el 10% como urea.

El nitrógeno amoniacal total en el agua consiste en amoniaco sintetizado (NH_3) y amoniaco ionizado (NH_4^+). (FAO, 2015). El incremento de temperatura y pH cambiará el equilibrio de nitrógeno amoniacal total a amoníaco, que es un elemento más tóxico. La toxicidad del amoníaco se manifiesta por hiperactividad, convulsiones, pérdida de equilibrio, letargo y coma (Hargreaves & Tucker, 2004). Chen et al., (2005) informaron que un alto nivel de amoníaco que se puede tolerar en el sistema de cultivo no debe sobrepasar los 0.025 mg N L⁻¹. En general, para mantener una buena calidad del agua, se debe reemplazar el 5-10% del volumen de agua que contiene nitrógeno con agua dulce (Z. Hu et al., 2015).

En este sentido, la acuaponía se convierte en una alternativa al tratamiento de residuos de nitrógeno en los sistemas agrícolas, especialmente en áreas con suministro limitado de agua. El sistema acuapónico se conoce como una combinación de acuicultura con plantas hidropónicas en sistemas de recirculación (Liang & Chien, 2013).

Sin embargo, en el sistema acuaponico realizado para proyecto de investigación se desconoce los parámetros físico químicos y la dinámica de nutrientes en el agua, por lo que se plantea la siguiente pregunta de investigación:

¿Cuáles son los rangos de los parámetros físico químicos y de balance de nutrientes adecuados para la producción de cachama blanca, fresa y albahaca?

4.0 Justificación

Según la FAO (2008), hace referencia que los sistemas acuapónicos buscan incrementar una producción de manera sostenible y garantizar la seguridad alimentaria satisfaciendo la demanda de alimentos.

Además, la calidad del agua en una producción acuapónica es de suma importancia ya que sus características físicas y químicas influyen directamente con la salud de los animales. Por lo tanto, hay que tener en cuenta su calidad ya que provee los macros y micro nutrientes a los vegetales del cultivo y es el medio por el cual los peces reciben el oxígeno y donde emiten sus excreciones.

Según lo anterior, para obtener un buen desarrollo de las plantas sin el uso de fertilizantes comerciales se utilizan las heces de los peces que contienen partículas fecales y desperdicios de alimento contienen partícula orgánica de carbono (POC), partícula orgánica de nitrógeno (PON) y partícula orgánica de fósforo (POP) que se liberan a través de la defecación y del alimento no ingerido, estas partículas se generan a través de la dilución de las fracciones orgánicas (Wanget, 2012).

En las plantas, el fósforo interviene en muchas de las reacciones que utilizan energía dentro de la célula ya que forma parte integral de las moléculas que acumulan energía como el adenosin trifosfato (ATP). Estas moléculas se forman como resultado de la fotosíntesis y son utilizadas en la respiración de la planta. Por consiguiente, es de vital importancia para la generación de células nuevas, por ejemplo, la producción de raíces al inicio de los ciclos vegetativos. Además, ejerce una función de control en los procesos de fotosíntesis y metabolismo de carbohidratos, así como interviene en la maduración de los frutos. (Fernandez, 2007)

Además, el nitrógeno está presente en todos los aminoácidos, que constituyen todas las proteínas que son esenciales para la regulación de la enzima, la señalización celular y la construcción de estructura, el nitrógeno es el nutriente más importante para todas las plantas (Carruthers, 2015). Asimismo las bacterias encargadas de este proceso convierten el amonio en nitritos y luego a nitratos, este compuesto final es absorbido por las plantas para crecer y el agua utilizada por las bacterias se devuelve al tanque de los peces donde se comienza el proceso nuevamente, al procedimiento anterior se le conoce como Ciclo del Nitrógeno (Carvajal, 2014).

Este ciclo podría generar un valor agregado al ser implementado y adicionalmente mejora el aprovechamiento del agua, al mantener los parámetros físico-químicos mencionados bajo control se busca el equilibrio del ecosistema por que permitirá un desarrollo que será de beneficio desde el punto de vista biológico y económico.

5.0 Marco Teórico

5.1 Acuaponía.

La acuaponía es una técnica de cultivo en la cual se obtienen peces y hortalizas en un mismo sistema de producción. Es la combinación de un sistema de acuicultura de recirculación con un sistema hidropónico en el cual las plantas reciben la mayoría de los nutrientes necesarios para su crecimiento directamente del agua de cultivo de los peces (Muñoz, 2012).

Para evaluar la calidad del agua en un sistema acuaponico es necesario estudiar los siguientes parámetros:

5.2 Parámetros Físicos

5.2.1 Temperatura.

Las cachamas o paco en general, pueden vivir normalmente dentro de ciertos rangos de temperatura siendo ésta unos de los principales factores que afectan el crecimiento. En los peces el metabolismo aumenta rápidamente con el aumento de la temperatura. Para la cachama el óptimo para su crecimiento y reproducción esta entre los 28 y 31°C temperaturas (Casas, 2008)

Sin embargo (Guerra, 2006). Dice que la óptima fluctúa entre 25 a 30°C. Temperaturas demasiado altas o bajas pueden ocasionar estrés (malestar) en los peces, que los hacen susceptibles a las enfermedades y reducen su crecimiento.

5.3 Parámetros Químicos

5.3.1 pH en el Agua

En un sentido práctico, el pH del agua puede variar de 0 a 14 y está relacionado con la concentración de ion hidrógeno (un ácido fuerte) en el agua del estanque. El agua del estanque puede ser ácida (pH < 7,0), neutral (pH = 7,0) o alcalina (pH > 7,0). En general, los peces y los

camarones cultivados presentan mejores resultados de producción y salud a niveles de pH de agua que oscilan entre 7,5 y 8,5, ya que estos valores coinciden con el pH de su sangre y hemolinfa (Kubitza, 2017)

5.3.2 Amonio.

El funcionamiento adecuado de los sistemas acuapónicos depende en mayor parte del equilibrio armónico entre la producción de desechos nitrogenados en el sistema, la transformación de éstos a formas aprovechables por las plantas y su utilización por parte de ellas. El amonio se produce en el hígado de los peces a través del catabolismo de aminoácidos; la mayoría de peces mantienen los niveles de amonio bajos en su cuerpo mediante su excreción directa en el agua a través de branquias y orina. El incremento de NH_4 dentro del sistema de cultivo puede ocasionar en la población de peces daños extensos en tejidos, especialmente en riñones y branquias, cambio de la celularidad en sangre aumentando eritroblastos con decreción de leucocitos, nado errático, incremento de cortisol relacionado con el proceso estresante y con ello retraso del crecimiento, predisposición a enfermedades, hipereixitabilidad, convulsiones, coma y finalmente la muerte. Por lo cual, es indispensable eliminar de los estanques de cultivo el amonio y mantenerlo de forma constante dentro de parámetros adecuados. (Gonzalez & Martinez, 2017)

5.3.3 Nitritos, Nitratos.

El amoniaco es uno de los compuestos intermedios formados durante la biodegradación de los compuestos orgánicos nitrogenados (aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos) que forman parte de los seres vivos, y junto con el nitrógeno orgánico es un indicador de que un curso de agua ha sufrido una contaminación reciente. Ambas formas de nitrógeno se determinan frecuentemente en una sola medida. La oxidación aeróbica de los compuestos amoniacaes y órgano nitrogenados, conduce a la formación de nitritos y posteriormente de estos en nitratos, por lo que un elevado

contenido en nitratos y simultáneamente bajo en amonio, indica que se trata de un agua contaminada hace tiempo. Tanto el amonio, como los nitritos y nitratos se pueden determinar mediante espectrofotometría de absorción, Concentraciones por encima de 0,25 mg/L pueden afectar la salud de los peces. (Benavides & López, 2012)

5.4 Área de Laboratorio

5.4.1 Carga Microbiología.

La variabilidad microbiológica de las aguas naturales abarca numerosos organismos e incluye células eucariotas (algas, protozoarios y hongos), células procariotas (bacterias) y virus (microorganismos con capacidad de síntesis nula). (Araujo, 2014)

Los microorganismos del agua pueden ser característicos de la masa de agua natural, o transitorios cuando entran al agua en forma intermitente procedentes del suelo, aire, procesos industriales, agrícolas o domésticos. En general los ecosistemas naturales de agua dulce (ríos, lagos y aguas subterráneas) sin contaminar presentan escaso contenido de carbono orgánico y nutrientes por lo que la abundancia de los microorganismos es baja. Por otro lado, los efluentes domésticos, de origen pecuario y en algunos casos industriales, presentan una elevada abundancia de microorganismos. Es por esto que los microorganismos son ampliamente utilizados como indicadores de contaminación biológica. (FCA, 2014)

5.4.2 Bacterias.

Las bacterias son microorganismos unicelulares que se reproducen por fisión binaria. La mayoría son de vida libre, a excepción de algunas que son de vida intracelular obligada, como Chlamydias y Rickettsias. Tienen los mecanismos productores de energía y el material genético necesarios para su desarrollo y crecimiento. Las bacterias integran el reino procariota (pro de

primitivo y cariota de núcleo). Todos los organismos vivos se pueden dividir en dos tipos celulares: eucariotas y procariotas. Tienen estructuras en común como la membrana celular, los ribosomas encargados de la síntesis proteica y el ácido desoxirribonucleico (ADN) portador de la información genética. Los organismos multicelulares, animales y plantas, están constituidos por células eucariotas (eu de verdadero). Los protistas, los hongos y las algas que se organizan de forma unicelular, multicelular o en colonias (como los protistas), también poseen células eucariotas. (Mota, 2008)

5.4.2.1 Bacterias Nitrificantes.

Son un ensamblaje de procariotas quimiolitautótrofas, que se encuentran flotando en la columna de agua, conformando parte del bacterioplancton. La nitrificación es el resultado de la acción secuencial de dos grupos separados de bacterias, denominados bacterias oxidantes de amonio (BOA) y bacterias oxidantes de nitritos (BON), desarrollando el proceso, en forma sinérgica. Las BOA oxidan el NH_4^+ a NO_2^- y las BON continúan con el proceso de nitrificación al utilizar el nitrito producto del proceso anterior para oxidarlo a nitratos (NO_3^-), contribuyendo al balance de las especies químicas del N en los ecosistemas de agua dulce. De esta manera, las bacterias nitrificantes regulan los efectos y los riesgos de eutrofización, que puede tener la entrada del N alóctonos en los lagos meso-oligotróficos, ya que, mediante su metabolismo, consumen las formas inorgánicas y contribuyen al equilibrio del ciclo biogeoquímico. Dentro de los principales géneros bacterianos que participan en la nitrificación en ecosistemas dulceacuícolas, se encuentran Nitrobacter, Nitrosomonas, Nitrosococcus y Nitrosolobus, siendo dominantes las especies de Nitrosomonas y Nitrobacter, dentro de las denominadas bacterias oxidantes de amonio (BOA) y las bacterias oxidantes de nitritos (BON). (Esteban, Mendoza, & Riaño, 2019)

5.4.2.2 *Bacillus subtilis*.

Es una bacteria Gram positiva, produce endospora las que son termorresistentes y también resiste factores físicos perjudiciales como la desecación la radiación los ácidos y los desinfectantes químicos, produce enzimas hidrofílicas extracelulares que descomponen polisacáridos, ácidos nucleicos permitiendo que el organismo emplee estos productos como fuente de carbono y electrones, producen antibióticos como la bacitracina, polimixina, gramicidina y circulina, fermentan la caseína y el almidón, vive dentro de los límites de 55 a 70°C. Es un gran controlador biológico, *Bacillus subtilis* promueve el desarrollo de las plantas y previene las enfermedades del suelo causadas por *Sclerotium rolfsii*, *Fusarium spp.*, *Verticillium spp.*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Phytophthora capsici*, *Pythium spp* (Lozada, 2010).

5.4.2.3 Bacterias quitinolíticas.

Un organismo quitinolítico se define como aquel capaz de degradar quitina por hidrólisis o bandas glucosídicas de la quitina utilizando quitinasas. Diversas especies de bacterias, estreptomicetes, actinomicetos, hongos y plantas producen enzimas quitinolíticas. Ejemplos de lo mismo son las bacterias del género *Aeromonas* y *Serratia*; y hongos del género *Gliocladium* y *Trichoderma* que han demostrado tener potencial de controladores biológicos de diversos hongos fitopatógenos. Además de la estimulación de organismos mucolíticos, la liberación de NH₃ durante el proceso de la degradación de quitina también contribuye a la reducción en la población de hongos fitopatógenos (Villalba, Sánchez, & Cruz, 2011).

5.4.3. Hongos

El reino de los hongos está conformado por organismos eucariotas, heterótrofos que poseen diversidad de estructuras, funciones, formas de crecimiento y estilos de vida; sus más de 1.5 millones de miembros impactan de forma positiva o negativa a todas las formas de vida existentes

y, por lo tanto, a todos los ecosistemas. Los hongos son organismos que presentan cualidades únicas entre todos los seres vivos. Estas capacidades generan un impacto perjudicial o benéfico en la actividad humana debido a su utilización en varios puntos importantes en la historia. Estos organismos son empleados en la elaboración de alimentos o en la producción de antibióticos. Sin embargo han ocasionado enfermedades en plantas y animales, constituyendo un reto constante en las áreas de investigación, diagnóstico, tratamiento y control. (Moreno, 2016)

5.4.3.1 *Fusarium oxysporum*.

