

UNIVERSIDAD PERUANA UNIÓN
FACULTAD DE INGENIERÍA Y ARQUITECTURA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AMBIENTAL



Una Institución Adventista

Eficiencia de remoción de nutrientes en efluentes de piscigranja mediante sistema de cultivo hidropónico aplicando diseños de experimentos

Tesis para optar el Título Profesional de Ingeniero Ambiental

Por:

Richard Quispe Fernández

Asesor

PhD. Noé Benjamín Pampa Quispe

Coasesor

Mag. Victor Stive Flores Gómez

Lima, diciembre de 2018

DECLARACIÓN JURADA DE AUTORIA DE INFORME DE TESIS

Yo PhD. Noé Benjamín Pampa Quispe, de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura, Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental, de la Universidad Peruana Unión.

DECLARO:

Que el presente informe de investigación titulado: **“EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN EFLUENTES DE PISCIGRANJA MEDIANTE SISTEMA DE CULTIVO HIDROPÓNICO APLICANDO DISEÑOS DE EXPERIMENTOS”** constituye la memoria que presenta el **Bachiller Richard Quispe Fernández**, cuya tesis ha sido realizado en la Universidad Peruana Unión bajo mi dirección.

Las opiniones y declaraciones en este informe son de entera responsabilidad del autor, sin comprometer a la institución.

Y estando de acuerdo, firmo la presente declaración en Lima, al 12 de febrero del 2019


PhD. Noé Benjamín Pampa Quispe
Asesor

Eficiencia de remoción de nutrientes en efluentes de piscigranja
mediante sistema de cultivos hidropónico, aplicando diseños de
experimentos

TESIS

Presentada para optar el Título Profesional de Ingeniero Ambiental

JURADO CALIFICADOR


Mg. Iliana Del Carmen Gutiérrez Rodríguez
Presidenta


Mg. Jackson Edgardo Pérez Carpio
Secretario


Mg. Milda Amparo Cruz Huaranga
Vocal


Ing. Orlando Alán Poma Porras
Vocal


Dr. Noé Benjamín Pampa Quispe
Asesor

Lima, 19 de diciembre de 2018

DEDICATORIA

A mi Patria:

Perú cuna de hombres ingeniosos,
talentosos, guerreros y forjadores de hoy
y siempre.

Perú, emblema de megadiversidad;

Perú, país de grandes oportunidades.

Perú, nación de grandes hombres;

Perú, el hoy es la verdad y la educación
es la senda del desarrollo verdadera.

A mi Familia:

A mis queridos padres, María
Fernández y Gerardo Quispe: por
ser únicos y los mejores.

A mi abuela, Epifanía Laurente por
su amor incondicional y rectitud.

A mi hermana Deysi y mi hermano
Alexander, por ser parte de mí ser.

A mi Dios:

Por amarme, guiarme, cuidarme, por darme una
vida, una familia maravillosa, por haber venido
a este mundo en esta generación, y sobre todo
por estar siempre conmigo.

Por ser mi socio ideal, mejor consejero y padre.

A mis amigos y amigas:

A los empresarios, por inspirarme

A los soñadores, por identificarme

A los líderes, por despertarme

A los políticos, por informarme

A los extranjeros, hermandad

A los estudiantes, por curiosar

A los del barrio, por colaborar

A los peloteros, por hacer deporte

A los de la residencia, hermanos.

A mis maestros:

Juan M. Canelo Quispe por ser un
padre, amigo, consejero y docente.

Miguel.A Cornejo por sus grandes
enseñanzas, consejos y liderazgo.

P. Dipaz por ser ejemplo en mi
infancia.

Noé Pampa, por direccionarme en
la ciencia e investigación.

AGRADECIMIENTO

A mis padres y familiares por el financiamiento de esta investigación de tesis.

A mis asesores de Tesis: PhD. Noé Benjamín Pampa Quispe y Mag. Victor Stive Flores Gómez, por aportar sus conocimientos a esta investigación.

Mis grandes agradecimientos a la familia Jaulis, por darme la facilidad y acceso a la instalación de piscigranja.

A la Universidad Peruana Unión, que ha sido un lugar especial durante cinco años de vida. A la escuela de Ingeniería Ambiental, por su compromiso de solucionador de problemas ambientales y al Proyecto de investigación de la escuela Ingeniería Ambiental que han sido experiencias únicas, mis agradecimientos a la Ingeniera Milda Cruz.

Mis más sinceros agradecimientos a los grandes profesionales que han sido un pilar en esta recopilación de conocimientos:

Dr. Alfredo Rodríguez Delfín (Director de Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral-UNALM), Elsa V. Vega Galarza (docente de la Facultad Pesquería de UNALM), Luis. A Salas Orozco (Especialista en Hidroponía de Apatzingán, Michoacán-México), Fernando Girano (Ingeniero Agrónomo), Fredy Oré (Ingeniero Ambiental).

Finalmente, mi mayor agradecimiento a todos los investigadores, científicos, técnicos y trabajadores de diferentes lugares que me trataron bien, cuando acudí a ellos.

Tabla de contenido

DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTO.....	v
RESUMEN.....	xix
ABSTRACT.....	xx
CAPÍTULO I.....	21
INTRODUCCIÓN	21
1.1. Objetivo general	26
1.1.1. Objetivo específicos	26
CAPÍTULO II:	27
REVISIÓN DE LA LITERATURA	27
2.1. Acuicultura.....	27
2.1.1. El rol de la acuicultura en el sistema alimentario mundial	27
2.1.2. Crecimiento de la acuicultura.....	29
2.1.3. Especies cultivadas en acuicultura	32
2.1.4. Acuicultura en Perú.....	33
2.1.4.1. El desarrollo de acuicultura peruana apoyada con bases legales.	33
2.1.4.2. Principales zonas y especies en el desarrollo de acuicultura en el Perú.	34
2.1.4.3. Tilapia en Perú	37
2.1.4.4. Técnicas de cultivo de la tilapia en el Perú	38
2.1.5. Alimentación en la acuicultura.....	40
2.1.6. Calidad de agua para peces	42
2.1.6.1. Temperatura	43
2.1.6.2. Conductividad eléctrica (CE).....	43
2.1.6.3. Oxígeno disuelto (OD).....	45
2.1.6.4. Potencial de hidrógeno (pH)	46
2.1.6.5. Alcalinidad	46

2.1.6.6. Dureza	47
2.1.6.7. Dióxido de carbono	47
2.1.6.8. Salinidad.....	48
2.1.6.9. Hierro	48
2.1.6.10. Cloro.....	48
2.1.6.11. Sulfuro de hidrógeno	49
2.1.6.12. Claridad del agua.....	49
2.1.6.13. Luz y oscuridad	49
2.1.6.14. Nitrógeno (N)	50
2.1.6.15. Fósforo (P).....	58
2.1.7. Contaminación del agua por la acuicultura	61
2.1.8. Eutrofización del agua por la acuicultura.....	66
2.1.9. Búsqueda de acuicultura sostenible.....	68
2.2. Agricultura	69
2.3. Hidroponía.....	72
2.3.1. Solución nutritiva para sistemas hidropónicos.....	74
2.3.2. Sistemas hidropónicos.....	74
2.3.2.1. Recirculante o la técnica de película nutritiva (NFT)	74
2.3.2.2. Raíz flotante o cultivo de agua profunda (DWC, por sus siglas en inglés, Deep Water Cultivation).....	75
2.3.2.3. Sistemas hidropónicos con sustratos o medio de cultivo.	76
2.3.2.4. Clases de sustrato	76
2.3.2.5. Polímeros sintéticos.....	77
2.3.2.6. Elección del medio	80
2.3.2.7. Filtración	80
2.4. Acuaponía.....	79
2.5. Marco Legal	79
CAPITULO III	80

MATERIAL Y MÉTODOS	80
3.1. Lugar de ejecución	80
3.2. Condiciones ambientales.....	81
3.3. Instalación existente	82
3.4. Origen de las aguas que ingresan al estanque	82
3.5. Alimentación de peces	83
3.6. Procedimientos para implementación de un sistema de cultivo hidropónico	83
3.6.1. Implementación del sistema hidropónico.....	83
3.6.2. Materiales y equipos empleados para colocación de sistema de invernadero.....	85
3.6.3. Medición del aforo de caudal en afluente y efluente de piscigranja	86
3.7. Monitoreo y caracterización de la calidad del agua de afluente y efluente de la piscigranja y del sistema hidropónico.....	87
3.8. Medición del crecimiento de las raíces y tallos de las lechugas (<i>Lactuca sativa</i> L).....	88
3.9. Diseño experimental.....	88
3.10. Diseño Estadístico	89
3.10.1. Diseño de experimentos factorial	89
3.10.2. Diseño T-Test variables dependientes.....	90
3.10.3. Regresión múltiple	90
3.11. Análisis estadístico.....	91
3.11.1. Factorial.....	91
3.11.2. T-test VD.....	91
3.11.3. Regresión múltiple	91
3.12. Determinación de la eficiencia de remoción	92
CAPITULO IV	93
RESULTADOS Y DISCUSIONES	93
4.1. Diseño y dimensiones de sistema hidropónico	93
4.1.2. Dimensiones de los polímeros para adaptación de los microorganismos	95
4.1.3. Densidades de los polímeros y del agua.....	97

4.2. Análisis de los parámetros fisicoquímicos en la piscigranja.....	99
4.2.1. Análisis de los parámetros físico del afluente y efluente de la piscigranja.....	99
4.2.2. Resultado del análisis de parámetros químicos de la piscigranja.....	102
4.2.2.1. Nitrógeno amoniacal total (NAT) en la piscigranja	103
4.2.2.2. Fósforo total (PT) en la piscigranja.....	105
4.2.2.3. Nitrato en la piscigranja	107
4.2.2.4. Aforo del caudal del afluente y efluente de piscigranja	107
4.3. Análisis de los parámetros físicos y químicos en el sistema hidropónico	108
4.3.1. Análisis de los parámetros físicos en el agua hidropónica.....	108
4.3.2. Parámetros químicos en el agua hidropónica	114
4.3.2.1. Nitrógeno amoniacal total (mg/L) en el sistema hidropónico.....	115
4.3.2.2. Fósforo total (mg/L) en el sistema hidropónico	118
4.3.2.3. Nitrato en el sistema hidropónico.....	123
4.4. Control de los crecimientos de la lechuga a diferentes densidades de polímeros.....	126
CAPITULO V	129
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	129
5.1. CONCLUSIONES	129
5.2. RECOMENDACIONES	130
REFERENCIAS	131
ANEXOS.....	153
7.1. Anexo I. Implementación del proyecto de investigación	153
7.2. Anexo II. Diseño y dimensiones del sistema hidropónico	159
7.3. Anexo III. Resultados del aforo de caudal	161
7.4. Anexo IV. Análisis estadístico de parámetros fisicoquímicos en piscigranja.....	162
7.5. Anexo V. Análisis estadístico de parámetros físicos del sistema hidropónico	166
7.6. Anexo VI. Análisis estadístico de parámetros químicos en el cultivo hidropónico....	169
7.6. Anexo VII. Control del crecimiento de las plantas de lechuga	170