Es un hongo cosmopolita que existe en muchas formas patogénicas, parasitando más de 100 especies de plantas Gimnospermas y Angiospermas, gracias a los diversos mecanismos que tiene el hongo para vencer las defensas de muchas plantas se caracteriza por producir colonias de rápido crecimiento. La morfología de las colonias es muy variable y puede presentar dos tipos: una de tipo micelial caracterizada por la producción de abundante micelio aéreo, algodonoso, con una coloración variable, de blanco a rosado durazno, pero usualmente con un tinte púrpura o violeta más intenso en la superficie del agar y pocas microconidias y una de tipo pionotal con la formación de poco o ningún micelio aéreo y abundantes microconidias. (Garces, Orozco, Bautista, & Valencia, 2001)

5.5 Especies a Evaluar

5.5.1 Cachama Blanca.

La cachama blanca *Piaractus brachypomus*, es nativa de las cuencas de los ríos Orinoco y Amazonas; es considerada como la especie de mayor potencial productivo y comercial en la piscicultura extensiva, semi intensiva e intensiva de aguas cálidas continentales de América tropical; es una especie, resistente al manejo en cautiverio, presenta alta docilidad y rusticidad; es

resistente a enfermedades y de fácil adaptación a condiciones limnológicas desfavorables por períodos no prolongados. (Granda, 2007)

Asimismo Granda afirma que la cachama blanca empezó a producirse desde 1983, con un promedio de 50 toneladas/año y que en la actualidad se obtienen entre 16.000 a 18.000 toneladas/año. Su importancia comercial radica en la excelente calidad y sabor de su carne que le da buena aceptación en el mercado; igualmente, su valor productivo depende de sus hábitos omnívoros con tendencia a consumo de frutos y semillas que le permite aceptar diferentes tipos de alimentos naturales, logrando altas tasas de conversión alimenticia.

El desconocimiento de la aplicación del sistema acuapónico en la región, especialmente con peces amazónicos, *Piaractus brachipomus* “Paco” a nivel intensivo y superintensivo, no permite conocer su eficiencia. Por ello, la determinación de la densidad óptima del cultivo, es una limitante del desarrollo de la producción de peces en un sistema acuapónico. (Vergaray, 2015)

5.5.2 Fresa.

La fresa o *Fragaria vesca* pertenece a la familia de las Rosáceae en el género *Fragaria*. Es originaria de las regiones templadas del mundo y se caracteriza por tener tallos rastreros, nudos y con estolones, hojas grandes trifoliadas, pecioladas, blancas y frutos rojos aromáticos. La fresa cuenta con una gran variedad de micronutrientes funcionales como la vitamina c, folato y fibra. (Rojas, 2010).

La producción de fresa en invernadero en sistemas de recirculación de agua es considerado para zonas templadas ya que con exceso de temperatura se provoca estrés en la planta, lo que requiere mayor cuidado y tratamiento nutritivo para la misma. Al realizar un análisis sobre este cultivo se encontró que el pH óptimo para la fresa es de 5.8. Al incrementar el porcentaje de potasio en etapa

de fructificación, se encontró mejor sabor y vida de anaquel en el fruto. Así mismo el fosforo fortalece el sistema radicular y el hierro el color de las hojas (Rocha, 2014)

5.5.3 Albahaca

La albahaca *Ocimum basilicum L.* es una planta originaria de Asia Meridional, que pertenece a la familia de las Lamiaceae y tiene amplios y variados usos debido a sus múltiples propiedades. Es de las especies de plantas medicinales aromáticas que tiene un alto contenido de aceites esenciales, sobre todo de eugenol, de amplio uso en la medicina. Además, posee propiedades anti-inflamatorias y antisépticas, por lo que se emplea en la cura de diferentes enfermedades; también en la industria alimenticia se usa como añadido aromático y condimento, además en perfumería y cosmetología. (Ofelia, 2002).

Ademas, se evidencia el aumento en el cultivo de hierbas. De acuerdo con cifras del Ministerio de Agricultura, la producción de plantas aromáticas y especias logró 20.366 toneladas en 2017, con un crecimiento de 21% con relación al año anterior. Las especies con mayores incrementos son la albahaca, el cebollín, la menta, el laurel y el orégano, con una alta oferta en los destinos internacionales. En la actualidad, la albahaca se vende y se exporta en 3 diferentes productos: (i) hojas de albahaca fresca, (ii) albahaca seca y (iii) aceite esencial (Vega, 2018)

La albahaca es una de las especies más resistentes en cultivos acuapónicos con tilapia (Nelson, 2005), pero ha sido poco estudiada en sistemas asociados a la producción de crustáceos. La popularidad de las plantas orgánicas cada vez es mayor debido a los beneficios para la salud, así como al sabor, olor y composición de ácidos grasos que se les atribuyen (Biesiada y Kus, 2010; Dzida, 2010), lo que incrementa su demanda y por consiguiente el precio. (Ronzón, 2012)

6.0 Metodología

6.1 Área de Estudio.

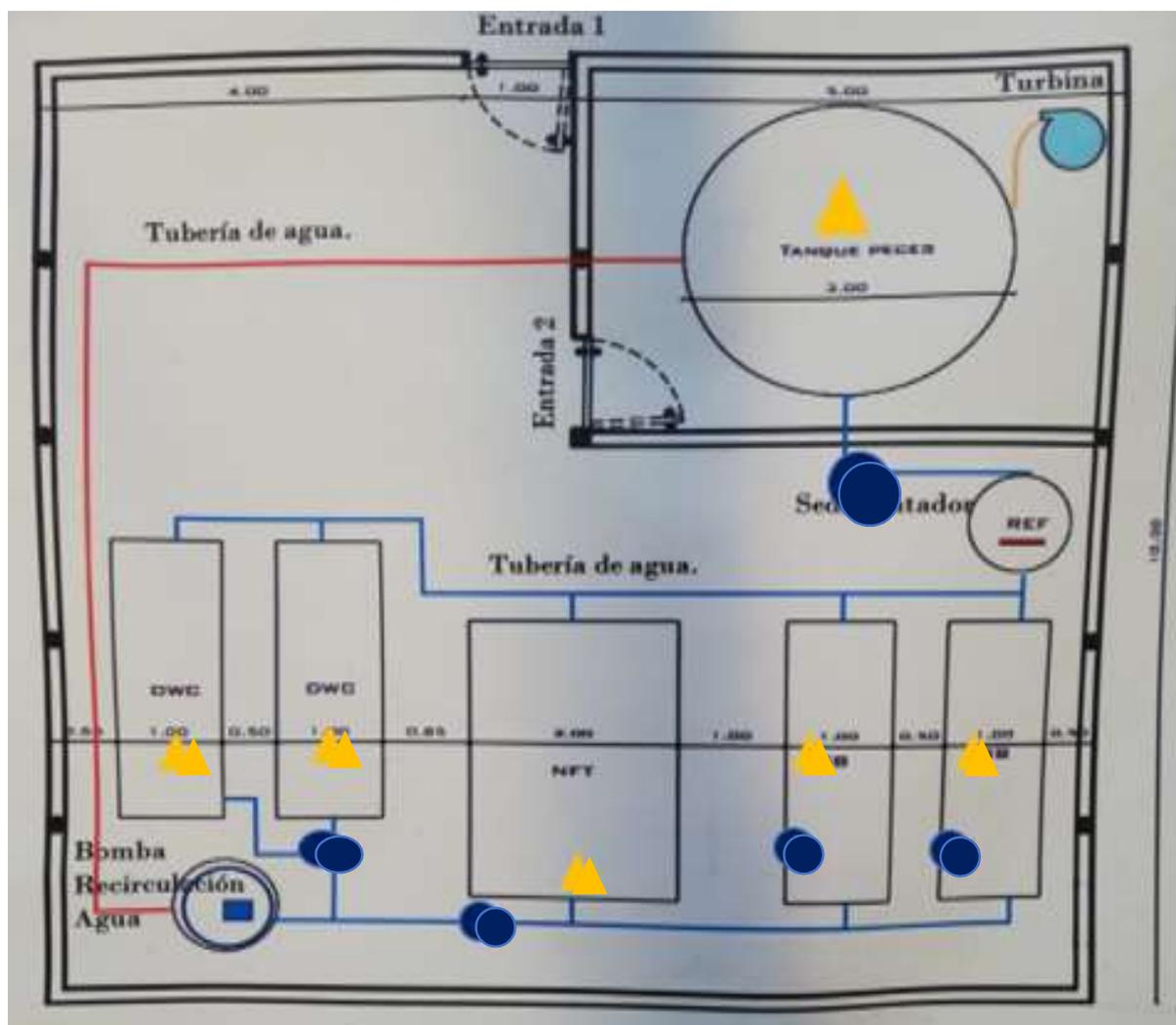
La finca de la Fundación Universitaria de Popayán se sitúa en la vereda los Robles al suroccidente de Colombia en el departamento del Cauca en el municipio de Timbio a 8 Km del suroccidente de la ciudad de Popayán, carretera panamericana. Se ubica en el flanco occidental de la cordillera central con coordenadas geográficas de 20° 2' latitud norte y 76° 40' latitud oeste a una altura de 1850 m.s.n.m. (Anyela, 2010)

Figura 1. Ubicación Finca Los Robles, Fundación Universitaria de Popayán.



Para dar cumplimiento al primer objetivo específico, se realizaron tomas de agua en las entradas y salidas de: del tanque de los peces donde se estaba produciendo cachama blanca y en las camas de: grava, NFT (Nutrient Film Technique) y la cama flotante que contenían cultivos de albahaca y fresa, como se demuestra en la Fig 2. Estas tomas de agua se realizaron durante 3 meses cada 15 días, para hacer un análisis sobre los parámetros de calidad físico-químicos y microbiológicos del agua.

Figura 2. Entradas y salidas de agua del sistema acuapónico.



▲ Entrada del Agua ● Salida del Agua

6.2 Toma de Parámetros Físicos.

6.2.1 Temperatura.

Fue importante saber anticipadamente que la temperatura cuando esta en espacios cerrados se convierte en una variable con mayor estabilidad, ya que esto podría afectar la tasa metabólica de los organismos cultivados (Mojica, Landines, & Rivas, 2018). Además, mencionan que este parámetro físico nos ayudaba a determinar la solubilidad del oxígeno, la tasa de fotosíntesis y la

distribución entre las fracciones de amonio y amoniaco. Es por eso que se registraba este parametro en cada entrada y salida de agua del sistema acuapònico, utilizando un termómetro de mercurio (Fig. 3) que se sumergia en el agua por 2 minutos hasta que la línea roja llegaría a la escala marcando los grados centígrados correspondientes a la toma.

Figura 3. Termómetro de Mercurio.



6.3 Toma de Parámetros Químicos.

Se realizó con un kit de prueba master de agua en cada una de las entradas y salidas del sistema acuapónica (tanque peces, camas: grava, NFT, flotante) y se evaluó por medio colorimétrico.

El kit incluía todos los materiales y elementos para realizar las tomas, entre estos 4 tubos de ensayo, un manual de instrucciones, un gotero con solución pH, dos goteros de solución amonio, un gotero de solución nitritos y dos goteros de solución nitratos. En las Fig 4 y 5 observamos el kit utilizado en el trabajo de campo.

Figura 4. Kit de Prueba Master de Agua



Figura 5. Tablero Colorimetrico



6.3.1 pH

En el kit, la lectura máxima de pH de era de 6,0 y la máxima 7,6 , el test se realizó de la siguiente forma:

- Se llenaba un tubo de ensayo limpio con 5 ml de agua de cada entrada y salida de los puntos del sistema acuaponico, este tubo de ensayo tenía una línea donde indicaba el nivel de agua que había que llenar.
- Posteriormente, se añadieron 3 gotas de pH Test Solution (Fig.6), manteniendo el frasco cuentagotas hacia abajo en posición vertical con el fin de que las gotas sean uniformes.
- Luego, se colocaba el tapón sobre el tubo de ensayo y se agitaba varias veces con el fin de mezclar la solución.
- Finalmente, se leía el resultado del análisis comparando el color de la solución con la carta pH Color Chart. El tubo debía estar colocado en una zona iluminada sobre el fondo blanco de la carta de colores. El color más parecido indicaba el pH de la muestra de agua y se realizaba el previo registro del dato final en un cuaderno.

Figura 6.Gotero pH



6.3.2 Amonio.

El kit de prueba de amoníaco en base a salicilatos leía el nivel total de amoníaco en partes por millón (ppm) que son equivalentes a miligramos por litro (mg/L) de 0 ppm a 8.0 ppm (mg/L). Esta prueba fue realizada de la siguiente forma:

- Se utilizó un tubo de ensayo limpio con 5 ml de agua de cada entrada y salida del sistema acuaponico.
- Luego, manteniendo en forma vertical el frasco se añadió 8 gotas del frasco n° 1 de Ammonia ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$) Test Solution. De igual forma, manteniendo verticalmente el frasco se añadieron 8 gotas del frasco n°2 de Ammonia ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$) Test Solution (Fig.7).
- Posteriormente, se puso el tapón sobre el tubo de ensayo y se agito vigorosamente por 5 segundos. Se esperó 5 minutos con el fin de que el color se desarrollara. Por último, se leía el resultado del análisis comparando el color de la solución con la carta Ammonia Color Chart. La comparación se realizaba en un lugar bien iluminado y seleccionando el color más parecido de la carta de colores para registrarlo el dato en el cuaderno.

Figura 7. Goteros N°1 y N° 2 de Amonio



6.3.3 Nitritos.

El kit de prueba para nitritos leía el nivel total de nitritos en partes por millón (ppm) que son equivalentes a miligramos por litro (mg/L) de 0 ppm a 5.0 ppm (mg/L). Este test se efectuó así:

- Con un tubo de ensayo limpio se llenó 5 ml de agua de cada entrada y salida del sistema acuaponico.
- Después, manteniendo el frasco en forma vertical se añadieron 5 gotas de Nitrito (NO_2^-) Test Solution (Fig. 8).
- Luego, se esperó 5 minutos con el fin de que el color se desarrollara.
- Finalmente, en un lugar bien iluminado se compara el resultado obtenido de la solución con la carta Nitrate Color Chart, el color más parecido indica la concentración en nitrito en mg/L y se procedía a registrar el dato obtenido en el cuaderno.

Figura 8. Gotero de Nitritos



6.3.4 Nitratos.

El kit de prueba para nitratos leía el nivel total de estos en partes por millón (ppm) que son equivalentes a miligramos por litro (mg/L) de 0 ppm a 160 ppm (mg/L). Esta prueba se realizó de la siguiente manera:

- En 5 ml de agua de cada entrada y salida del sistema acuaponico se lleno un tubo de ensayo.
- Luego, se añadieron 10 gotas del frasco n°1 de Nitrato (NO_3^-) Test Solution se debió colocar el frasco cuentagotas hacia abajo en posición vertical con el fin de que las gotas sean uniformes (Fig. 9).
- Después, se puso el tapon sobre el tubo de ensayo y se agito varias veces con el fin de mezclar la solución.
- Luego, vigorosamente se agito el frasco n° 2 Nitrato (NO_3^-) Test Solution por 30 segundos ya que era una etapa muy importante.
- Además se añadieron 10 gotas del frasco n° 2 manteniendo el frasco cuentagotas hacia abajo en posición vertical con el fin de que las gotas cayeran uniformes, se colocó el tapón sobre el tubo de ensayo y se agito fuertemente durante 1 minuto. Se tenía que esperar 5 minutos con el fin de que el color se desarrolle. Para terminar, se leía el resultado de la solución utilizando la carta Nitrato Color Chart. El tubo debía colocarse en una zona iluminada sobre el fondo blanco de la carta, el color más parecido indicaba la concentración en mg/L.

Figura 9. Goteros N°1 y N°2 de Nitratos



6.4 Toma de Parametros Microbiologicos.

6.4.1 Materiales y Equipos.

Para la identificación de la carga microbológica se realizaron pruebas en el laboratorio con materiales y equipos esterilizados (Fig. 10). Para poder desinfectar todos los materiales fue necesario lavarlos con suficiente agua y jabón y limpiarlos con toallas absorbentes; seguidamente se lavaron de nuevo con agua destilada y se secaron; finalmente se lavaron con alcohol al 70% para envolver en papel crack y colocarlos en autoclave del laboratorio.

Figura 10. Materiales de Laboratorio para el Cultivo de Bacterias

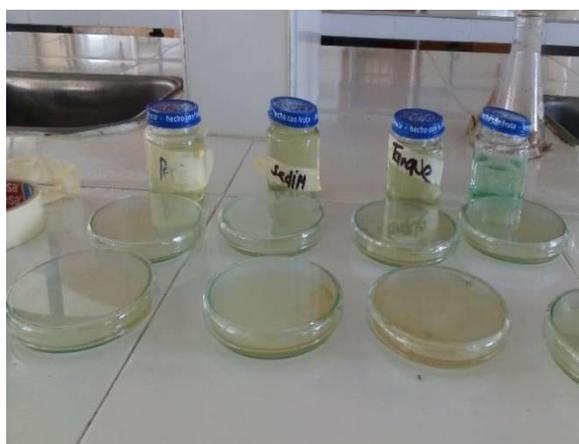


6.4.2 Cultivo de Bacterias.

Para esta actividad se llenó el proveecto de agua destilada por 1040mm, se aplicó 3,92 gr de agar nutritivo y mezcló con el agua destilada en un elermeyer, después se colocó el erlenmeyer sobre la plancha calentadora con una velocidad de 300-350 introduciendo la capsula de magneto en el recipiente y se esperó a que hirviera 3 veces, siendo retirado de la plancha y colocándolo en una superficie plana con 2 mecheros encendidos para que conserve el calor mientras se tomaba la muestra de agua en las entradas y salidas del sistema acuapónico (Fig 11). Llenando la caja Petri de la mezcla con agar y se pone a calentar el aza hasta que la punta quede roja y se sumerge en las muestras de agua tomadas y pasando el aza en forma de zigzag en las cajas Petri finalmente se sella con bastante cinta de enmascarar, marcando cada caja Petri con la fecha y punto de muestra para así introducir las cajas en la incubadora.

Figura 11. Preparación de los cultivos con agar nutritivo

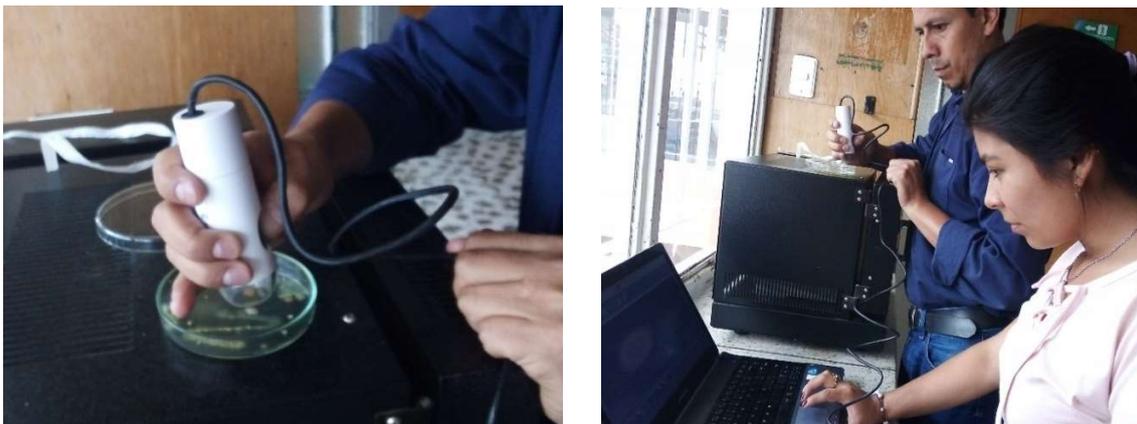
6.5 Lectura de las Muestras del Cultivo.



Se realizó en laboratorio 15 días después de colocar los cultivos en la incubadora seleccionadas por fecha y lugar de la toma (tanque peces, cama grava, cama NFT, cama flotante). Para el registro de las fotografías se utilizó una cámara microscopica electrónica de laboratorio (Fig. 12). Para la

identificación de los microorganismos fue necesario hacerlo morfológicamente, buscando en artículos, libros y asesorías de diferentes biólogos.

Figura 12. Registro fotográfico de los cultivos en las caja Petri



7.0 Resultados

El estudio de parámetros físicos químicos es muy esencial para poder valorar la calidad del agua, esta es una tarea dispendiosa para poder monitorear satisfactoriamente cualquier sistema acuapónico, por su parte, también puede ser compleja porque cualquier alteración en los rangos de los parámetros obtenidos se ve la necesidad tomar ciertas medidas y/o decisiones para restablecer el orden de estos. La parte microbiológica se estudió por diversas presentaciones o características en el cual su crecimiento depende de la disponibilidad de agua, dando un impacto negativo o positivo dentro del sistema acuapónico.

Teniendo en cuenta la importancia de los parámetros físicos químicos y microbiológicos tomados en las entradas y salidas de agua del sistema acuapónico, el trabajo de investigación arrojo que no se presenta diferencias significativas en los parámetros físico (Temperatura) químicos (amonio, nitritos y nitratos) según el programa ANOVA que comparar varios grupos en una variable cuantitativa que en este caso las variables fueron los parámetros fisicoquímicos como se muestra en el Anexo 1 y Anexo 2.

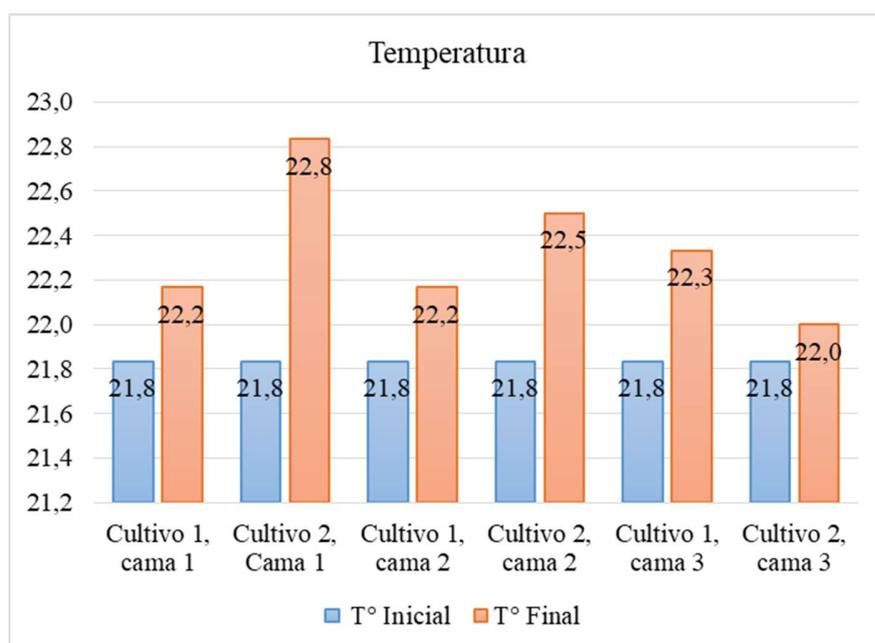
Por otro lado, en el cultivo microbiológico se identificaron 3 muestras, entre esas una bacteria que siempre permanece en este tipo de sistemas de circulación de agua y dos hongos; entre estos hongos se identificó uno patógeno como se evidenciará más adelante.

7.1. Análisis de los Parámetros Físicosquímicos

7.1.1 Temperatura

De acuerdo a la gráfica 1, la temperatura inicial promedio de ambos cultivos en cada cama no presentó variaciones (21,8 °C), la temperatura final, entre tanto, varió en cada cultivo y cama mostrando valores negativos que indican un incremento en la temperatura, para el cultivo 1 (albahaca) la mayor variación se identificó en la cama 3 (flotante) con un valor promedio de -0,5, mientras que para el cultivo 2 (fresa) se evidenció una mayor variación en la cama 1 (grava) alcanzando un valor promedio de -1.

La variación del sistema entre los valores de 21,8°C y 22,8°C en promedio de los días medidos, indica que, en cuanto a los requerimientos para peces y plantas en un mismo sistema, la temperatura se encuentra en el rango óptimo lo que asegura un crecimiento adecuado y sostenible del sistema (Caldas et al., 2019).



Gráfica 1. Temperatura en el agua

Al realizar el análisis de varianza para esta variable no mostró diferencias estadísticas ($p > 0,05$) entre los cultivos con respecto a las camas de cultivo (Tabla 1 y 2)

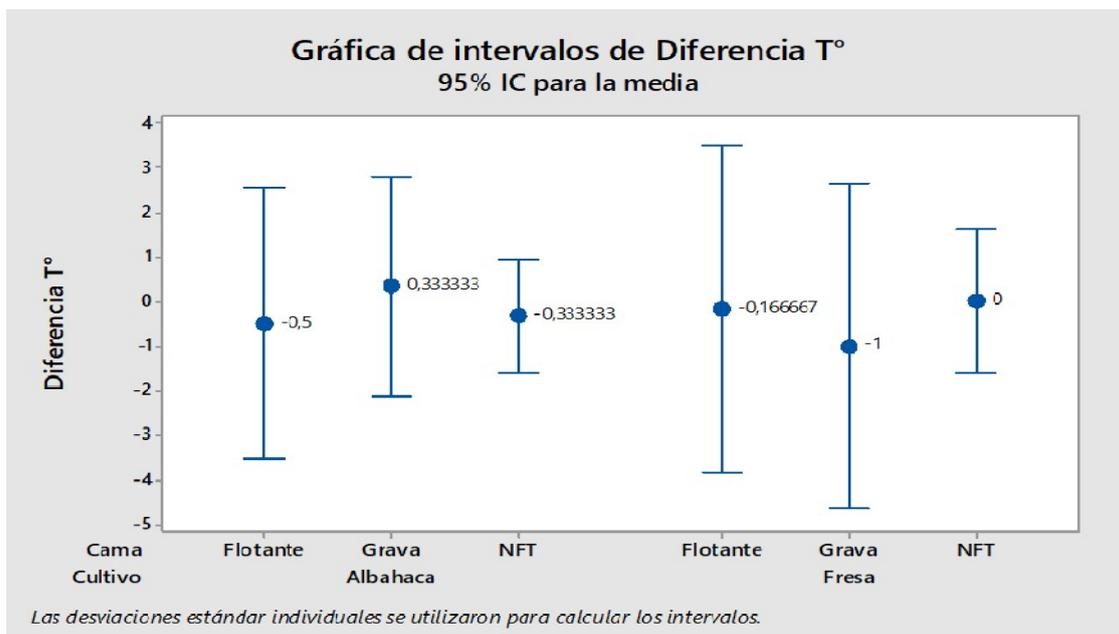
Tabla 1. Análisis de varianza para la diferencia de temperatura del cultivo de la albahaca en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	2,33	1,167	0,23	0,797
Error	15	76,16	5,078		
Total	17	78,5			

Tabla 2. Análisis de varianza para la diferencia de temperatura del cultivo de la fresa en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	3,44	1,722	0,19	0,825
Error	15	132,83	8,856		
Total	17	136,27			

En la gráfica 2 se observa claramente que para el cultivo de albahaca en los tres sistemas la diferencia de temperatura oscila entre 0,3 y 0,5, y en el cultivo de fresa entre -1 y 0 indicando que las medias de los grupos están muy cercanas las unas de las otras, y, por ende, es igual a la varianza promedio dentro de los grupos.