7.7. Anexo VIII. Flujo experimental	176
7.8. Anexo IX. Resultados de los análisis de NAT y PT	176

Lista de tablas

Tabla 1. Producción (millones de toneladas) mundial de pescado	31
Tabla 2. Principales especies producidas por la acuicultura en el mundo	32
Tabla 3. Nomenclatura del pez tilapia	38
Tabla 4. Amoniacó (NH_3) en función del pH y la temperatura.....	52
Tabla 5. Comparación de la agricultura en suelo e hidroponía	71
Tabla 6. Nutrientes esenciales para las plantas	74
Tabla 7. Características de los diferentes sustratos	77
Tabla 8. Comparación de los diversos sistemas de cultivo acuaponicos descritos anteriormente.....	82
Tabla 9. Materiales y equipos necesarios para el cultivo hidropónico.....	85
Tabla 10. Materiales y equipos empleados para colocación de sistema de invernadero y/o estructuras de sombra	86
Tabla 11. Materiales y equipos empleadas para el aforo de caudal de ingreso.....	86
Tabla 12. Materiales empleados el control de crecimiento de lechuga.....	88
Tabla 13. Parámetros y niveles del diseño factorial.....	89
Tabla 14. Experimento factorial con variables independientes y dependientes.....	90
Tabla 15. Dimensiones de la estructura hidropónica	93
Tabla 16. Dimensión del polímero polietileno de tereftalato (PET)	95
Tabla 17. Dimensión del polímero de poliuretano (PU)	95
Tabla 18. Densidades de los materiales empleadas en la investigación.....	98
Tabla 19. Resultados obtenidos de los parámetros físicos de afluente y efluente de piscigranja	100
Tabla 20. Parámetros físicos establecidos en la ECA para conservación acuática de los ríos (MINAM, 2016).....	100
Tabla 21. Resultados obtenidos de los parámetros químicos de afluente y efluente de piscigranja	102
Tabla 22. Caudales medidos en la piscigranja	107
Tabla 23. Resultados de los parámetros físicos en el sistema hidropónico.....	109

Tabla 24. Resultados de los parámetros químicos en el sistema de hidroponía.....	114
Tabla 25. Eficiencia (%) de remoción de los parámetros químicos en el sistema hidropónico	115
Tabla 26. Análisis de varianza de la remoción de nitrógeno amoniacal total	115
Tabla 27. Análisis de varianza de la remoción de fósforo total	118
Tabla 28. Resultados del aforo de caudal por triplicado en la piscigranja	162
Tabla 29. Análisis estadístico de la Temperatura (°C) en piscigranja con significancia al $p<0.05$	162
Tabla 30. Análisis estadístico de oxígeno disuelto (mg/L) en piscigranja con significancia al $p<0.05$	163
Tabla 31. Análisis estadístico de conductividad eléctrica (us/cm) en piscigranja con significancia al $p<0.05$	163
Tabla 32. Análisis estadístico de potencial de hidrogeno en piscigranja con significancia al $p<0.05$	164
Tabla 33. Análisis estadístico de NAT (mg/L) en piscigranja con significancia al $p<0.05$..	164
Tabla 34. Análisis estadístico de fósforo total (mg/L) en piscigranja con significancia al $p<0.05$	165
Tabla 35. Análisis de varianza de la temperatura (°C) en el cultivo hidropónico.....	166
Tabla 36. Análisis de varianza de oxígeno disuelto (mg/L) en el cultivo hidropónico.....	167
Tabla 37. Análisis de varianza de la conductividad eléctrica (uS/cm) en el cultivo hidropónico.....	167
Tabla 38. Análisis de varianza de pH en el cultivo hidropónico.....	168
Tabla 39. Resultados de NAT (mg/L) en el cultivo hidropónico y ECA	169
Tabla 40. Estimaciones del efecto del NAT (mg/L) en el cultivo hidropónico	169
Tabla 41. Estimaciones del efecto del fósforo total (mg/L) en el cultivo hidropónico.....	170
Tabla 42. Crecimiento del tallo en centímetro de la lechuga en diferentes tipos de polímeros	170
Tabla 43. Crecimiento de la raíz en centímetros de la lechuga en diferentes tipos de polímeros.....	171
Tabla 44. Regresión lineal del crecimiento de tallo con sustrato de PET.....	171
Tabla 45. ANOVA del crecimiento de tallo de lechuga con sustrato de PET	171

Tabla 46. Regresión lineal del crecimiento de tallo con sustrato de PU	172
Tabla 47. ANOVA del crecimiento de tallo de lechuga con sustrato de PU	172
Tabla 48. Regresión lineal del crecimiento de tallo con sustrato de PET/PU.....	172
Tabla 49. ANOVA del crecimiento de tallo de lechuga con sustrato de PET/PU	173
Tabla 50. Regresión lineal del crecimiento de la raíz con sustrato de PET	173
Tabla 51. ANOVA del crecimiento de la raíz de lechuga con sustrato de PET.....	173
Tabla 52. Regresión lineal del crecimiento de la raíz con sustrato de PU	174
Tabla 53. ANOVA del crecimiento de la raíz de lechuga con sustrato de PU.....	174
Tabla 54. Regresión lineal del crecimiento de la raíz con sustrato de PET/PU	175
Tabla 55. ANOVA del crecimiento de la raíz de lechuga con sustrato de PET/PU	175

Lista de figuras

Figura 1. Proyección del porcentaje total del pescado alimentario suministrado por la acuicultura	28
Figura 2. Producción per cápita de pescado originario de la acuicultura (excepto plantas acuáticas)	30
Figura 3. Contribución del pescado para consumo humano de la acuicultura.....	30
Figura 4. Producción mundial de la acuicultura y pesca de captura	31
Figura 5. Producción acuícola global con y sin alimento (1995-2014)	33
Figura 6. Las principales zonas y especies cultivadas	35
Figura 7. Pozas de cultivo de trucha en Obrajillo, provincia de Canta, en la sierra	35
Figura 8. Piscigranja de truchas que se abastece con las aguas del río Chillón, en la sierra ..	36
Figura 9. Acuicultura peces tropicales (Cachuela, Puerto Maldonado)	36
Figura 10. Dibujo lineal y fotografía de (<i>Oreochromis niloticus</i>)	37
Figura 11. Diagrama del comportamiento de nutrientes (N y P) en estanques de acuicultura... ..	62
Figura 12. Curva de crecimiento de la lechuga con respecto al área foliar y días	73
Figura 13. Unidad de técnica de película de nutrientes	75
Figura 14. Raíz flotante o cultivo de agua profunda.....	76
Figura 15. Mapa de ubicación del lugar de estudio	80
Figura 16. Las temperaturas mes agosto del año 2018	81
Figura 17. Las temperaturas mes septiembre del año 2018	82
Figura 18. Sistema hidropónica raíz flotante	93
Figura 19. Densidades de los materiales empleadas en la hidroponía	98
Figura 20. Parámetros físicos de afluente y efluente de piscigranja con sus respectivas desviaciones estándar	100
Figura 21. Parámetros químicos del afluente y efluente de la piscigranja con las respectivas desviación estándar	103
Figura 22. Comparación de resultados del análisis en la piscigranja de afluente y efluente	104
Figura 23. Comparación de resultados del análisis en la piscigranja.....	106

Figura 24. Diagrama de contorno de valores de NAT relación tiempo y densidad de polímero	116
Figura 25. Diagrama de superficie de respuesta de valores de NAT (mg/L).....	117
Figura 26. Diagrama de contorno de valores de fósforo total relación tiempo y densidad de polímero	119
Figura 27. Diagrama de superficie de respuesta de valores de fósforo total (mg/L)	120
Figura 28. Generación de nitrato en el sistema hidropónico.....	124
Figura 29. Regresión lineal crecimiento del tallo de la lechuga con sustratos de polímeros	126
Figura 30. Regresión lineal de crecimiento de las raíces de la lechuga.....	127
Figura 31. Plántulas de lechuga empleadas en cultivo hidropónico	153
Figura 32. Colocación de plancha tecnopor a cada caja hidropónica	153
Figura 33. Polímero (PET) empleadas en el cultivo hidropónico.....	153
Figura 34. Polímero (PU) empleadas en el cultivo hidropónico.....	154
Figura 35. Polímeros (PET/PU) empleadas en el cultivo hidropónico	154
Figura 36. Completo el sistema hidropónico	154
Figura 37. Plantilla para control del crecimiento de la lechuga.....	155
Figura 38. Control del crecimiento de tallo y raíz	156
Figura 39. Desarrollo de raíz en sustrato de PU (a) y sustrato PET (b).....	156
Figura 40. Desarrollo completo de la lechuga	156
Figura 41. Aforo de caudal en el efluente piscigranja	157
Figura 42. Aforo de caudal en el afluente piscigranja	157
Figura 43. Rotulado de muestra para análisis respectivo.....	158
Figura 44. Limpieza del equipo de medición.....	158
Figura 45. Evaluación de los parámetros físicos del agua hidropónica	158
Figura 46. Plano del invernadero del cultivo hidropónico con medidas en cm	159
Figura 47. Diseño del invernadero en 3D	160
Figura 48. Sistema hidropónico en estructura de invernadero.....	160
Figura 49. Plano de sistema hidropónico en medidas cm	161

Figura 50. Componentes del sistema hidropónico en 3D	161
Figura 51. Caja de comparación de T (°C) en la piscigranja	162
Figura 52. Caja de comparación de oxígeno (mg/L) disuelto en la piscigranja.....	163
Figura 53. Caja de comparación de conductividad eléctrica (us/cm) en la piscigranja	163
Figura 54. Caja de comparación de pH en la piscigranja.....	164
Figura 55. Caja de comparación de NAT (mg/L) en la piscigranja	164
Figura 56. Prueba de normalidad de NAT en piscigranja	165
Figura 57. Caja de comparación de fósforo total (mg/L) en la piscigranja.....	165
Figura 58. Prueba de normalidad de fósforo total (mg/L) en piscigranja	166
Figura 59. Diagrama de superficie de respuesta de la temperatura (°C).....	166
Figura 60. Diagrama de superficie de respuesta de oxígeno disuelto (mg/L).....	167
Figura 61. Diagrama de superficie de respuesta de conductividad eléctrica (uS/cm)	168
Figura 62. Diagrama de superficie de respuesta de pH.....	168
Figura 63. Significancia de NAT (mg/L) mediante sistema hidropónica	169
Figura 64. Significancia de fósforo total (mg/L) mediante sistema hidropónica.....	170
Figura 65. Prueba de normalidad de crecimiento del tallo de lechuga en sustrato PET	171
Figura 66. Prueba de normalidad de crecimiento del tallo de lechuga en sustrato PU	172
Figura 67. Prueba de normalidad de crecimiento del tallo de lechuga en sustrato PET/PU.	173
Figura 68. Prueba de normalidad de crecimiento de la raíz de lechuga en sustrato PET	174
Figura 69. Prueba de normalidad de crecimiento de la raíz de lechuga en sustrato PU	174
Figura 70. Prueba de normalidad de crecimiento de la raíz de lechuga en sustrato PET/PU	175
Figura 71. Proceso de diseño de investigación	176