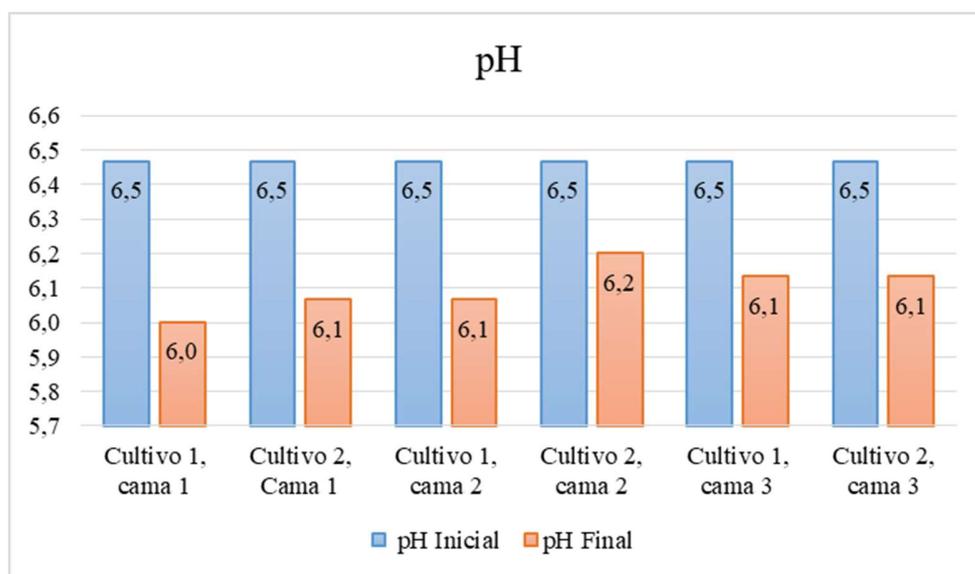
Gráfica 2. Comparación de medias de la diferencia de temperatura de la albahaca y fresa para cada cama

7.1.2 pH

En cuanto al pH, los valores iniciales promedio de ambos cultivos en cada cama no presentó variaciones (6,5), sin embargo, en las mediciones finales se encontraron variaciones, siendo levemente menores para el cultivo de albahaca en la cama de grava (diferencia 0,5) y la cama NFT (diferencia 0,4), mientras que para el cultivo de fresa la diferencia más notable fue en la cama de grava (diferencia 0,4). Lo anterior indica que la variación por cultivo en cada cama entre la toma inicial y final de cada medición no fue sustancial.

La mayor parte de las plantas trabajan bien en soluciones nutritivas con pH's comprendidos entre 5 y 7, puesto que en dicho rango de pH se encuentran mejor disueltos los iones, especialmente el fósforo y los micro elementos. Con un pH superior a 7.5 puede verse afectada la absorción de fósforo, de hierro y de manganeso; por debajo de 5 puede verse deteriorado el sistema radicular de la planta y más en sistemas de cultivo sin suelo. En el rango de pH de 5.5 a 6.5 la totalidad de los

nutrientes está en forma asimilable (Zaragoza, 2013), lo que permite inferir que el sistema acuapónico estuvo entre los rangos recomendados para permitir la mayor absorción de nutrientes. Además Resh en el 2013 menciona Con el pH alcalino disminuye la disponibilidad, y aumenta la posibilidad de precipitación, de Fe^{2+} , Mn^{2+} , $H_2PO_4^-$, Ca^{2+} y Mg^{2+} .



Gráfica 3. pH en el agua

Al efectuar el ANOVA, se encontró que para la variable pH en las camas no hubo diferencias significativas, tanto para el cultivo de albahaca como de fresa (Tabla 4 y 5).

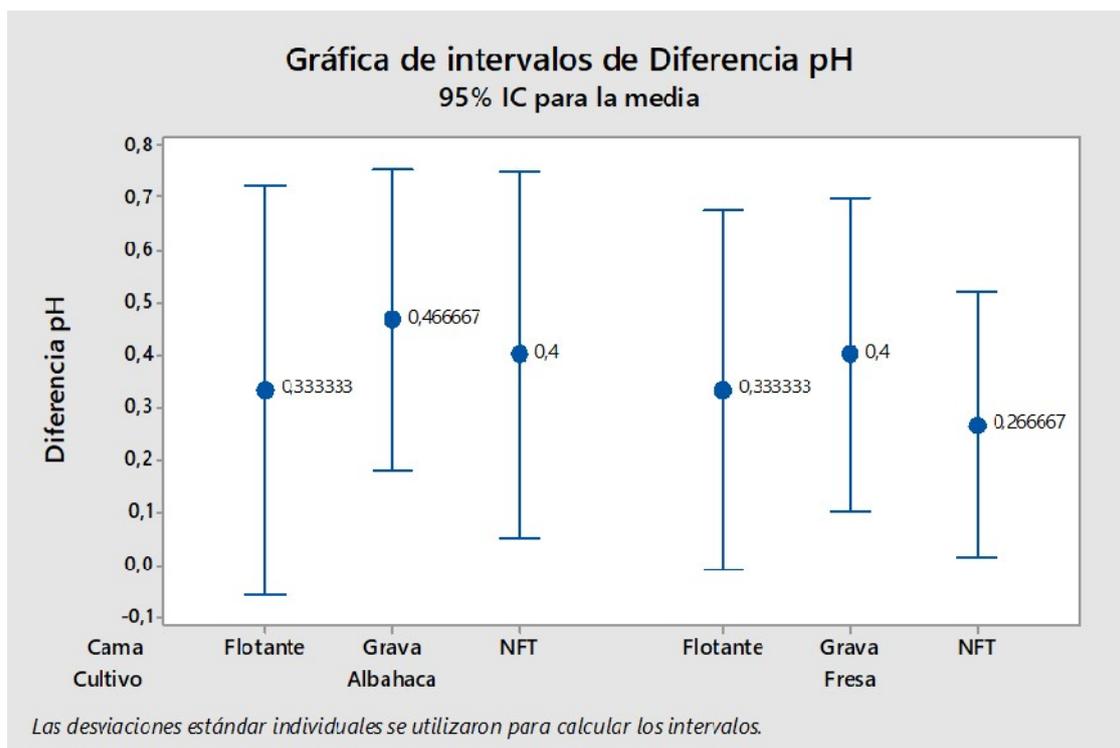
Tabla 3. Análisis de varianza para la diferencia de pH del cultivo de la albahaca en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	0,05	0,02	0,25	0,785
Error	15	1,62	0,10		
Total	17	1,68			

Tabla 4. Análisis de varianza para la diferencia de pH del cultivo de la fresa en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	0,05	0,02	0,33	0,727
Error	15	1,22	0,08		
Total	17	1,28			

En la gráfica 4 se observa claramente que para el cultivo de albahaca en los tres sistemas la diferencia de pH oscila entre 0,3 y 0,46, y en el cultivo de fresa entre 0,2 y 0,4 indicando que las medias de los grupos están muy cercanas las unas de las otras, y, por ende, es igual a la varianza promedio dentro de los grupos.

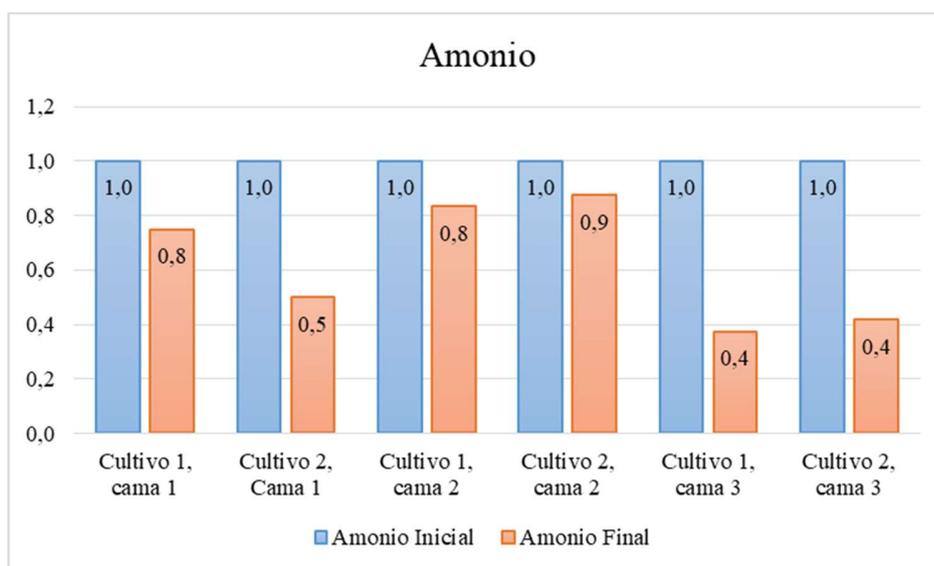


Gráfica 4. Comparación de medias de la diferencia de pH de la albahaca y fresa para cada cama

7.1.3 Amonio

Los niveles de amonio iniciales promedio de ambos cultivos en cada cama no presentó variaciones (1,0), el valor final promedio en cada medición presentó disminuciones, la más leve se evidenció en la cama NFT (variación 0,9 para el cultivo de fresa y de 0,8 para el cultivo de albahaca), mientras que los valores se redujeron a la mitad con el cultivo de fresa en la cama de grava (0,5), y alcanzaron una diferencia de 0,6 en la cama flotante para ambos cultivos.

Los resultados indican que la producción se comportó de acuerdo a lo descrito por Helfrich & Libey(2013), quienes señalan que comienza con una alta concentración y conforme avanza el tiempo va disminuyendo, manteniendo en rangos normales entre 0,4 y 0,8 mg/L. Cabe aclarar que el nivel de amonio adecuado en sistemas dulceacuícolas es de 0.01 mg L⁻¹ y para cualquier especie no debe superar los 2.5 mg L⁻¹, ya que concentraciones mayores pueden producir alteraciones a nivel de branquias, hígado, sangre y aparato circulatorio (Martínez, 2012).



Gráfica 5. Amonio

Al efectuar el ANOVA para la variable amonio, no mostró que existió diferencias significativas ($p>0.05$) entre los cultivos con respecto a las camas de cultivo. (Tabla 5 y 6).

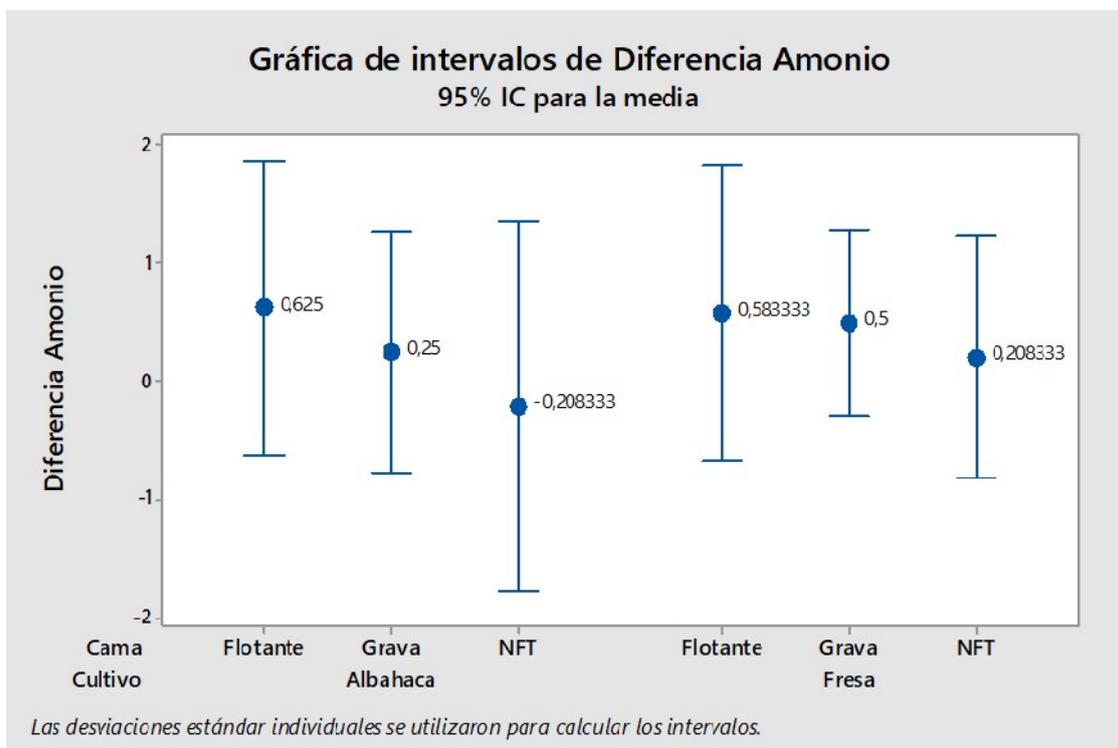
Tabla 5. Análisis de varianza para la diferencia de amonio del cultivo de la albahaca en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	2.090	1,045	0,69	0,518
Error	15	22,77	1,518		
Total	17	24,86			

Tabla 6. Análisis de varianza para la diferencia de amonio del cultivo de la fresa en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	0,46	0,23	0,24	0,792
Error	15	14,76	0,98		
Total	17	15,22			

En la gráfica 6 se observa claramente que para el cultivo de albahaca en los tres sistemas la diferencia de amonio oscila entre 0,2 y 0,62, y en el cultivo de fresa entre 0,2 y 0,58 indicando que las medias de los grupos están muy cercanas las unas de las otras, y, por ende, es igual a la varianza promedio dentro de los grupos.