Lista de ecuaciones

Ecuación 1. Reacción de NAT	51
Ecuación 2. Método volumétrico	86
Ecuación 3. Fórmula de diseño factorial	89
Ecuación 4. Fórmula de regresión múltiple.....	91
Ecuación 5. Eficiencia de remoción	92
Ecuación 6. Modelo lineal del tratamiento de NAT.....	115
Ecuación 7. Modelo lineal del tratamiento de fósforo total	118

RESUMEN

La actividad de acuicultura aporta grandes cantidades de nitrógeno y fósforo a los cuerpos de agua, provocando la eutrofización. Por ello, es necesario tratar los efluentes de esta actividad. El objetivo de esta investigación fue evaluar la eficiencia de la remoción de nutrientes de nitrógeno amoniacal total (NAT), fósforo total y nitrato del efluente de piscigranja, mediante aplicación de cultivo hidropónico de raíz flotante, para ello se empleó planta de *Lactuca sativa*, se planteó un diseño experimental 2^2 con un punto central; como factores dependientes se consideraron los días de tratamiento y las densidades de polímeros sintéticos de tereftalato de polietileno (PET) y poliuretano (PU) empleados como medios de adaptación de los microorganismos. El efluente de la piscigranja presentó 37.0 mg/L de NAT, 27.0 mg/L de fósforo total y 0.0 mg/L de nitrato. Respecto a los resultados sobre remoción de NAT aplicando de sistema hidropónico, al día 16 fue de 96.9% con sustrato PET y 97.3% con sustrato PU, al día 23 la remoción fue de 97.6% mezcla de sustrato PET/PU; al día 30 fue de 98.2% sustrato PET y 97.8% sustrato PU. En los referente al fósforo; se observó alta remoción al día 16 (96.3%) con sustrato PET y 99.0% con sustrato PU, al día 23 remoción fue al 99.9% mezcla de sustrato PET/PU y al día 30 remoción fue al 98.8% sustrato PET y 99.9% sustrato PU; mientras tanto el nitrato en su generación no llegó superar a 1 mg/L. Se concluye que la aplicación del sistema hidropónico con polímeros sintéticos a diferentes densidades fue eficiente en la remoción de nutrientes de NAT y fósforo total.

Palabras clave: Piscigranja, hidroponía, Nitrógeno Amoniacal Total, Fósforo total y Remoción.

ABSTRACT

The aquaculture activity contributes large amounts of nitrogen and phosphorus to the bodies of water, causing eutrophication. Therefore, it is necessary to treat the effluents of this activity. The objective of this research is to evaluate the efficiency of the removal of nutrients from total ammonia nitrogen (NAT), total phosphorus and nitrate of fish-oil effluent, by application of floating root hydroponics, for this, *Lactuca sativa* plant was used, an experimental design 22 with a central point was proposed; the days of treatment and the densities of synthetic polymers of polyethylene terephthalate (PET) and polyurethane (PU) were considered as a dependent factor employees as means of adapting microorganisms. The effluent from the fish farm presented 37.0 mg / L of NAT, 27.0 mg / L of total phosphorus and 0.0 mg / L of nitrate, with the application of the hydroponic system, removal of NAT was achieved at day 16, 96.9% was obtained with PET substrate, 97.3% with PU substrate, at day 23, 97.6% removal of PET / PU substrate mixture and at day 30, removal of 98.2% substrate. PET and 97.8% PU substrate; the total phosphorus removal at day 16 was 96.3% with PET substrate, 99.0% with PU substrate, at day 23, 99.9% removal of PET / PU substrate mixture and at day 30, removal of 98.8% PET substrate and 99.9% PU substrate; meanwhile, the nitrate in its generation did not exceed 1 mg / L. Concluding, that the application of the hydroponic system with synthetic polymers at different densities was efficient in the removal of nutrients from NAT and total phosphorus.

Keywords: Piscigranja, Hydroponics, Total Amoniactal Nitrogen, Total Phosphorus and Removal.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

Se estima que la población mundial aumentará de 6900 a 9300 millones para el año 2050 (Simpson, 2011); asimismo, en el informe de la FAO (2009) señala que la población en las zonas urbanas incrementará al año 2050 en 70% lo cual significa aumento en la demanda de producción de alimentos en un 70%. Por otro lado, existe demanda de mayores áreas de tierra para la producción agrícola, pero limitaciones de tipo físico, químico, enfermedades, etc., en las tierras aún no explotadas, hacen difícil o económicamente inviable usar dicha área para la agricultura. Varios países están a punto de alcanzar los límites de tierras disponibles, entre ellos figuran África, países de Asia Meridional y Cercano Oriente (FAO, 2009).

Simpson (2011) sustenta que las personas con niveles de vida más altos prefieren los pescados y mariscos como parte de su dieta; por lo que su demanda aumentará significativamente. Sin embargo, la producción pesquera silvestre mundial no podrá abastecer tal demanda dado a que se ha estancado y evidencia preocupante disminución según las estadísticas de la última década.

Una de las principales preocupaciones sobre la sostenibilidad de la agricultura moderna es la completa dependencia de fertilizantes químicos (sintéticos) en el proceso de producción. Estos nutrientes pueden ser costosos y difíciles de obtener. Los suministros naturales de nutrientes esenciales del suelo se están agotando a un ritmo rápido, con proyecciones de escasez mundial dentro de las próximas décadas (Somerville *et al.*, 2014).

La agricultura intensiva no ha cumplido con la satisfacción de alimentos al mundo; por ello es urgente aplicar nuevas técnicas sostenibles a la agricultura (Greenpeace, 2001).

En los últimos tiempos el consumo de pescado ha aumentado, dando origen a mayor demanda; lo cual exige mayor productividad; en especial para consumo local (Hurtado, 2018).

FAO (2013) señala que “la acuicultura, posiblemente el sector de producción de alimentos de crecimiento más acelerado, hoy representa casi el 50 % de los productos pesqueros mundiales destinados a la alimentación”.

Simpson (2011) corrobora que el consumo de pescado simboliza una rica fuente de proteínas, micronutrientes y ácidos grasos esenciales; tributo del pescado a la seguridad alimentaria y nutricional del hogar depende de la disponibilidad, acceso y preferencias culturales y personales.

Como respuesta a las demandas se han practicado a lo largo de los años la producción de peces, y cuando la piscicultura costera moderna comenzó hace unos 30 años, prácticamente nadie hacía las cosas bien, ni para el medio ambiente ni para la sostenibilidad a largo plazo de la industria (Simpson, 2011).

El mayor porcentaje de producción mundial de los peces proviene de aguas dulces. Estos peces se crían en estanques, lagos, canales, jaulas y tanques y se benefician de una amplia gama de insumos, tecnología y manejo (Hall *et al.*, 2011).

Perú no es ajeno a estas situaciones, al año 2003, existían en el territorio nacional un total de 9 685,12 hectáreas con permisos para la práctica acuícola, de los cuales el 8,5% en aguas continentales, los más utilizados son en estanques y, en menor grado jaulas y tanques, esto para la producción de tilapia y el 91,5% se ubican en zona marina (FAO, 2005). A pesar de considerarse actividad incipiente el crecimiento es mayor cada año (Kleeberg y Rojas, 2012).

Mariano, Huaman, Mayta, Montoya y Chanco (2010) describen como las lagunas Cucancocha, Ayhuin, Tranca Grande, Pomacocha, Tipicocha, Habascocha y Huascacocha, delimitados entre las vertientes occidentales de la cuenca del Mantaro y orientales de la cuenca alta del Perene, ubicada en la región de Junín, tuvieron un alto impacto desde 1996 cuando se inició el cultivo de trucha en jaulas flotantes, y engordadas con alimentos balanceados peletizados los cuales sumados a los desechos fecales constituyen un importante aporte de materia orgánica al ecosistema acuática.

Dentro de los impactos ambientales más graves que son forjados por la acuicultura, es la descarga directa de los efluentes, con múltiples nutrientes, en aguas continentales y costeras (Tacon y Forster, 2003; Chopin *et al.*, 2002). El efluente del estanque desemboca directamente sobre fuentes naturales, creando alteraciones como aumento en la concentración de sólidos en suspensión (SST), disminución en la concentración de oxígeno (OD), aumento en la demanda química de oxígeno (DQO) y demanda biológica de oxígeno (DBO), inclusión de fósforo, formas variadas de nitrógeno (amonio, amoniaco, nitritos y nitratos), crecimiento desmedido de algas, eutrofización y entre otras (Troell y Neori, 2005).

Esta investigación está enfocada en los nutrientes que se generan en la piscigranja, los cuales son: nitrógeno amoniacal total, fósforo total y nitrato.

El contenido de fósforo junto con el nitrógeno produce un crecimiento excesivo de algas y plantas flotantes en los cuerpos de agua. Estos crecimientos profusos causan un problema ecológico de escasez de oxígeno y desastres ambientales (Yadav, Kumar y Ogunlela, 1983).

Provocar alteración en el ambiente acuático es tener efectos negativos en los sistemas naturales, económicos y sociales (Jia *et al.*, 2015; Chen, Hu, Guo y Dahlgren, 2015).

La descarga de efluentes de la actividad acuícola tiene impactos negativos en la calidad de agua de recepción cuando se descarga sin tratar (Forenshell, 2001; Miller y Semmens, 2002; Schulz, Gelbrecht y Rennert, 2003). Hay algunos indicios de que la acuicultura continental ha sido responsable del deterioro de los cuerpos de agua utilizadas para el consumo humano (Páez, 2001), las altas concentraciones de amoníaco enferman a los peces, esto afecta a la sociedad de forma directa o indirecta (Martinez y Martinez, 2012).

Cuando los peces se enferman el propietario invierte en los medicamentos de los peces, y también los perjudicados son los consumidores del mercado local, sucede que para solventar la demanda se importan pescados, los costos tienden a elevarse y sucede algo similar cuando se quiere aplicar tratamiento de efluentes de la actividad acuícola, las tecnologías existentes son costosas y necesitan de especialistas para su labor, los cuales se resumen en impactos de la economía (Camargo y Alonso, 2006; Martinez y Martinez, 2012).

La piscigranja familiar de Carapongo ha sido el centro de esta investigación; tiene aproximadamente 2000 especies de pez tilapia; por ello se evidenciaron la presencia de algas, existencia de pellets sobre la columna de agua, se han observado en ocasiones peces muertos, los cuales fueron indicios de nitrógeno amoniacal total, fósforo total y nitrato; también al no tener tratamiento el efluente era motivo de investigación.

Por ello esta investigación se planteó con el propósito de proponer una alternativa de tratamiento de efluentes a fin de mejorar la calidad del agua, considerando los Estándares de Calidad Ambiental para Agua mencionado en D. S N° 004-2017-MINAM; para Categoría 4: Conservación del ambiente acuático, subcategoría de ríos de la sierra, costa y selva.

Para disminuir los niveles de nutrientes del agua se aplicó la hidroponía empleando polímeros con diferentes densidades cuyo sistema desempeñó la función de biofiltro y se mejoró la calidad del agua.

Estim, Saufie y Mustafa (2018) señalan que el sistema de hidroponía con efluente de acuicultura es rentable y eficiente para la purga de desechos tóxicos del agua, siendo efectiva eliminación de compuestos de nitrógeno.

En este sistema, los productos de excreción de los peces se descomponen por la actividad microbiana, y la resultante de los subproductos pueden ser aprovechados en sistemas hidropónicos para el crecimiento vegetal (Endut *et al.*, 2009; Bosma *et al.*, 2017). A medida que la planta utiliza estos metabolitos, se purifica el agua que a su vez se podría reutilizar en el sistema de acuicultura para la producción peces (Chaves, Sutherland y Lair, 1999).

En consecuencia, esta investigación ayudará a que las piscigranjas en estanques tengan desarrollo sostenible (Nichols y Savidov, 2012): A nivel ambiental evitará la eutrofización de cuerpos de agua, sobre esto existen experiencias exitosas según señala (Bosma *et al.*, 2017). A nivel social aumentará la producción local de alimentos de dos fuentes (animal y vegetal) de esta forma proveerá alimento saludable a la población, al mismo tiempo generará el incremento de la economía local, (Mateus, 2009) y también demandará menos inversión para el tratamiento de los efluentes de la piscigranja (Iturbide, 2008).

1.1. Objetivo general

Evaluar la eficiencia de la remoción de nutrientes de Nitrógeno amoniacal total (NAT), fósforo total y nitrato del efluente de piscigranja mediante la aplicación de cultivo hidropónico utilizando las densidades de polímeros sintéticos como **fuentes de sistema aerobio y anaerobio**

1.1.1. Objetivo específicos

- ✓ Implementar un sistema de cultivo hidropónico con efluente de la piscigranja.
- ✓ Analizar la calidad del agua del afluente y efluente de la piscigranja con relación a la producción de nutrientes (Nitrógeno amoniacal total, fósforo total y nitrato).
- ✓ Analizar la calidad del agua del afluente y efluente del sistema hidropónico con relación a la remoción de nutrientes (Nitrógeno amoniacal total, fósforo total y nitrato).
- ✓ Determinar el crecimiento de los tallos y raíces de las lechugas (*Lactuca sativa*) aplicando regresión múltiple.
- ✓ Cuantificar y comparar la remoción de nutrientes del efluente en el sistema de cultivo hidropónico empleando las densidades de los polímeros aplicando diseños de experimentos factoriales.

CAPÍTULO II:

REVISIÓN DE LA LITERATURA

2.1. Acuicultura

La acuicultura es la crianza y producción de peces y otras especies de animales y plantas acuáticas en condiciones controladas. En varias regiones del mundo, han desarrollado y adaptado métodos de producción acuícola adaptándose a las condiciones climáticas específica y ambiental de las regiones. Por ello, existen cuatro categorías primordiales de acuicultura que son: cultivo en estanques, sistemas abiertos de agua (por ejemplo, jaulas, palangres), sistemas de recirculación y canales de flujo (Somerville *et al.*, 2014).

2.1.1. El rol de la acuicultura en el sistema alimentario mundial

Actualmente, alrededor de 21000 personas mueren cada día debido a causas relacionadas con el hambre (Mirabella, Castellani y Sala, 2014). Dentro de la agenda del Objetivo de Desarrollo Sostenible (ODS) es alcanzar la seguridad alimentaria y acabar con la malnutrición lo cual es una prioridad mundial. En este marco, la importancia de la pesca en los sistemas alimentarios locales, mundiales y su contribución a la nutrición y la salud, en particular para los pobres, lo cual se pasan por alto y se subestiman (Thilsted *et al.*, 2016).

El pescado es un producto muy importante ya que representa alrededor del 17% de la proteína animal y el 6,7% de la proteína total consumida por la población mundial (Troell *et al.*, 2014). Además, contiene aminoácidos esenciales, ácidos grasos esenciales omega3 (EPA y DHA), vitaminas (A, B y D) y minerales (yodo, calcio, hierro zinc y selenio). Por eso, el pescado juega un rol muy importante en la corrección de dietas desequilibradas (APROMAR, 2017).

Según los estudios de FAO realizado al año 2013, más de 3 mil millones de personas obtienen una quinta parte o más de la proteína por ingesta de pescado, alimento que es fuente primaria de proteínas para los hogares en 21 países. El promedio mundial de suministro per cápita de pescado ha aumentado dramáticamente durante los últimos 40 años, de 12.7 kg/año en 1961 a 21.4 kg/año en 2010. Si bien, la pesca de captura proporcionó la mayor parte del suministro durante los años 60 y 70, la acuicultura ha contribuido prácticamente a todo el crecimiento de las disponibilidad per cápita desde principios de siglo (Troell *et al.*, 2014).

Asimismo, Tidwell y Allan (2001) acotan, para satisfacer la demanda cada vez mayor de peces, la acuicultura se ha expandido muy rápidamente y ahora es la industria productora de alimentos de más rápido crecimiento en el mundo.

La FAO estima que para 2030, más de la mitad del pescado consumido por la población mundial será producido por la acuicultura (Figura 1). La producción acuícola total aumentó de forma exponencial con una tasa de crecimiento del 11% anual. Es por esta razón la acuicultura se ha convertido en un factor importante para mejorar la seguridad alimentaria, elevar los estándares nutricionales y aliviar la pobreza, especialmente en los países más pobres del mundo. De hecho, en aquellas áreas donde la necesidad es mayor, se espera que aumente la contribución del cultivo de peces y camarones (FAO, 2000).

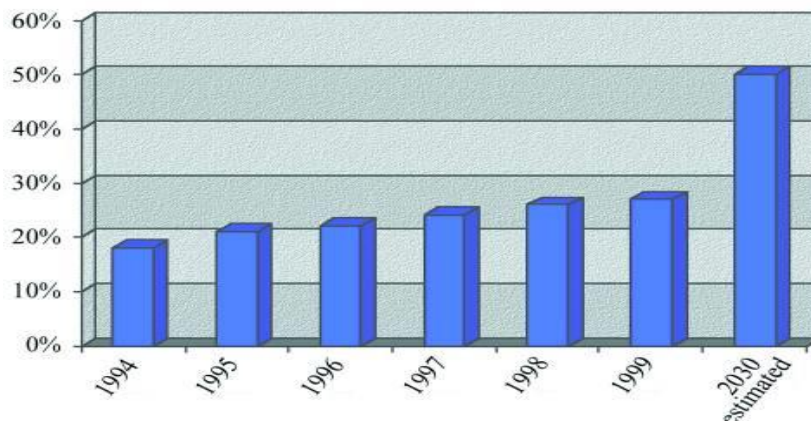


Figura 1. Proyección del porcentaje total del pescado alimentario suministrado por la acuicultura (FAO, 2000)

2.1.2. Crecimiento de la acuicultura

Más del 40% de la población mundial vive en zonas próximas a las costas, poniendo gran presión sobre los ecosistemas costeros (Brown *et al.*, 1999; Neori y Shpigel, 1999). A fines de la década de 1980, cuando la industria pesquera había alcanzado su punto máximo en su explotación, desde entonces los rendimientos han disminuido o se han estancado. La sobreexplotación está agotando las poblaciones de peces y se espera en el futuro un déficit de carne de pescado (Howgate, 1995; Tidwell y Allan, 2001). Debido a esta situación se espera de que acuicultura compense y dé soporte a la sobrepesca (Pauly *et al.*, 2002).

El informe de Asociación Empresarial de Acuicultura de España APROMAR, (2017) menciona que la acuicultura no es un complemento de la pesca, sino su evolución natural, como la ganadería en su momento reemplazó a la caza y que tiene grandes potencialidades de desarrollo porque tiene a su favor el 70% de agua de todo el globo terráqueo.

Según la FAO (2012), el ascenso rápido de la acuicultura a nivel global tiende a generar impactos positivos en la economía y poblaciones de los países, proporciona el 47% (51 millones de toneladas) del pescado consumido a nivel mundial, se calcula que la producción mundial en el 2015 fue 74 millones de toneladas y que la producción mundial aumentará de 60 a 100% durante los venideros 20 o 30 años. Los cinco continentes han exhibido tendencias generales de crecimiento en la producción acuícola, si bien en continente oceánico esta proporción ha bajado en los últimos 3 años (Figura 2), y el continente asiático reveló crecimiento mayor, en especial país de China, que ya representa porcentaje mayor de 60% en la producción acuícola mundial.

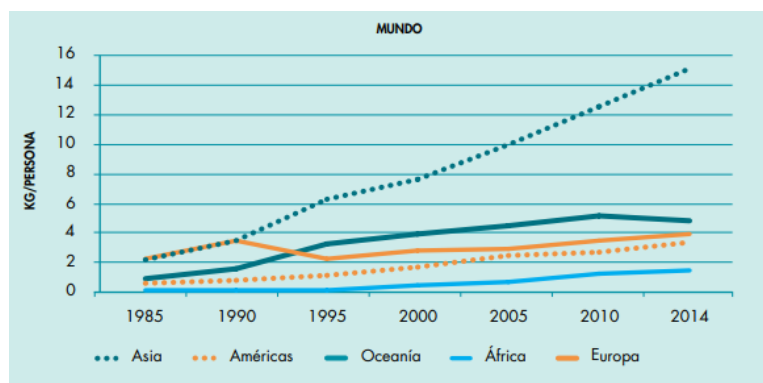


Figura 2. Producción per cápita de pescado originario de la acuicultura (excepto plantas acuáticas) (FAO, 2016)

El mayor porcentaje de producción mundial de los peces proviene de aguas dulces. Estos peces se crían en estanques, lagos, canales, jaulas y tanques y se benefician de una amplia gama de insumos, tecnología y manejo. Aunque la creciente competencia por la tierra y el agua dulce está impulsando la expansión de la acuicultura en ambientes marinos, esta tendencia no es omnipresente (Hall *et al.*, 2011).