Gráfica 6. Comparación de medias de la diferencia de amonio de la albahaca y fresa para cada cama

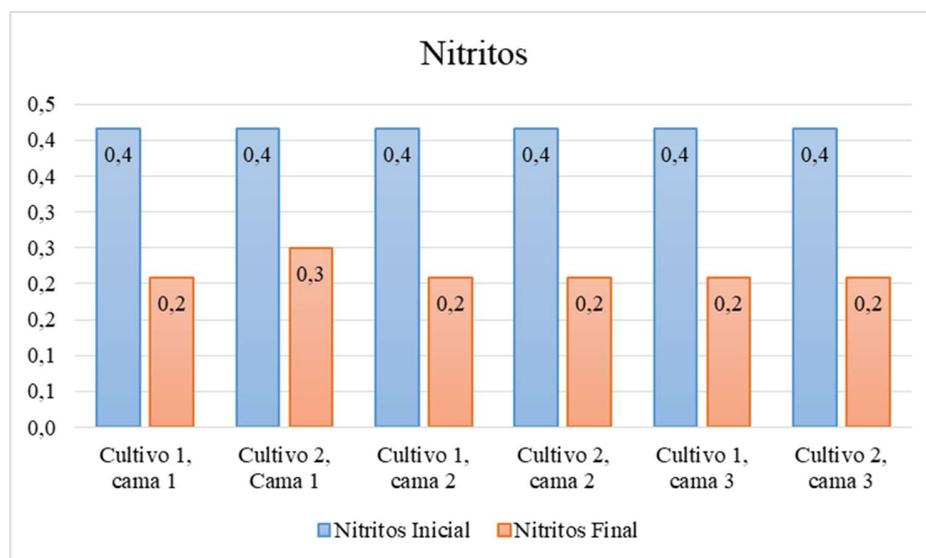
7.1.4 Nitritos

Las concentraciones de nitritos se mantuvieron estables al principio y al final de cada medición en ambos cultivos y en cada cama, iniciaron con 0,4 mg/L y se redujeron a 0,2 mg/L.

Según la FAO (2018), los valores de nitritos para un sistema acuapónico deben ser menores a 1 mg/L en el sistema, por lo que los resultados de esta investigación están muy abajo del rango mínimo, siendo el valor promedio (0,4 y 0,2 mg/L), lo que significa que no hubo niveles tóxicos de nitritos que interfirieran con la habilidad de los peces para absorber oxígeno.

Los nitritos son un producto intermedio en el proceso de nitrificación y así como el amonio no ionizado, son tóxicos también en concentraciones relativamente bajas, dependiendo de la especie a cultivar. En cuanto a la concentración de nitritos, para autores como Poleo et al., (2011) valores

de 0,28 mg L⁻¹ ya comienzan a ser letales para esta especie. Sin embargo, la toxicidad del amonio o de los nitritos varía con la especie, el tamaño y la composición iónica del agua. Por ejemplo, las tilapias comienzan a morir, cuando las concentraciones de amonio no ionizado (NH₃-N) alcanzan valores de 2 mg L⁻¹ y las concentraciones de nitritos sobrepasan los 5 mg L⁻¹.



Gráfica 7. Nitritos en el agua

Al realizar el ANOVA para la variable nitritos no mostró que existieron diferencias significativas ($p < 0,05$) entre los cultivos con respecto a las camas de cultivo. (Tabla 7 y 8).

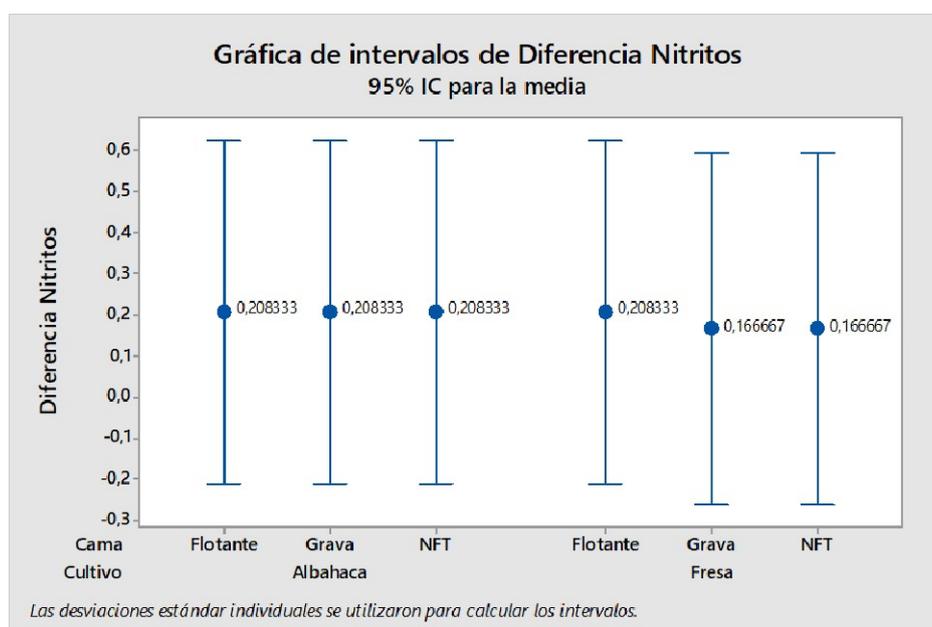
Tabla 7. Análisis de varianza para la diferencia de nitritos del cultivo de la albahaca en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	0,00	0,00	0,00	1,00
Error	15	2,40	0,16		
Total	17	2,40			

Tabla 8. Análisis de varianza para la diferencia de nitritos del cultivo de la fresa en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	0,00	0,003	0,02	0,979
Error	15	2,46	0,164		
Total	17	2,47			

En la gráfica 8 se observa claramente que para el cultivo de albahaca en los tres sistemas la diferencia de amonio es la misma 0,20, y en el cultivo de fresa oscila entre 0,16 y 0,20 indicando que las medias de los grupos están muy cercanas las unas de las otras, y, por ende, es igual a la varianza promedio dentro de los grupos.

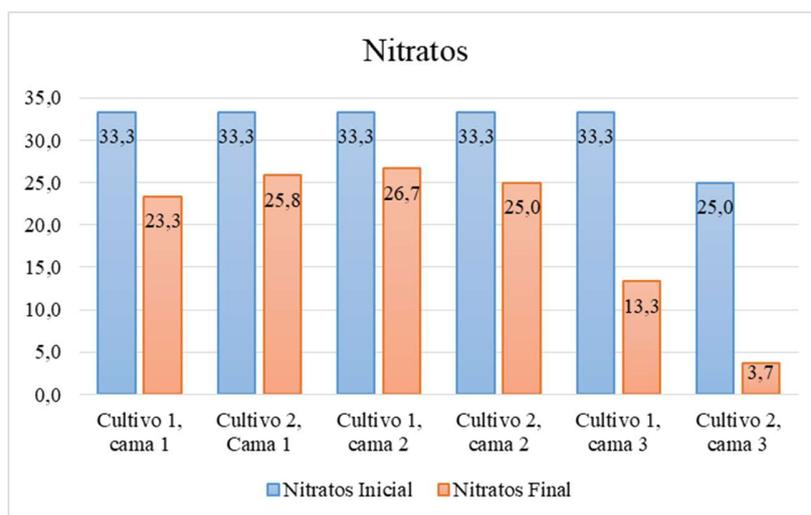


Gráfica 8. Comparación de medias de la diferencia de nitritos de la albahaca y fresa para cada cama

7.1.5 Nitratos

Por último, las concentraciones iniciales de nitratos en promedio de ambos cultivos en cada cama no presentaron variaciones (33,0 mg/L) a excepción del cultivo de fresa en la cama flotante cuyo valor fue de 25 mg/L. Por su parte, en la medición final se redujeron, en especial, en la cama

flotante para ambos cultivos en más de 20 mg/L. En las otras mediciones se mantuvieron igual o por debajo de 10 mg/L.



Gráfica 9. Nitratos en el agua

Según la FAO (2018), los valores de Nitratos para un sistema acuapónico deben ser entre 5 y 150 mg/L en cada sistema. En esta investigación se obtuvieron resultados entre los límites más bajos del rango mínimo, siendo el valor promedio más alto en la cama NFT para el cultivo de albahaca (26,7 mg/L) y de 25,8 mg/L para el cultivo de fresa en la cama de grava. Vale la pena destacar que los nitratos tienen una relación directa con la cantidad de amoníaco que generan los residuos orgánicos de los peces y la conversión que realicen las bacterias benéficas en el biofiltro, para que puedan ser utilizadas posteriormente por las plantas (FAO, 2011).

El biofiltro ayuda a regular el equilibrio en el sistema, ya que cumple la función de “desactivar” la toxicidad del amoníaco y a su vez dejar disponible el nitrato, el nutriente principal para las plantas (si bien los tres compuestos nitrogenados pueden ser utilizados por las plantas, el nitrato es el compuesto más asimilable). Los nitratos pueden llegar a ser tóxicos para los peces solo en

concentraciones muy altas, mayores a 300-500 ppm, valores que nunca llegarán a concentrarse existiendo una apropiada densidad de plantes en el sistema (Candarle, 2015).

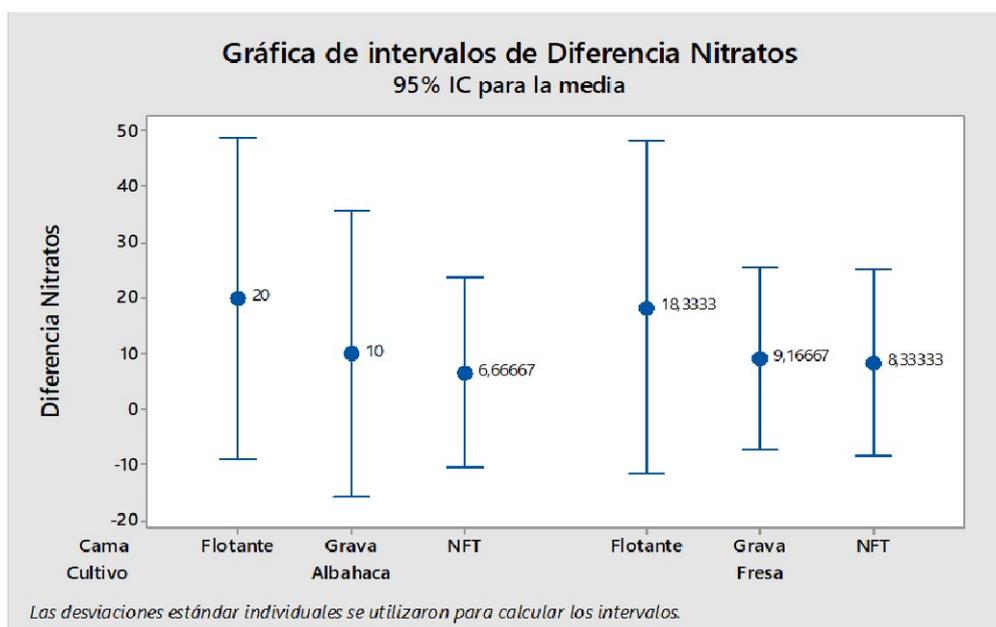
Al efectuar el análisis de varianza para la variable NO_3 , mostró que existen diferencias significativas ($p < 0,05$) entre el cultivo de albahaca con respecto a las camas de cultivo (Tabla 9 y 10), en el cultivo de fresa no se evidenció diferencia significativa al 0,05, sin embargo, al observar la gráfica 8 se evidencia que para el cultivo de albahaca y fresa en el sistema flotante la diferencia de nitrato es superior (alcanzando un valor que supera 18,0)

Tabla 9. Análisis de varianza para la diferencia de nitratos del cultivo de la albahaca en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	577,8	288,9	1,53	0,05
Error	15	8133,3	542,2		
Total	17	8771,1			

Tabla 10. Análisis de varianza para la diferencia de nitratos del cultivo de la fresa en función de la cama

Fuente	GL	SC ajust	MC ajust	F-Valor	P-Valor
Cama	2	369,4	184,7	1,46	0,06
Error	15	6587,5	439,2		
Total	17	6956,9			



Gráfica 10. Comparación de medias de la diferencia de nitratos de la albahaca y fresa para cada cama

Sobre este resultado, el estudio de Ramírez et al., (2011) señala que en los sistemas acuapónicos con cama flotante con biofiltro favorecen la producción de nitratos pues las plantas terrestres están adaptadas a tomar un mayor porcentaje de nitrógeno en esta forma. La producción de nitratos en los sistemas acuapónicos de cama flotante contribuye a la eliminación de los productos nitrogenados y los fosfatos los cuales son los principales contaminantes de los efluentes en la acuicultura.