FAO (2016) se refiere que en el año 2014 se marcó un hito cuando la contribución del sector acuícola al abastecimiento de pescado para consumo humano superó por primera vez la del pescado capturado en el medio natural (Figura 3) y en (Tabla 1) la comparación en producción de la pesca y acuicultura y (Figura 4) crecimiento de la acuicultura.

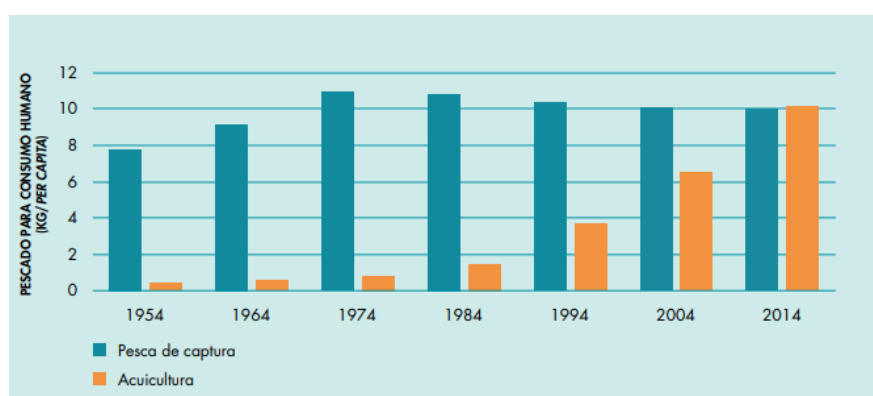


Figura 3. Contribución del pescado para consumo humano de la acuicultura y la pesca de captura (FAO, 2016)

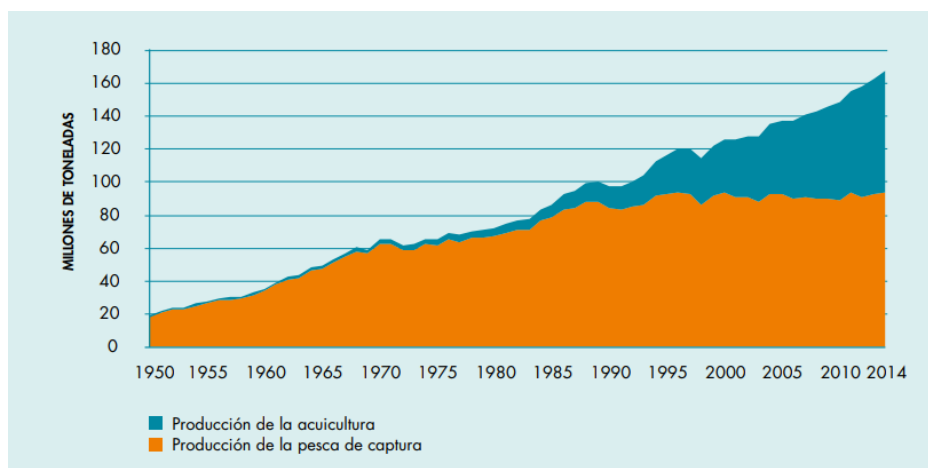


Figura 4. Producción mundial de la acuicultura y pesca de captura (FAO, 2016)

Tabla 1. Producción (millones de toneladas) mundial de pescado (FAO, 2016)

Año/Producción	2009	2010	2011	2012	2013	2014
Acuicultura						
Continental	34,3	36,9	38,6	42,0	44,8	47,1
Marina	21,4	22,1	23,2	24,4	25,5	26,7
Total acuicultura	55,7	59,0	61,8	66,5	70,3	73,8
Pesca de captura						
Marina	79,7	77,9	82,6	79,7	81,0	81,5
Continental	10,5	11,3	11,1	11,6	11,7	11,9
Total de captura	90,2	89,1	93,7	91,3	92,7	93,4
Total	145,9	148,1	155,5	157,8	162,9	167,2

Para lograr la sostenibilidad, es necesario intensificar la producción utilizando tecnologías como los sistemas de recirculación de agua y el tratamiento adecuados. Al respecto, en los últimos años se han desarrollado tecnologías de producción paralela de peces con organismos filtradores y plantas o algas, incluso sistemas multitróficos; recordando que la acuicultura surgió al principio como alternativa para “frenar” la presión de los recursos pesqueros en las costas (Brown *et al.*, 1999; Neori y Shpigel, 1999).

Para resolver satisfactoriamente los grandes desafíos a los que se enfrenta la acuicultura, se deben dirigir iniciativas de investigación e innovación para lograr eficiencia y productividad, tanto a pequeña como a gran escala. Investigaciones para mejorar la salud de los animales criados, la optimización de los piensos y de sus materias primas entre otras (APROMAR, 2017).

Según Coates (1996) citado por (Tidwell y Allan, 2001) menciona las divisiones entre la acuicultura y la pesca de captura se desvanecerán rápidamente y, en muchas regiones, ya han desaparecido. De hecho, la mejor esperanza de proporcionar peces para satisfacer las demandas futuras probablemente sean las asociaciones coordinadas de acuicultura, pesquerías silvestres tengan protección y gestión inteligente de las zonas costeras y los ecosistemas.

2.1.3. Especies cultivadas en acuicultura

En el informe APROMAR (2017) nos muestra las 10 principales especies producidas mediante acuicultura en el mundo en 2015 (Tabla 2) primero está las algas *Eucheuma* (*géneros Eucheuma y Kappaphycus*), seguida por laminaria japonesa (*Saccharina japonica*) y la tercera especie es la carpa china (*Ctenopharyngodon idella*). También en la (Figura 5) observamos el crecimiento de las especies ya sean con suministro de alimento y no alimentadas.

Tabla 2. Principales especies producidas por la acuicultura en el mundo (APROMAR, 2017)

Especie	Nombre científico	Toneladas
Alga Eucheuma	(<i>Eucheuma</i> y <i>Kappaphycus</i>)	10.189.939
Laminaria japonesa	(<i>Saccharina japonica</i>)	(8.026.782
Carpa china	(<i>Ctenopharyngodon idella</i>)	5.822.869
Ostra japonesa	(<i>Crassostrea gigas</i>)	5.178.707
Carpa plateada	(<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	5.125.461
Carpa común	(<i>Cyprinus carpio</i>)	4.328.083
Almeja japonesa	(<i>Ruditapes philippinarum</i>)	4.049.541
Tilapia del Nilo	(<i>Oreochromis niloticus</i>)	3.930.579
Alga Gracilaria	(<i>Gracilaria</i> sp.)	3.880.748
Langostino blanco	(<i>Litopenaeus vannamei</i>)	(3.879.786

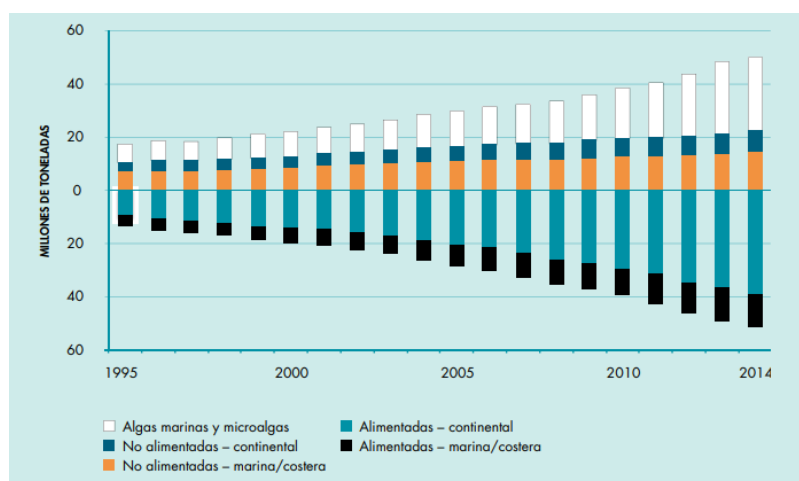


Figura 5. Producción acuícola global con y sin alimento (1995-2014) (FAO, 2014)

2.1.4. Acuicultura en Perú

Kleeberg y Rojas (2012) relatan que el sector pesquero de la acuicultura en el Perú data de mediados de la década de 1920, con la introducción de “trucha arco iris” a partir de importación de ovas embrionadas que venían de Estados Unidos de Norte América.

Kleeberg y Rojas (2012) dicen que la acuicultura en el Perú aún está orientada al cultivo de escasas especies. Arroyo y Kleeberg (2013) agregan en el 2008, el 77,8% del área otorgada (18.300 hectáreas) correspondía a la actividad acuícola marina y el 22,2% (5.240 hectáreas) a la actividad acuícola continental, las producciones van dirigidos mayormente a la exportación.

2.1.4.1. El desarrollo de acuicultura peruana apoyada con bases legales.

Existe la “Ley promoción y desarrollo de la acuicultura”, Ley N° 27460, y su Reglamento (D.S N° 030-2001-PE) y el Plan Nacional de Desarrollo Acuícola (PNDA), mediante el cual regula y promueve la actividad acuícola en aguas marinas, aguas continentales o aguas salobres, como fuente de alimentación, empleo e ingresos, optimizando los favores económicos en conformidad con la preservación del de la biodiversidad y el ambiente (Kleeberg y Rojas, 2012).

El 2010 se estableció el PNDA, cuya misión es “Promover la generación de recursos humanos materiales, tecnológicos y financieros pertinentes, así como los servicios técnicos y condiciones institucionales adecuadas, para facilitar la inversión privada en la producción acuícola y comercialización de productos de la acuicultura en el mercado nacional e internacional” (PRODUCE, 2010), además cuenta con el apoyo de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación (FAO) en el marco del Proyecto TCP/PER/3101 (D) “Estrategia Nacional para el Desarrollo Sostenible de la Acuicultura en el Perú”; del sector acuícola en el período 2009-2021 (Kleeberg y Rojas, 2012).