7.2 Análisis de la carga microbiológica del sistema acuapónico

7.2.1 Bacterias quitinolíticas

Son una parte fundamental de los cultivos acuáticos, ya que permiten la restauración de los niveles de carbono y nitrógeno a través de la degradación de la quitina en la columna de agua (Fig. 13) (Cardoso et al., 2012). En este grupo hay una gran variedad de microorganismos como los géneros *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Alteromonas* y *Micrococcus*.

Figura 13. Placa estriada de colonias de microorganismos quitinolíticos



Estudios como el realizado por Figuerola et al., (2012), señalan que estos géneros son importantes para la solubilización de elementos como el fosfato de calcio, el hierro y el aluminio, lo que los hace disponibles en el medio ambiente para la producción de diversos protozoos, rotíferos, nematodos y una serie de organismos que pueden usarse como alimento natural en el lugar por especies cultivadas. Es por eso que diversos investigadores han sugerido que la inducción de microorganismos heterotróficos, combinada con protocolos de aireación adecuados, puede proporcionar beneficios a la producción acuícola; no solo en rentabilidad sino también en sostenibilidad (Rafael et al., 2011).

Las bacterias quitinolíticas a pesar de no ser nitrificantes, son consideradas fuente de nitrógeno jugando un papel importante en la protección de los cultivos de plagas, patógenos y trastornos fisiológicos (Brzezinska et al., 2014).

7.2.2 *Bacillus subtilis*

Varios estudios han mencionado que el manejo adecuado de las comunidades microbianas puede hacer más eficientemente el metabolismo general de estos sistemas de producción (Monroy et al., 2015). Una de las tecnologías más utilizadas para modificar la microbiota en la acuicultura es el uso de probióticos (los microorganismos vivos, que se aplican en cantidades adecuadas, confieren un beneficio al agua hospedada y cultivada) definidos por la FAO (2012). Varios probióticos, como *Bacillus pumilus*, *Bacillus clausii*, *Bacillus subtilis* (Fig. 14), *Lactobacillus plantarum* y *Saccharomyces cerevisiae* se han utilizado ampliamente, en los últimos años, para mejorar el crecimiento y la supervivencia de peces y crustáceos (Bentzon-Tilia et al., 2016)

Figura 14. Colonia bacteriana de *Bacillus subtilis*



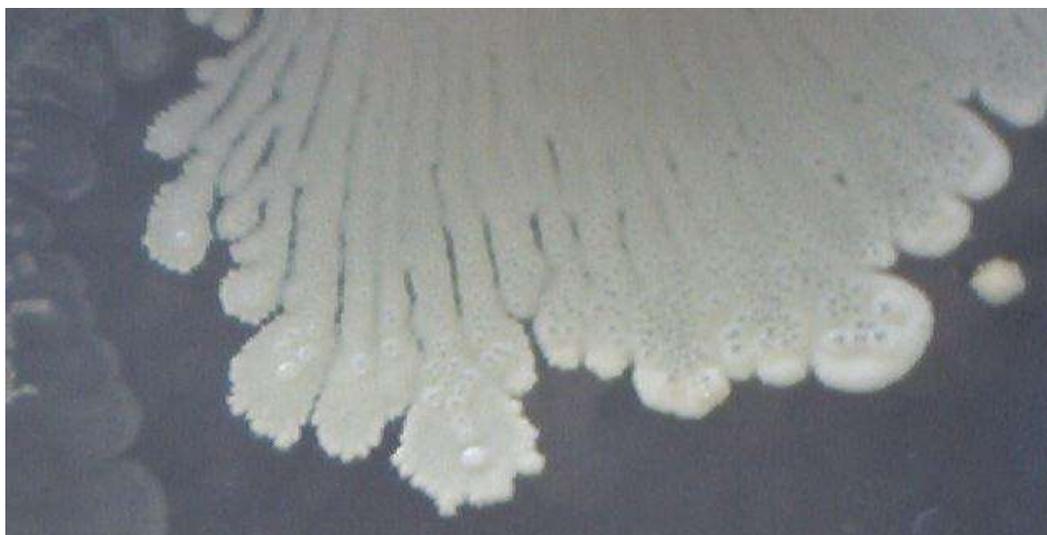
Cabe señalar que en el presente estudio no se aplicó esta tecnología, sin embargo, estudios que han analizado la microbiota o ecosistema, de microorganismos del tracto gastrointestinal de las cachamas han identificado microorganismos relacionados con alteraciones infecciosas y de igual manera, microorganismos del grupo de bacilos esporulados y bacterias ácido lácticas consideradas probióticas entre ellas, *Bacillus subtilis*, *Bacillus licheniformis*, *Bacillus megaterium*, *Lysinibacillus sp.* y *Enterococcus faecalis* (Castañeda-Monsalve et al., 2019).

Vale la pena recalcar que, aunque la nitrificación quimiolitotrófica es la más reconocida en los procesos de eliminación de N en los cultivos acuapónicos, no se debe subestimar el papel de las bacterias heterotróficas que son detritívoras por excelencia. Un ejemplo es la enzima hidroxilamina oxido-reductasa (participa en la oxidación de amoníaco a nitrito), que está presente en cepas de *Bacillus sp* altamente eficiente en la eliminación de nitrógeno (Mendoza et al., 2019).

7.2.2.1 Bacteria del genero *Bacillus sp*

El *Bacillus subtilis* (Fig. 15) es un microorganismo muy usado en acuicultura, forma endosporas en condiciones desfavorables y sus cualidades competitivas y de exudación de enzimas frente a las bacterias de características gram-negativas hacen que impida una expansión de otros géneros cultivados. Su particularidad de formar esporas le permite adherirse al alimento seco sin dificultad, además, este microorganismo mejora considerablemente las condiciones del medio en el que se desarrolla por lo que promueve y facilita la descomposición del material biológico y mejora las condiciones y la oxigenación en el agua. (Rodríguez, 2017).

Figura 15. Bacteria del género Bacillus sp



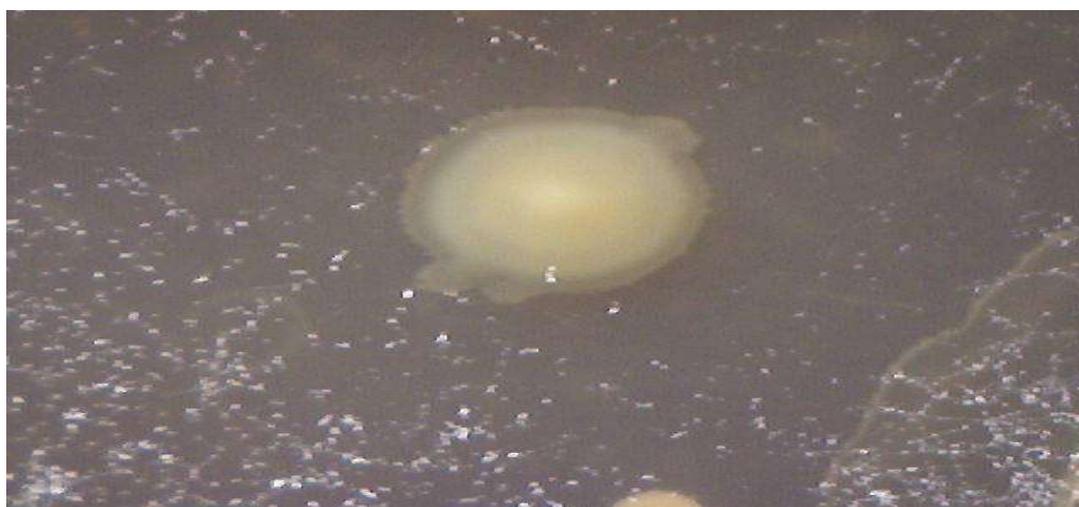
El *Bacillus* sp. ha sido descrito por Stevens et al., (2002) como nitrificantes heterótrofos; se evidencia que puede generar nitrato a partir de amonio directamente. Esta actividad, también reportada por Stevens es propia de nitrificantes heterótrofos y no de litoautotróficas, los cuales realizan solo una etapa de la nitrificación. En efecto, este tipo de aislados presentan un interés particular para la optimización de la eficiencia de la remoción biológica de nitrógeno. No obstante, posteriores estudios son necesarios para entender su mecanismo de acción y su comportamiento cinético entre otros. Sobre este aspecto también argumenta a través de su investigación que el *Bacillus* sp. no es solo un nitrificador heterotrófico, sino también un denitrificador aeróbico. En su estudio los experimentos se llevaron a cabo en un intento por determinar y cuantificar la contribución de la nitrificación heterotrófica y la desnitrificación aeróbica a la eliminación total de N. Al tomar el balance de nitrógeno en la condición de cultivo de 41.1 mg / L de $\text{NH}_4^+ - \text{N}$ inicial en una relación C / N de 15 en 96 h, 8.0% del $\text{NH}_4^+ - \text{N}$ inicial todavía permaneció en el medio en el formas de hidroxilamina, nitrito, nitrato y N orgánico; 40.5% de $\text{NH}_4^+ - \text{N}$ se convirtió en

biomasa y se estimó que el 45,9% de $\text{NH}_4^+ -\text{N}$ se eliminó finalmente en la formación de N_2 . Esta conversión de amonio a N_2 con la formación intermedia de N_2O en condiciones aeróbicas se confirmó por cromatografía de gases. Lo anterior permite concluir que con el *Bacillus* sp., la eliminación de nitrógeno en un solo paso mediante nitrificación heterotrófica simultánea mientras que la desnitrificación aeróbica tiene un gran potencial en el tratamiento de aguas residuales.

7.2.3 Hongo *Fusarium oxysporum*

Entre la diversidad de enfermedades de las plantas que ocurren en acuaponía, los patógenos transmitidos por el suelo, como *Fusarium* spp (Fig. 16), *Phytophthora* spp. y *Pythium* spp., son los más problemáticos debido a su preferencia por las condiciones del ambiente húmedo / acuático. Sin embargo, se debe tener en cuenta que no todos los microorganismos detectados son perjudiciales o producen síntomas en el cultivo. Incluso las especies del mismo género pueden ser dañinas o beneficiosas (por ejemplo, *Fusarium*, *Phoma*, *Pseudomonas*). Los agentes patógenos mencionados anteriormente son principalmente patógenos vinculados a la recirculación del agua, pero también se pueden identificar en los invernaderos. (Stouvenakers et al., 2019)

Figura 16. Hongo de la especie *Fusarium oxysporum*



A propósito Sheema et al., (2017) señala que los hongos *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium*, *Trichoderma*, *Mucor* y *Candida* son solubilizadores de fósforo eficientes que mejoran la nodulación, la fijación de nitrógeno, el crecimiento de los cultivos y el rendimiento, por lo tanto, pueden clasificarse como microorganismos beneficiosos en los sistemas acuapónicos. Manoharachary et al., (2005) informaron sobre la importancia de *Penicillium oxalicum*, *P. rubrum* y se realizaron investigaciones sobre *Fusarium moniliforme* identificando su contribución al flujo de energía y la productividad de los sistemas acuáticos y semiacuáticos a través de la degradación de la materia vegetal.

Conclusiones

- La toma de parámetros fisicoquímicos en el agua es importante para poder monitorear satisfactoriamente cualquier sistema acuapónico y también compleja por que cualquier alteración en los rangos se ve la necesidad de tomar ciertas medidas para restablecer el orden de estos parámetros.
- No hubo diferencias significativas en la calidad del agua debido a que los organismos sirvieron como filtro biológico en los procesos de nitrificación
- Aparte de las bacterias nitrificantes adheridas al sistema se identificaron otros microorganismos benéficos como las bacterias quitinolíticas, bacterias del genero *Bacillus sp* y *Bacillus subtilis* .
- Se concluye que se requerían más tomas de muestras de agua en el sistema acuapónico para obtener resultados con mayor relevancia.

Recomendaciones

- Es necesario que el laboratorio de la Fundación Universitaria de Popayán implemente equipos y adecue sus instalaciones para facilitar estos procesos de investigación.
- Se requieren más estudios sobre la calidad de agua en los sistemas acuapónicos para adquirir más información confiable que pueda proporcionar interés y convertirse en una alternativa viable para los cultivadores de la región.

Bibliografía

- Anyela, S. (2010). Jarin Botanico de Popayán. *Blogpost*.
- Avendaño, L. (2011). *Estudio de la población de bacterias nitrificantes y su relación con los parámetros físico-químicos, biológicos y operacionales en una EDAR con sistema convencional de Fangos Activos*.
- Aznar Jiménez, A. (2000). Determinación de los parámetros físico-químicos de calidad de las aguas. In *Aparecido en Gestión Ambiental* (Vol. 2, Issue 23).
- Barker, D., Allan, Rowland, G. L., & Kennedy. (2009). *A Guide to Acceptable Procedures and Practices for Aquaculture and Fisheries Research 3rd Edition*. Primary Industries (Fisheries) ACEC. www.industry.nsw.gov.au
- Araujo, M. C. (2014). Obtenido de Microbiología de agua. Conceptos básicos: https://www.psa.es/es/projects/solarsafewater/documents/libro/02_Capitulo_02.pdf
- Avendaño, L. M. (2011). *Estudio de la población de bacterias*. valencia: Universidad Politécnica de Valencia.
- Bartelme, R. P., McLellan, S. L., & Newton, R. J. (2017). Freshwater recirculating aquaculture system operations drive biofilter bacterial community shifts around a stable nitrifying consortium of ammonia-oxidizing archaea and comammox Nitrospira. *Frontiers in Microbiology*, 8(JAN). <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.00101>
- Benavides, L., & López, W. (2012). *Evaluación del efecto del Biofloc en la producción de Alevinos de Cachama blanca (Piaractus Brachypomus, Cuvier 1818) en condiciones de laboratorio*.
- Bentzon-Tilia, M., Sonnenschein, E. C., & Gram, L. (2016). Monitoring and managing microbes in aquaculture – Towards a sustainable industry. *Microbial Biotechnology*, 9(5), 576–584. <https://doi.org/10.1111/1751-7915.12392>
- Bernal, F. D. (2017). Diseño De Una Propuesta Para El Manejo Y Uso Racional Del Agua En La Etapa De Engorde De Un Cultivo De Tilapia Roja (*Oreochromis Aureus*), En El Municipio De Villavicencio – Meta. Obtenido de Universidad la Salle: https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1739&context=ing_ambiental_sanitaria

- Caldas, L., Castillo, A., Prado, Y., Rosales, L., & Vargas, L. (2019). *Diseño y construcción de sistemas acuapónicos a pequeña escala para familias de la región Piura Trabajo de Investigación.*
- Candarle, P. (2015). *Técnicas de Acuaponia.*
- Cardoso, A. M., Cavalcante, J. J. V., Vieira, R. P., Lima, J. L., Grieco, M. A. B., Clementino, M. M., Vasconcelos, A. T. R., Garcia, E. S., de Souza, W., Albano, R. M., & Martins, O. B. (2012). Gut Bacterial Communities in the Giant Land Snail *Achatina fulica* and Their Modification by Sugarcane-Based Diet. *PLoS ONE*, 7(3), e33440. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0033440>
- Castañeda-Monsalve, V. A., Junca, H., García-Bonilla, E., Montoya-Campuzano, O. I., & Moreno-Herrera, C. X. (2019). Characterization of the gastrointestinal bacterial microbiome of farmed juvenile and adult white Cachama (*Piaractus brachypomus*). *Aquaculture*, 512, 734325. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734325>
- Carruthers, S 2015. Small-scale aquaponic fotos production <http://www.fao.org/3/a-i4021e.pdf>
- Casas, D. 2008. Sistema de recirculación de agua para la cría intensiva de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*). Trabajo de Grado presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Cabudare-Venezuela. Universidad Centroccidental. 1-97. Consultado el 17 de junio de 2015. Disponible en: <http://es.scribd.com/doc/253604808/Cria-Intensiva-de-Cachamas#scribd>.
- Ceja, D. M. (2016). *Tips para la toma de muestras de agua potable*. Obtenido de Microlabindustrial: <http://www.microlabindustrial.com/blog/tips-para-la-toma-de-muestras-de-agua-potable>
- Danés. (noviembre de 2011). *fisicoquimic.pdf*. Obtenido de fisicoquimic.pdf: manipulaciondealimentos.files.wordpress.com/2011/09/fisicoquimic.pdf
- Ebeling, J. M., Timmons, M. B., & Bisogni, J. J. (2006). Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia-nitrogen in aquaculture systems. *Aquaculture*, 257(1–4), 346–358. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.03.019>
- Effendi, H., Wahyuningsih, S., & Wardiatno, Y. (2017). The use of nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultivation wastewater for the production of romaine lettuce (*Lactuca sativa* L. var.

- longifolia) in water recirculation system. *Applied Water Science*, 7(6), 3055–3063. <https://doi.org/10.1007/s13201-016-0418-z>
- Eslava, P. (2009). Principales Problemas Sanitarios de Peces de Aguas Cálidas de Colombia: Aproximación a la Situación Sanitaria de la Piscicultura Comercial. *Revista Electrónica de Ingeniería En Producción Acuicola*, 4(4), 1–18. <https://revistas.udenar.edu.co/index.php/reipa/issue/view/197>
- Esteban, J., Mendoza, M., & Riaño, N. J. (2019). *Bacterias nitrifi cantes cultivables de la zona limnética del lago de Tota, Boyacá*. Obtenido de <http://www.scielo.org.co/pdf/rudca/v22n2/0123-4226-rudca-22-02-e1378.pdf>
- FAO. (2011). *Manual básico de sanidad piscícola* .
- FAO. (2015). *Amoniaco en sistemas acuáticos*. <https://edis.ifas.ufl.edu/fa031>
- FCA. (2014). *Facultad de Ciencias Agropecuarias*. Obtenido de Unidad Xi: Microbiología Del Agua: <https://agro.unc.edu.ar/~microbiologia/wp-content/uploads/2014/04/unidad-11-Microbiologia-del-agua.pdf>
- Fernandez, M. T. (2007). Fosforo: Amigo o enemigo. Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/2231/223114970009.pdf>
- Figuerola, E. L. M., Guerrero, L. D., Rosa, S. M., Simonetti, L., Duval, M. E., Galantini, J. A., Bedano, J. C., Wall, L. G., & Erijman, L. (2012). Bacterial Indicator of Agricultural Management for Soil under No-Till Crop Production. *PLoS ONE*, 7(11). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0051075>
- Garces, E., Orozco, M., Bautista, G., & Valencia, H. (2001). *Fusarium oxysporum El Hongo Que Nos Falta Conocer*. Obtenido de Acta Biológica Colombiana, Vol. 6 : <file:///C:/Users/Core%20i5/Downloads/63462-326379-1-PB.pdf>
- Germán Poleo, J. V. (2011). *Cultivo de cachama blanca en altas densidades*. Venezuela: (1)Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado, Estación de Piscicultura, Apartado 400, Barquisimeto, Edo. Lara, Venezuela.
- Gonzalez, N. A., & Rosario, Y. M. (2017). Capacidad De Absorción De Amonio De Plantas Acuáticas Como Filtros Biológicos En Sistemas Acuapónicos. Obtenido de Jovenes en Acción: <http://www.jovenesenlaciencia.ugto.mx/index.php/jovenesenlaciencia/article/view/1685>

Granada, M. M. (2007). *La cachama blanca (Piaractus brachypomus), una especie potencial para el mejoramiento genético*. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/44960234_La_cachama_blanca_Piaractus_brachypomus_una_especie_potencial_para_el_mejoramiento_genetico

Guerra Flores, H; Saldaña Rojas, G; Tello Martin, S; Alcantara Bocanegra, F. 2006. Cultivo de Peces Nativos, una Opción de Desarrollo Sostenido en el Área de Influencia del Parque Nacional Río Abiseo (en línea). Peru, PRODUCE. Revisado el 16/06/2016. Disponible en: <http://www.iiap.org.pe/publicaciones/CATALOGO/documentos/M002.pdf>

Hargreaves, J., & Tucker, C. (2004). Ammonia dynamics in fish ponds. *SRAC Publication, 4603*, 1–8.

Helfrich, L. A., & Libey, G. (2013). *Fish farming in recirculating aquaculture systems (RAS)*.

Hu, B., Shen, L., Xu, X., & Zheng, P. (2011). Anaerobic ammonium oxidation (anammox) in different natural ecosystems. *Biochemical Society Transactions, 39*(6), 1811–1816. <https://doi.org/10.1042/BST20110711>

Jordan, R., Geisenhoff, L., Oliveira, F., de, S. R., & Martins, E. (2018). Yield of lettuce grown in aquaponic system using different substrates. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, 22*(1), 27–31. http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1415-43662018000100027

Karimaei, M. S., Massiha, S., & Mogaddam, M. (2004). Comparison of two nutrient solutions' effect on growth and nutrient levels of lettuce (*Lactuca sativa* L.) cultivars. *Acta Horticulturae, 644*, 69–76. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2004.644.6>

Kubitza, F. (23 de junio de 2017). global aquaculture alliance. Obtenido de global aquaculture alliance: <https://www.aquaculturealliance.org/advocate/el-parametro-de-calidad-del-agua-a-menudo-ignorado-ph/>

Lozada, J. P. (2010). Aislamiento Y Caracterización De *Bacillus* Spp Como Fijadores Biológicos De Nitrógeno Y Solubilizadores De Fosfatos En Dos Muestras De Biofertilizantes Comerciales. Obtenido de Javeriana: <https://www.javeriana.edu.co/biblos/tesis/ciencias/tesis404.pdf>

- Marisol Ronzón, M. P. (2012). *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. Obtenido de Tropical and Subtropical Agroecosystems:
file:///C:/Users/SO/Downloads/Albahaca%20Sistema%20acuap%C3%B3nico.pdf
- Manoharachary, C., Sridhar, K., Singh, R., Adholeya, A., Suryanarayanan, T. S., Rawat, S., & Johri, B. N. (2005). Fungal biodiversity: Distribution, conservation and prospecting of fungi from India. *Current Science*, 89(1), 58–71. <https://doi.org/10.2307/24110432>
- Martínez, R. (2012). *Puntos críticos de control en sistemas acuapónicos*. https://www.academia.edu/7882395/Puntos_críticos_de_control_en_sistemas_acuapónicos?auto=download
- Masser, M. P., Rakocy, J. E., & Losordo, T. M. (1999). *Recirculating aquaculture tank production systems: Aquaponics-Integrating fish and plant culture*. https://www.researchgate.net/publication/284496499_Recirculating_aquaculture_tank_production_systems_Aquaponics-Integrating_fish_and_plant_culture
- Mendoza, L. F. D., Mujica, J. G. Q., Cunayque, J. M. R., Lucana, G. W. A., Angulo, J. J. I., De La Cruz, V. I. S. S., Escobar, V. A. C., & Matonnier, E. M. (2019). Assessment of heterotrophic nitrification capacity in *Bacillus* spp. And its potential application in the removal of nitrogen from aquaculture water. *Journal of Pure and Applied Microbiology*, 13(4), 1893–1904. <https://doi.org/10.22207/JPAM.13.4.02>
- Miguel Antonio, M. D. (5 De Mayo De 2017). *Proyecto De Grado, Modalidad Proyecto De Emprendimiento*. Obtenido De <http://repository.udistrital.edu.co/bitstream/11349/6170/1/Pe%C3%B1aCadenaMayronDavid2017.pdf>
- Ministerio de Medio Ambiente España. (2012). La calidad de las aguas. In *La Situación Actual y los Problemas Existentes y Previsibles* (Primera, Vol. 1, pp. 196–213). Ministerio de Medio Ambiente.
- Mojica, H., Landines, M., & Rivas, D. (2018). *Fundamentos de Innovación Tecnológica en Acuicultura Intensiva*. Autoridad Nacional de Acuicultura y pesca.
- Moreno, J. A. (2016). Los Hongos: Héroes Y Villanos De La Prosperidad Humana. Obtenido de <http://www.revista.unam.mx/vol.17/num9/art69/art69.pdf>

- Mota, M. P. (2008). Instituto De Higiene Unoversidad De La Republica. Obtenido de Morfología Y Estructura Bacteriana: <http://www.higiene.edu.uy/cefa/2008/MorfologiayEstructuraBacteriana.pdf>
- Muñoz, M. E. 2012. Sistemas de recirculación acuapónicos. Informador Técnico, 76. ed. Colombia, Bogotá. 123-131 p. Consultado el 18 de junio de 2015. Disponible en: [file:///C:/Users/Toshiba/Downloads/61-119-1-SM%20\(2\).pd](file:///C:/Users/Toshiba/Downloads/61-119-1-SM%20(2).pd)
- Ofelia, M. d. (2002). Caracterización Anatómica De Las Hojas De La Albahaca Blanca (*Ocimum basilicum L.*). Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/1932/193218114006.pdf>
- Poleo, G., Aranbarrio, J. V., Mendoza, L., & Romero, O. (2011). Cultivo de cachama blanca en altas densidades y en dos sistemas cerrados. *Pesq. Agropec. Bras*, 46(4), 429–439.
- Queiruga, Á. (2019). *La tierra soporta un exceso de productos químicos*. iter press service.
- Rafael, L., Córdova, M., Porchas, M. M., José, ;, López Elías, A., Miranda Baeza, A., & Ballester, E. (2011). *Estado Actual del Uso de Biopelículas y Bioflóculos en el Cultivo de Camarón*.
- Rakocy, J., Masser, M., & Losordo, T. (2006). *Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Aquaponics - Integrating Fish and Plant Culture*. <http://aquaculture.ca.uky.edu/publication/recirculating-aquaculture-tank-production-systems-aquaponics-integrating-fish-and-plant>
- Rakocy JE, Bailey DS, Shultz RC, & Thoman ES. (2006). *Update on tilapia and vegetable production in the UVI aquaponic system*. https://www.researchgate.net/publication/237308635_Update_on_tilapia_and_vegetable_production_in_the_UVI_aquaponic_system
- Ramirez, D., Sabogal, D., Jiménez, P., & Giraldo, H. H. (2017). La Acuaponía: una alternativa orientada al desarrollo sostenible. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 4(1), 32–51. <https://doi.org/10.18359/rfcb.2230>
- Resh, H. M. (2012). *Hydroponic food production : a definitive guidebook for the advanced home gardener and the commercial hydroponic grower* (VII). CRC Press.
- Rocha, N. A. (2014). Crecimiento Y Desarrollo De Tres Variedades De Fresa En Tres Tipos De Sustratos . Obtenido de Centro De Investigación En Química Aplicada: <https://ciqa.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1025/8/1/Tesis%20MAP%20Nadia%20A%20Rocha%20de%20la%20Cruz%20Nov%2020%202014.pdf>