2.1.4.2. Principales zonas y especies en el desarrollo de acuicultura en el Perú.

Kleeberg y Rojas (2012) describen las zonas para el cultivo de las diferentes especies (Figura 6), el cultivo de trucha (Figuras 7 y 8) se desarrolla en las zonas altoandinas y está dirigido tanto al mercado interno como al externo. La tilapia es cultivada en la selva alta (región San Martín) para consumo local, y en la costa norte del país para el mercado interno y la exportación; se le considera una acuicultura incipiente por sus bajos volúmenes de producción, posteriormente se describirá a detalle a esta especie, porque es parte del estudio. Otras especies cultivadas en la amazonia peruana son peces originarios de la zona como paco (*Piaractus brachypomus*), boquichico (*Prochilodus nigricans*) y gamitana (*Colossoma macropomum*), mayormente la producción está destinado al mercado local; en la (Figura 9) podemos verificar zonas en desarrollo de acuicultura.

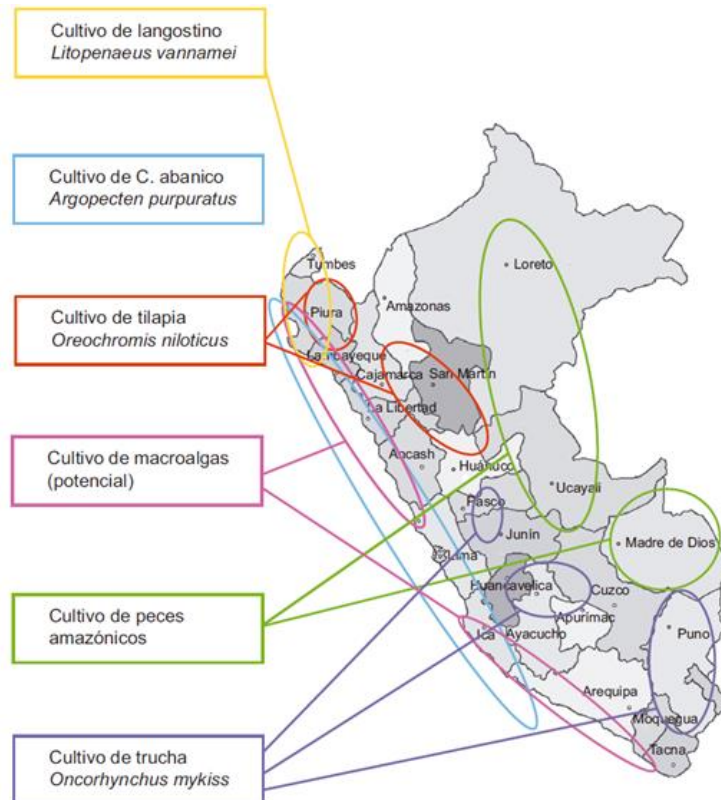


Figura 6. Las principales zonas y especies cultivadas (Kleeberg y Rojas, 2012)



Figura 7. Pozas de cultivo de trucha en Obrajillo, provincia de Canta, en la sierra de Lima (Kleeberg y Rojas, 2012)



Figura 8. Piscigranja de truchas que se abastece con las aguas del río Chillón, en la sierra de Lima (Kleeberg y Rojas, 2012)



Figura 9. Acuicultura peces tropicales (Cachueta, Puerto Maldonado) (Kleeberg y Rojas, 2012)

2.1.4.3. Tilapia en Perú

Tilapia es el nombre común de casi cien especies de peces cíclidos que se originaron en África (Zhu *et al.*, 2016), una de las especies de agua dulce más populares para crecer en los sistemas acuícolas de todo el mundo (Figura 10), son resistentes a muchos patógenos y parásitos y, manejan el estrés, son omnívoras y pueden ser agresivas (Somerville *et al.*, 2014).

Según Baltazar (2007) en la década de 1950, la Dirección General de Caza y Pesca del Ministerio de Fomento, introdujo la especie *Tilapia rendalli*, utilizada como forraje para el paiche (*Arapaima gigas*); en la década de 1970, el Instituto del Mar del Perú (IMARPE) y la Universidad Agraria La Molina introdujeron las especies *Oreochromis niloticus*, *Oreochromis hornorum* y *Oreochromis mossambica*, (Tabla 3) con fines de cultivo en la selva e investigación y en 1996 ingresa al Perú, la tilapia roja (*Oreochromis spp*), como complemento de los reproductores tilapias grises.

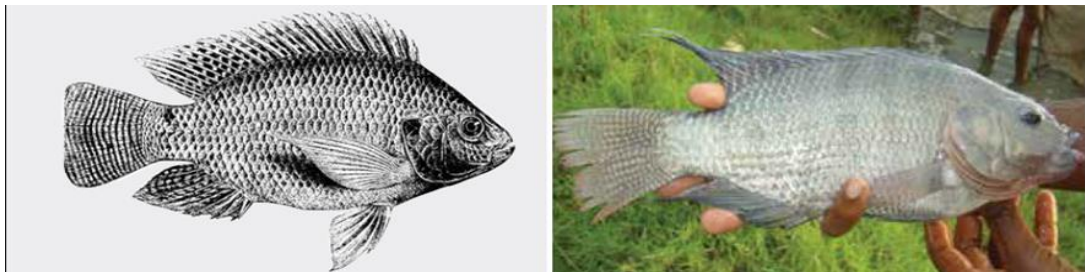


Figura 10. Dibujo lineal y fotografía de (*Oreochromis niloticus*) (Somerville et al., 2014)

Tabla 3. Nomenclatura del pez tilapia (Kleeberg y Rojas, 2012)

Clasificación	Tilapia
Reino	Animal
Phylum	Chordata
Sub-phylum	Vertebrada
Superclase	Pisces
Clase	Osteichthyes
Orden	Perciforme
Familia	Cichlidae
Género	Oreochromis
Especie	<i>Oreochromis niloticus</i>

2.1.4.4. Técnicas de cultivo de la tilapia en el Perú

A nivel extensivo, se desarrolla en las represas de Tinajones (Lambayeque), represas de Poechos, San Lorenzo (Piura), Gallito Ciego (La Libertad), laguna Morón (Ica), lago Sauce (San Martín). Se logra una producción de 200 a 250 kg/ha/año (Kleeberg y Rojas, 2012).

Asimismo, existen cerca de 500 a 1000 piscigranjas de subsistencia (Arequipa, Tacna, Lima, Amazonas, Ayacucho, Ica, La Libertad, San Martín, Piura, Junín y Pucallpa). La mayor parte de ellos no tienen resolución del Ministerio de la Producción para desarrollar la actividad, todas ellas con resultados variables (Kleeberg y Rojas, 2012).

En el nivel semiintensivo se utilizan estanques seminaturales, con superficie menor a 1 hectárea, manejados en derivación. Se logra producir de 8 a 15 t/ha/año, con una densidad de siembra de 2 a 10 peces/m² en zonas cálidas, como en la región San Martín. Asimismo, se emplean jaulas con densidades de siembra de 5 a 10 ejemplares/m²; esta se desarrolla en Huacho y Piura. Se produce de acuerdo al mercado objetivo; por ejemplo, para el mercado local se crían ejemplares de 200 a 300 gramos y para la exportación el peso entero final es de 850 a 900 gramos, que permite obtener filetes de 150 gramos (Kleeberg y Rojas, 2012).

El cultivo superintensivo, se desenvuelve en estanques de geomembrana o de concreto de 100 a 500 metro cúbico, con densidades de 15 a 20 ejemplares por metro cuadrado, recambios de agua de 700%, la producción es de 500 t/ha/año, con una aireación de 8 HP/1.000 metro cuadrado y la conversión alimenticia es de 2,2 a 1. Se viene realizando este tipo de cultivo en la provincia de Huacho, departamento de Lima, con la especie *Oreochromis niloticus* variedad roja y *Chitralada* y en el distrito de Lancones, provincia de Sullana, en el departamento de Piura, con la especie *Oreochromis aureus* (machos), soporta temperaturas más frías que las demás tilapias; se alimenta y crece a 18 °C y desova a temperaturas superiores a los 22°C (PRODUCE, 2004; Kleeberg y Rojas, 2012).

Baltazar (2007) menciona desde el año 2001 surgió varias empresas, como Melis Fishery S.A. (Piura), American Quality Acuaculture S.A. (Piura) y AcuaHuaura SAC (Huacho) para dar mayor importancia al cultivo de la Tilapia. Por parte estatal destacan Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES), entre los años los años 2003 y 2004 se implantaron en la región de Ica (Ica, Pisco, Chincha y Llipata) aproximadamente de 60 piscigranjas en el nivel de subsistencia, de las cuales se mercantizaron 1270 kg de tilapia en el mismo periodo.

También se menciona la existencia de alrededor de 600 piscigranjas de subsistencia, una escala mayor y seis de escala menor se hallan repartidas en la costa central y norte y selva oriental del Perú (Baltazar, 2007).

Nuestro país tiene aproximadamente 154 000 hectáreas, aptos para cultivar tilapia, ya que contamos con estanques de concreto o geomembrana y tierra; lugares para jaulas en las represas de Tinajones, Poechos y Gallito Ciego. Las condiciones de aguas son óptimas para la crianza, presentándonos una alternativa de comercial y desarrollo social (Baltazar, 2007).

Algo muy importante sucedió para el Perú en el 2004, nos ubicamos entre los 10 primeros países como exportador a nivel mundial de filetes frescos de tilapia y ubicándonos sexto como exportador al mercado de Norte América. Al mismo tiempo, existe un elevado demanda de tilapias en el mercado local, esta estimación arroja 90 toneladas métricas mensuales en el mercado limeño del Perú (Baltazar, 2007).

2.1.5. Alimentación en la acuicultura

Los peces requieren el equilibrio correcto de proteínas, carbohidratos, grasas, vitaminas y minerales para crecer y estar saludables. Este tipo de alimentación se considera una alimentación completa (Somerville *et al.*, 2014).

Las empresas se han centrado en la producción de harina de pescado, utilizado en la acuicultura; que es un factor que contribuye al colapso de las poblaciones de pesca en todo el mundo, con la expansión de la acuicultura, demanda grandes cantidades de peces pelágicos, producción de harina ha cambiado muy poco en los últimos 15 años (Naylor *et al.*, 2000).

El porcentaje de harina de pescado utilizada para la alimentación acuícola ha aumentado desde el 10% en 1988 hasta el 35% en 1998. Pero la gran mayoría de la harina de pescado todavía se utiliza en alimentos para ganado y para fertilizantes, mientras que la cantidad real de pescado capturado para producir harina de pescado se ha mantenido relativamente constante en 30 millones de toneladas por año (FAO, 1999) citado por (Tidwell y Allan, 2001).

Naylor *et al.* (1998) propusieron también que ciertos tipos de pescado, especialmente el salmón y el camarón, son realmente consumidores netos de pescado, lo que requiere hasta 3 kg de pescado en su alimento para producir 1 kg de pescado cultivado. Dentro de su investigación concluyeron que, debido a la dependencia de la harina de pescado, la acuicultura de estas especies está siendo subsidiada por el ecosistema marino.