- Rodríguez, A. (2017). *Probióticos en la producción piscícola*.
- Rojas, R. V. (2010). *Desarrollo y evaluación de tratamientos con microondas de fresas*. Obtenido de Colección de Tesis Digitales: http://catarina.udlap.mx/u_dl_a/tales/documentos/mca/villa_r_r/
- Rurangwa, E., & Verdegem, M. C. J. (2015). Microorganisms in recirculating aquaculture systems and their management. *Reviews in Aquaculture*, 7(2), 117–130. <https://doi.org/10.1111/raq.12057>
- Schmautz, Z., Graber, A., Jaenicke, S., Goesmann, A., Junge, R., & Smits, T. H. M. (2017). Microbial diversity in different compartments of an aquaponics system. *Archives of Microbiology*, 199(4), 613–620. <https://doi.org/10.1007/s00203-016-1334-1>
- Sheema, K. K., Dorai, M., & Paul, D. (2017). Fungi in aquaponics. *Int. J. Adv. Res*, 5(7), 644–649. <https://doi.org/10.21474/IJAR01/4764>
- Simmons, P. (2002). Why do farmers have so little interest in futures markets? *Agricultural Economics*, 27(1), 1–6. <https://doi.org/10.1111/j.1574-0862.2002.tb00098.x>
- Stevens, W., Drysdale, G., & Bux, F. (2002). Evaluation of nitrification by heterotrophic bacteria in biological nutrient removal processes : research in action. *South African Journal of Science*, 98(5–6), 222–224. <https://journals.co.za/content/sajsci/98/5-6/EJC97488>
- Stouvenakers, G., Daprich, P., Massart, S., & Jijakli, M. H. (2019). Plant Pathogens and Control Strategies in Aquaponics. In *Aquaponics Food Production Systems* (pp. 353–378). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-15943-6_14
- Swiontek Brzezinska, M., Jankiewicz, U., Burkowska, A., & Walczak, M. (2014). Chitinolytic microorganisms and their possible application in environmental protection. *Current Microbiology*, 68(1), 71–81. <https://doi.org/10.1007/s00284-013-0440-4>
- Torres, A. (2017). *Dinámica de nutrientes en sistemas cerrados de recirculación en el cultivo de *Piaractus brachypomus*, *Oreochromis sp* y *Cyprinus carpio*, para su aplicación en la acuaponía* .

- Vergaray, J. (2015). Comportamiento Productivo De Dos Densidades De Siembra De *Piaractus Brachypomus* “Paco” En Un Sistema Acuapónico Superintensivo. Obtenido de Universidad Nacional Intercultural De La Amazonia: <http://repositorio.unia.edu.pe/bitstream/unia/109/1/TESIS%20DE%20SISTEMA%20ACUAPONICO.pdf>
- Villalba, V., Sánchez, A., & Cruz, J. (2011). Evaluación De Organismos Quitinolíticos Degradadores De Sustratos De Quitina-Quitosano Para Biocontrol Y Biodegradación. Obtenido de Instituto Tecnológico de Costa Rica: https://repositoriotec.tec.ac.cr/bitstream/handle/2238/780/Informe_Final.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Wang, X., L. M. Olsen, K. I. Reitan and Y. Olsen. 2012. Discharge of nutrient wastes from salmon farms: environmental effects, and potential for integrated multitrophic aquaculture. *Aquacult Environ Interact.* 2:267-283.
- Zaragoza, R. D. (2013). Evaluación de Técnicas Hidropónicas de Producción en el Cultivo de Fresa (*Fragaria x ananassa*) Bajo Invernadero. Obtenido de Centro De Investigación En Química Aplicada: <https://ciqa.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1025/67/1/Tesis%20MAP%20Ramon%20Donovan%20Zaragoza%20Nieto%20Dic%2018%202013.pdf>
- Zornoza, A., Avendaño, L., Aguado, D., Borrás, L., & Alonso, J. (2012). Análisis de las correlaciones entre la abundancia de bacterias nitrificantes, parámetros operacionales y físico-químicos relacionados con el proceso biológico de nitrificación en fangos activos. *Jornadas de Transferencia de Tecnología Sobre Microbiología Del Fango Activo*, 1–14.

Anexos

Anexo 1. Valores promedio de parámetros fisicoquímicos del agua

	T° I	T° F	≠T°	PH I	PH F	≠PH	Amonio I	Amonio F	≠Amonio	Nitritos I	Nitritos F	≠Nitritos	Nitratos I	Nitratos F	≠Nitratos
Cultivo 1, cama 1	21,8	22,2	-0,3	6,5	6,0	0,5	1,0	0,8	0,3	0,4	0,2	0,2	33,3	23,3	10,0
Cultivo 2, cama 1	21,8	22,8	-1,0	6,5	6,1	0,4	1,0	0,5	0,5	0,4	0,3	0,2	33,3	25,8	7,5
Cultivo 1, cama 2	21,8	22,2	-0,3	6,5	6,1	0,4	1,0	0,8	0,2	0,4	0,2	0,2	33,3	26,7	6,7
Cultivo 2, cama 2	21,8	22,5	-0,7	6,5	6,2	0,3	1,0	0,9	0,1	0,4	0,2	0,2	33,3	25,0	8,3
Cultivo 1, cama 3	21,8	22,3	-0,5	6,5	6,1	0,3	1,0	0,4	0,6	0,4	0,2	0,2	33,3	13,3	20,0
Cultivo 2, cama 3	21,8	22,0	-0,2	6,5	6,1	0,3	1,0	0,4	0,6	0,4	0,2	0,2	25,0	3,7	21,3

Anexo 2. Registro de los Parametro fisicoquimicos tomados

Temperatura

FECHA	CUTIVO	CAMA	D.I T°	D.F T°	DIFERENCIA T°
1	1	1	23°C	22°C	1°C
1	2	1	23°C	21°C	2°C
1	1	2	23°C	23°C	0°C
1	2	2	23°C	25°C	2°C
1	1	3	23°C	22°C	1°C
1	2	3	23°C	22°C	1°C
2	1	1	24°C	26°C	-2°C
2	2	1	24°C	27°C	-3°C
2	1	2	24°C	25°C	-1°C
2	2	2	24°C	25°C	-1°C
2	1	3	24°C	27°C	-3°C
2	2	3	24°C	27°C	-3°C
3	1	1	22°C	27°C	-3°C

3	2	1	22°C	29°C	-7°C
3	1	2	22°C	24°C	-2°C
3	2	2	22°C	24°C	-2°C
3	1	3	22°C	27°C	-5°C
3	2	3	22°C	27°C	-5°C
4	1	1	23°C	24°C	1°C
4	2	1	23°C	23°C	0°C
4	1	2	23°C	24°C	-1°C
4	2	2	23°C	24°C	-1°C
4	1	3	23°C	23°C	0°C
4	2	3	23°C	24°C	-1°C
5	1	1	20°C	17°C	3°C
5	2	1	20°C	18°C	2°C
5	1	2	20°C	19°C	1°C
5	2	2	20°C	19°C	1°C
5	1	3	20°C	18°C	2°C
5	2	3	20°C	16°C	4°C
6	1	1	19°C	17°C	2°C
6	2	1	19°C	19°C	0°C
6	1	2	19°C	18°C	1°C
6	2	2	19°C	18°C	1°C
6	1	3	19°C	17°C	2°C
6	2	3	19°C	16°C	3°C

pH

FECHA	CUTIVO	CAMA	D.I pH	D.F pH	DIFERENCIA pH
1	1	1	6.0	6.0	0
1	2	1	6.0	6.0	0
1	1	2	6.0	6.0	0
1	2	2	6.0	6.0	0
1	1	3	6.0	6.0	0
1	2	3	6.0	6.0	0
2	1	1	6.8	6.0	0.8
2	2	1	6.8	6.0	0.8
2	1	2	6.8	6.0	0.8
2	2	2	6.8	6.4	0.4
2	1	3	6.8	6.0	0.8
2	2	3	6.8	6.0	0.8
3	1	1	6.6	6.0	0.6
3	2	1	6.6	6.0	0.6
3	1	2	6.6	6.0	0.6
3	2	2	6.6	6.4	0.2

3	1	3	6.6	6.0	0.6
3	2	3	6.6	6.0	0.6
4	1	1	6.4	6.0	0.4
4	2	1	6.4	6.0	0.4
4	1	2	6.4	6.0	0.4
4	2	2	6.4	6.0	0.4
4	1	3	6.4	6.4	0
4	2	3	6.4	6.0	0.4
5	1	1	6.4	6.0	0.4
5	2	1	6.4	6.0	0.4
5	1	2	6.4	6.4	0
5	2	2	6.4	6.4	0
5	1	3	6.4	6.4	0
5	2	3	6.4	6.4	0
6	1	1	6.6	6.0	0.6
6	2	1	6.6	6.4	0.2
6	1	2	6.6	6.0	0.6
6	2	2	6.6	6.0	0.6
6	1	3	6.6	6.0	0.6
6	2	3	6.6	6.4	0.2

Amonio

FECHA	CUTIVO	CAMA	D.I AMONIO	D.F AMONIO	DIFERENCIA A
1	1	1	1.0	2.0	-1
1	2	1	1.0	1.0	0
1	1	2	1.0	2.0	-1
1	2	2	1.0	2.0	-1
1	1	3	1.0	0.50	0.5
1	2	3	1.0	1.0	0
2	1	1	4.0	2.0	2.0
2	2	1	4.0	2.0	2.0
2	1	2	4.0	2.0	2.0
2	2	2	4.0	2.0	2.0
2	1	3	4.0	1.0	3.0
2	2	3	4.0	1.0	3.0
3	1	1	0	0	0
3	2	1	0	0	0
3	1	2	0	0	0

3	2	2	0	0	0
3	1	3	0	0	0
3	2	3	0	0	0
4	1	1	0.25	0	0.25
4	2	1	0.25	0	0.25
4	1	2	0.25	0	0.25
4	2	2	0.25	0.25	0
4	1	3	0.25	0.25	0
4	2	3	0.25	0	0.25
5	1	1	0.50	0.25	0.25
5	2	1	0.50	0	0.50
5	1	2	0.50	0.50	0
5	2	2	0.50	0.50	0
5	1	3	0.50	0.25	0.25
5	2	3	0.50	0.25	0.25
6	1	1	0.25	0.25	0
6	2	1	0.25	0	0.25
6	1	2	0.25	0.50	-2.5
6	2	2	0.25	0.50	0.25
6	1	3	0.25	0.25	0
6	2	3	0.25	0.25	0

Nitritos

FECHA	CUTIVO	CAMA	D.I NITRITOS	D.F NITRITOS	DIFERENCIA N.
1	1	1	0.50	0.25	0.25
1	2	1	0.50	0.50	0
1	1	2	0.50	0.25	0.25
1	2	2	0.50	0.25	0
1	1	3	0.50	0.25	0.25
1	2	3	0.50	0.25	0.25
2	1	1	2.0	1.0	1.0
2	2	1	2.0	1.0	1.0
2	1	2	2.0	1.0	1.0
2	2	2	2.0	1.0	1.0
2	1	3	2.0	1.0	1.0
2	2	3	2.0	1.0	1.0
3	1	1	0	0	0

3	2	1	0	0	0
3	1	2	0	0	0
3	2	2	0	0	0
3	1	3	0	0	0
3	2	3	0	0	0
4	1	1	0	0	0
4	2	1	0	0	0
4	1	2	0	0	0
4	2	2	0	0	0
4	1	3	0	0	0
4	2	3	0	0	0
5	1	1	0	0	0
5	2	1	0	0	0
5	1	2	0	0	0
5	2	2	0	0	0
5	1	3	0	0	0
5	2	3	0	0	0
6	1	1	0	0	0
6	2	1	0	0	0
6	1	2	0	0	0
6	2	2	0	0	0
6	1	3	0	0	0
6	2	3	0	0	0

Nitratos.

FECHA	CUTIVO	CAMA	D.I NITRATOS	D.F NITRATOS	DIFERENCIA N.
1	1	1	20	20	0
1	2	1	20	10	10
1	1	2	20	20	0
1	2	2	20	10	10
1	1	3	20	10	10
1	2	3	20	20	0
2	1	1	80	20	60
2	2	1	80	40	40
2	1	2	80	40	40
2	2	2	80	40	40
2	1	3	80	20	60
2	2	3	80	2.0	60

3	1	1	0	0	0
3	2	1	0	0	0
3	1	2	0	0	0
3	2	2	0	0	0
3	1	3	0	0	0
3	2	3	0	0	0
4	1	1	0	0	0
4	2	1	0	5.0	5.0
4	1	2	0	0	0
4	2	2	0	0	0
4	1	3	0	0	0
4	2	3	0	0	0
5	1	1	50	50	0
5	2	1	50	50	0
5	1	2	50	50	0
5	2	2	50	50	0
5	1	3	50	50	0
5	2	3	0	0	0
6	1	1	50	50	0
6	2	1	50	50	0
6	1	2	50	50	0
6	2	2	50	50	0
6	1	3	50	0	50
6	2	3	50	0	50

Anexo 3. Fotos del sistema acuaponico