Forster (1999) según las consideraciones, en acuicultura el salmón o el camarón utilizan 3 kg de pescado para producir 1 kg de aumento de peso, esto representaría una ventaja ecológica significativa en comparación con 10-15 kg de pescado usado o desperdiciado en el crecimiento y captura de 1 kg de salmón salvaje o camarones. Además, la acuicultura global es un gran productor neto, que genera 3.5–4.0 kg de pescado de alimento por cada kg de pescado pelágico utilizado en la producción de harina de pescado (Tidwell y Allan, 2001).

Es importante destacar que la eficiencia de la producción acuícola mejorará aún más. Como industria, la acuicultura todavía está en su infancia relativa, por lo que el conocimiento de los requisitos nutricionales de la mayoría de las especies de peces es bastante limitado en comparación con las aves de corral y otros animales (Tidwell y Allan, 2001).

Naylor *et al.* (2000) observó que el ganado en promedio solo consume 2-3% de harina de pescado. Sin embargo, hace 20 años, la harina de pescado también era la fuente preferida de proteínas para los alimentos de aves de corral, como es el caso de algunas especies de acuicultura en la actualidad. La menor dependencia de la harina de pescado se debió a la investigación nutricional, en particular a la cuantificación de los requisitos para los aminoácidos individuales y las necesidades energéticas, así como a la evaluación rigurosa de ingredientes alternativos. La búsqueda de ingredientes alternativos ya es una prioridad de investigación para la acuicultura por la misma razón: el deseo de minimizar los costos de alimentación (Tidwell y Allan, 2001).

Por ejemplo las dietas de bagre de canal, la proporción de harina de pescado en el alimento ha disminuido de 8 a 10% en 1990 a <3% actualmente, debido a un mejor conocimiento de sus requerimientos nutricionales (Robinson y Li, 1996).

Varias otras especies también pueden ser alimentadas con éxito con contenidos igualmente bajos de harina de pescado (Allan *et al.*, 1999). Otros factores causados por la relativa inmadurez de la industria también se beneficiarán enormemente de la investigación continua. La introducción de vacunas, por ejemplo, ha reducido la cantidad de antibióticos utilizados por kilogramo de salmón cultivado en más del 97% (Klesius *et al.*, 2001).

Es claro que toda la producción de alimentos para humanos finalmente es “subsidiada” por los ecosistemas acuáticos o terrestres, y la acuicultura no es ajena a ello. De hecho, la producción de algunas especies acuícolas está parcialmente alimentada por la productividad primaria y secundaria dentro del sistema marino, pero los peces capturados en los océanos han sido totalmente subsidiados por el ecosistema marino (Naylor *et al.*, 2000).

El uso prudente y adecuado de la harina de pescado en ciertas situaciones puede ser ventajoso, debido a su calidad nutricional extremadamente alta, es decir, el equilibrio adecuado de aminoácidos y ácidos grasos, y una digestibilidad extremadamente alta, el uso de algo de harina de pescado en la dieta puede reducir la producción de desechos en el sistema de cultivo en comparación con las dietas completamente basadas en plantas (Tidwell y Allan, 2001).

2.1.6. Calidad de agua para peces

Existe una estrecha relación entre las condiciones de calidad del agua en los sistemas de crecimiento y la salud de los animales de acuicultura. La calidad deficiente del agua puede causar mortalidad directa, pero más a menudo, haciéndolos más susceptibles a las enfermedades infecciosas. El esfuerzo requerido para mantener la homeostasis de los animales acuáticos expuestos a una calidad de agua subóptima también desvía la energía del crecimiento. La supervivencia y el crecimiento de los animales acuáticos en los sistemas de cultivo disminuyen a medida que la calidad del agua se deteriora (Boyd, 2017), algunas características del agua para la piscicultura (Somerville *et al.*, 2014).

2.1.6.1. Temperatura

Temperaturas por encima o por debajo del óptimo, reduce el crecimiento de los peces, a temperaturas extremas pueden ocurrir muertes (Buttner, Soderberg, y Terlizzi, 1993).

Los peces son de sangre fría y, por lo tanto, su capacidad para adaptarse es a temperaturas bajas del agua; un rango de tolerancia correcto mantiene al pez en sus condiciones óptimas, ayuda a un crecimiento rápido y tasa de conversión alimenticia (FCR) eficiente. Además, las temperaturas óptimas reducen el riesgo de enfermedades (Somerville *et al.*, 2014).

A menudo es mejor cultivar peces adaptados a las condiciones ambientales locales. Cada pez tiene un rango de temperatura óptimo que debe ser investigado por el acuicultor. En general, los peces tropicales prosperan a 22-32 ° C, mientras que los peces de aguas frías prefieren 10-18 ° C. Mientras tanto, algunos peces de aguas templadas tienen amplios rangos, por ejemplo, la carpa común y la lobina negra pueden tolerar 5-30 ° C (Somerville *et al.*, 2014).

2.1.6.2. Conductividad eléctrica (CE)

La conductividad eléctrica (CE) es una medida de qué tan bien una solución conduce la electricidad y se correlaciona con el contenido de sal. La conductividad se informa típicamente en unidades de uS/cm (microsiemens por centímetro) (Stone y Thomforde, 2004), La conductividad del agua depende de su concentración iónica (Ca^{2+} , Mg^{2+} , HCO_3^- , CO_3^- , NO_3^- y PO_4^-), la temperatura y las variaciones de los sólidos disueltos (Bhatnagar y Pooja, 2013).

Los peces de agua dulce generalmente prosperan en una amplia gama de conductividad eléctrica. Cierta cantidad mínima de sal es deseable para ayudar a los peces a mantener su equilibrio osmótico (Stone y Thomforde, 2004). La CE es considerada como un parámetro técnico clave e importante en la gestión moderna intensiva de la piscicultura (Wei, Ding, Li, Tai, Wang, 2011; Zhang, Li, Cong y Ding, 2013).

Un cuerpo de agua dulce que soporta buenas pesquerías mixtas tiene un rango de CE entre 150 y 500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (James, 2000) citado por (Munni, Fardus, Mia y Afrin, 2013). Los mismo investigaron realizaron una evaluación de la calidad del agua del estanque para el cultivo de peces en la región de Santosh en Tangail, Bangladesh obteniendo valores estimados de cada estanque dentro del rango estándar de CE y fueron significativos para el cultivo de peces.

El agua destilada tiene una conductividad de aproximadamente 1 μ mhos / cm y las aguas naturales tienen una conductividad de 20 y 1500 μ mhos/cm. La CE del agua dulce varía entre 50 y 1500 hs /cm, pero en algunas aguas contaminadas puede llegar a 10000 hs/cm y el agua de mar tiene una conductividad de aproximadamente 35000 hs/cm y más (Stone y Thomforde, 2004).

Bhatnagar y Pooja (2013) mencionan como los peces difieren en su capacidad para mantener la presión osmótica, la conductividad óptima para la producción de peces difiere de una especie a otra. Sikoki y Veen (2004) citado por Bhatnagar y Pooja (2013) describieron un rango de conductividad de 3.8 a 10 hs / cm como extremadamente pobre en químicos, Stone y Thomforde (2004) recomendaron el rango deseable de 100- 2000 $\mu\text{S} / \text{cm}$ y el rango aceptable de 30-5000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ para peces de estanque.

Se recomienda encontrar conductividad eléctrica en el rango de 60-2000 $\mu\text{S} / \text{cm}$ y este parámetro se usa para evaluar de manera continua de sólidos disueltos totales (SDT) porque se ha observado que generalmente el STD (mg/L) representa aproximadamente la mitad de la conductividad ($\mu\text{S}/\text{cm}$) (stone *et al.*, 2013).

En una investigación interacciones entre el bienestar de los peces y la calidad del agua, estudio realizado en la zona de MoriiLake, Rumania, en el resultado se han encontrado la conductividad eléctrica inferior a 2000 $\mu\text{S} / \text{cm}$ (Stavrescu *et al.*, 2016).

2.1.6.3. Oxígeno disuelto (OD)

El nivel mínimo de OD que los peces pueden tolerar de manera segura depende de la temperatura y, en cierta medida, de la especie (Buttner, Soderberg y Terlizzi, 1993).

La versatilidad del oxígeno aumenta a medida que la temperatura disminuye. En los estanques, el OD puede cambiar dramáticamente en un período de 24 horas. Durante el día, el OD se produce mediante la fotosíntesis (proceso mediante el cual las plantas verdes convierten el agua y el dióxido de carbono en presencia de luz, en oxígeno y carbohidratos), durante la noche y el día, el oxígeno es consumido por la respiración, el proceso por el cual las plantas y los animales usan el oxígeno para producir dióxido de carbono mientras queman los carbohidratos, pero generalmente en el día la fotosíntesis produce más oxígeno del que se usa. Típicamente, los niveles de oxígeno son más bajos justo antes del amanecer y más altos al final de la tarde (Buttner, Soderberg y Terlizzi, 1993).

Los peces de aguas cálidas (temperaturas superiores a 27° C) y pueden tolerar menores concentraciones de OD que los peces de agua fría (especies que crecen mejor a temperaturas inferiores a 16° C). Como regla general, el OD debe mantenerse por encima de 3.0 ppm (partes por millón; en otras ocasiones se usan las unidades en miligramos por litro, mg / L) y 5.0 ppm para peces de agua fría y caliente, respectivamente (Buttner, Soderberg y Terlizzi, 1993). En la práctica, la mayoría de los peces requieren 4-5 mg / litro (Somerville *et al.*, 2014).

Los niveles de OD constituyen un estrés crónico y causarán que los peces dejen de alimentarse, reducirán su capacidad para convertir los alimentos ingeridos en carne de pescado y los harán más susceptibles a las enfermedades. La producción intensiva de peces en estanques, jaulas, sistemas de flujo y recirculación requiere aireación u oxigenación para mantener el OD en niveles seguros (Buttner, Soderberg y Terlizzi, 1993), una solución fácil aplicada es el flujo de agua dinámico, con agua en cascada cayendo nuevamente, ayuda a airear (Somerville *et al.*, 2014).

2.1.6.4. Potencial de hidrógeno (pH)

Los peces sobreviven y crecen mejor en aguas con un pH entre 6-9. Si las lecturas de pH están fuera de este rango, se reduce el crecimiento de los peces. A valores por debajo de 4.5 o por encima de 10, ocurren mortalidades (Buttner, Soderberg y Terlizzi, 1993).

Los peces pueden tolerar un rango bastante amplio de pH, pero funcionan mejor a niveles de 6.5-8.5. Cambios sustanciales en el pH en períodos cortos (cambios de 0.3 en un período de 12 a 24 horas) pueden ser problemáticos o incluso letales para los peces. Por lo tanto, es importante mantener el pH lo más estable posible (Somerville *et al.*, 2014).

En estanques bien amortiguados (con una alcalinidad superior a 50-100 ppm), el pH normalmente fluctúa una o dos unidades diarias. Por la mañana, los niveles de dióxido de carbono son altos y el pH es bajo como resultado de la respiración durante la noche (el dióxido de carbono forma un ácido suave cuando se disuelve en agua). Por lo tanto, al aumentar el pH se incrementa la concentración de iones carbonato, asimismo el pH más bajo del día se asocia típicamente con el nivel más bajo de oxígeno disuelto (Buttner, Soderberg y Terlizzi, 1993).

En los sistemas de recirculación, la vitrificación y la respiración de los peces y las bacterias del biofiltro disminuyen el pH. Con frecuencia, se agrega un tampón como el bicarbonato de sodio para evitar que el pH caiga demasiado (Buttner, Soderberg y Terlizzi, 1993).

2.1.6.5. Alcalinidad

La alcalinidad es una medida de los iones carbonato y bicarbonato (los iones son átomos o grupos de átomos con una carga negativa o positiva) disueltos en el agua. A medida que la cantidad de dióxido de carbono fluctúa, el pH del agua cambia (Buttner *et al.*, 1993).

La actividad fotosintética en un estanque pobremente amortiguado puede hacer que el pH aumente, tal vez desde las seis de la mañana hasta las nueve o más al final de la tarde. En un estanque con mayor alcalinidad, el cambio de pH se reduce. Por ejemplo, el cambio diario en un estanque bien amortiguado puede ser de un pH de siete por la mañana a ocho de la tarde. Un intervalo adecuado de alcalinidad es de 20 a 300 ppm. La alcalinidad en exceso de 300 ppm no afecta negativamente al pescado, pero interfiere con la acción de ciertos químicos de uso común (por ejemplo, sulfato de cobre). La alcalinidad permanece relativamente constante en los estanques, pero disminuye constantemente en los sistemas de recirculación no suplementados. La alcalinidad se puede aumentar agregando piedra caliza agrícola a los estanques o bicarbonato de sodio a los sistemas de recirculación (Buttner *et al.*, 1993).

2.1.6.6. Dureza

Los iones de calcio y magnesio comprenden la dureza. Se determinan ambos iones como "dureza total", expresada en ppm de carbonato de calcio. En la mayoría de las aguas, la dureza y las concentraciones de alcalinidad son similares, pero pueden diferir enormemente ya que la alcalinidad mide los iones negativos (carbonato, bicarbonato) y la dureza mide los iones positivos (calcio, magnesio). La dureza debe estar por encima de 50 ppm; la dureza baja se puede ajustar con la agregación de cal o cloruro de calcio (Buttner *et al.*, 1993).

2.1.6.7. Dióxido de carbono

En altas concentraciones, el dióxido de carbono hace que los peces pierdan el equilibrio, se desorienten y posiblemente mueran. Probar el agua subterránea antes de usarla y airearla, si es necesario, reducirá el dióxido de carbono a niveles aceptables (Buttner *et al.*, 1993).

La planificación cuidadosa, la aireación u oxigenación, y el amortiguamiento del agua mantendrán el dióxido de carbono en niveles aceptables cuando grandes cantidades de peces se transporten en distancias largas o se cultiven en sistemas de recirculación (Buttner *et al.*, 1993).

2.1.6.8. Salinidad

En el agua, cuando se llega a la concentración total de los iones se llama salinidad. Los peces de agua dulce exhiben un rango de tolerancia a la salinidad. Muchas especies comercialmente importantes (bagre de canal, *Ictalurus punctatus*; lubina, *Micropterus salmoides*, tilapia, *Tilapia sp.*) sobreviven y crecen bien en agua ligeramente salada. Después de que se constituyan, la trucha y el salmón pueden tolerar el agua salada. La salinidad no solo afecta a la osmorregulación, sino que también influye en la concentración de amoníaco no ionizado. Durante la etapa de planificación de una operación de acuicultura, se debe medir la salinidad y se debe determinar la adecuación del agua (Buttner *et al.*, 1993; Evans, Piermarini y Choe, 2005).

2.1.6.9. Hierro

Cuando se producen pequeños grupos de hierro que pueden asentarse en las branquias de los peces, causan irritación y estrés. Los problemas pueden resolverse exponiendo al aire y los grupos de hierro resultantes se eliminan mediante sedimentación o filtración antes de que el agua ingrese al sistema de cultivo (Buttner *et al.*, 1993).

2.1.6.10. Cloro

Para controlar las bacterias, los suministros de agua municipales generalmente se tratan con cloro a 1.0 ppm. Si las aguas municipales se utilizan para cultivar peces, el cloro residual debe eliminarse mediante aireación, con productos químicos como el tiosulfato de sodio, o la filtración a través del carbón activado. Los niveles bajos de cloro como 0.02 ppm pueden estresar a los peces (Buttner *et al.*, 1993).

2.1.6.11. Sulfuro de hidrógeno

Los estanques con fondos pobres en oxígeno y material orgánico acumulado pueden liberar sulfuro de hidrógeno cuando es estancado o alterado. El sustrato debajo de jaulas / corrales con mucha alimentación puede acumular desechos (alimentos no consumidos, heces) y producir gas de sulfuro de hidrógeno, si el oxígeno se vuelve deficiente. Este gas tiene un olor a huevo podrido y es extremadamente tóxico para los peces. Se deben evitar los olores o niveles detectables y se debe tener mucho cuidado al manipular peces en un estanque afectado. Los estanques se pueden drenar, exponer al aire para corregir el problema (Buttner *et al.*, 1993).

2.1.6.12. Claridad del agua

La claridad del agua puede afectar a los peces en cultivo en estanques y jaulas. Si los peces que prefieren aguas turbias se cultivan en agua relativamente clara, experimentarán estrés; el crecimiento y la supervivencia se verán afectados negativamente. La acumulación de sólidos en suspensión y la decoloración del agua de cultivo se producen en sistemas de recirculación que pueden irritar a los peces y precipitar la enfermedad. La filtración y el floculante se pueden usar para eliminar los sólidos y reducir la decoloración (Buttner *et al.*, 1993).

2.1.6.13. Luz y oscuridad

El nivel de luz debe reducirse para evitar el crecimiento de algas. Sin embargo, no debe estar completamente oscuro, ya que los peces experimentan miedo y estrés cuando un tanque completamente oscuro queda expuesto a una luz repentina cuando se descubre. La condición ideal es con luz natural indirecta a través del sombreado, lo que evitaría el crecimiento de algas y evitaría el estrés de los peces. Se recomienda manipular, cosechar o clasificar pescado en la oscuridad para reducir el estrés de los peces a un mínimo (Somerville *et al.*, 2014).

2.1.6.14. Nitrógeno (N)

El nitrógeno es un nutriente importante para los organismos acuáticos como para los peces (Camargo y Alonso, 2006). Los peces pueden utilizar proteínas de manera muy eficiente, a pesar de que usan una porción significativa de proteínas digeribles con fines energéticos y producen grandes cantidades de metabolitos nitrogenados, también es, bien sabido que la alimentación de un exceso de aminoácidos resultará en un catabolismo de aminoácidos con la excreción de amoníaco asociada y una pérdida de energía. El equilibrio entre la proteína digerible y la energía digerible en la dieta también es importante. Generalmente, se considera que las proteínas contienen 16% de nitrógeno (Lazzari y Baldisserotto, 2008).

El amoníaco y la urea son las formas primarias de la excreción de nitrógeno en peces teleósteos. Sin embargo, existe una discrepancia entre la suma de amoníaco más urea y nitrógeno total, lo que indica que los productos finales de nitrógeno "desconocidos" pueden jugar un papel importante en el metabolismo del nitrógeno (Kajimura *et al.*, 2004).

El estudio en truchas arco iris juveniles alimentadas y en ayunas, dieron como respuesta amoníaco-N (53–68%) y la urea-N (6–10%) se confirmaron como las formas más importantes de desechos nitrogenados, pero un hallazgo interesante fue la considerable excreción de nitrógeno como aminoácidos (4–10%) a través de las branquias, y como proteína (3-11%), probablemente a través del baba del cuerpo (Kajimura *et al.*, 2004).

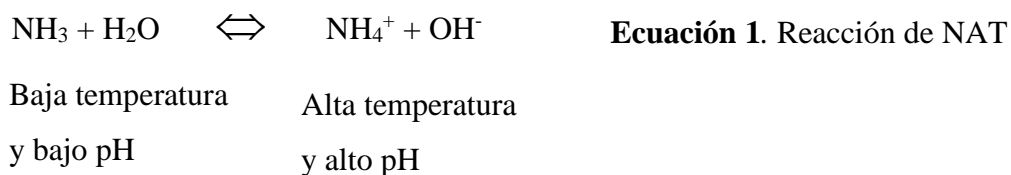
Existen subproductos de N que tienden a generarse a partir del material con la cual se alimentan los peces, y el principal producto final del metabolismo de las proteínas en peces teleósteos es el amoníaco, pero una proporción significativa puede excretar como urea en algunas especies (Wood, 1993) citado por (Lazzari y Baldisserotto, 2008).

Existen otros productos de desecho de nitrógeno, como creatina, creatinina, trimetilamina (TMA), óxido de trimetilamina (TMAO) y ácido úrico, que se han investigado ocasionalmente en estudios con peces (Kajimura *et al.*, 2004). Principalmente excretada a través de las branquias, la producción de amoníaco por parte de los peces depende principalmente de la ingesta de proteínas y la eficiencia metabólica de los peces (Dosdat *et al.*, 1996). La mayoría de los peces consumen dietas ricas en proteínas y la mayoría de los peces e invertebrados de agua dulce excretan amoníaco como su principal residuo nitrogenado (Kajimura *et al.*, 2004).

a) Nitrógeno Amoniacal Total (NAT) en inglés “total ammonia nitrogen (TAN)”.

La proporción de Nitrógeno Amoniacal Total (NAT) que existe en forma ionizada y no ionizada varía con el pH y la temperatura. A medida que aumenta el pH y la temperatura, aumenta la cantidad de TAN en la forma no ionizada tóxica. Los peces expuestos continuamente a más de 0.02 ppm de la forma no ionizada pueden exhibir un crecimiento reducido y una mayor susceptibilidad a la enfermedad (Hargreaves y Tucker, 2004).

Las especies de peces de agua dulce tienden a excretar más nitrógeno de amoníaco total (NAT) que las especies marinas (Jobling, 1995). El amoníaco se llama NAT porque incluye dos formas de amoníaco: amoníaco (NH₃) y el ion amonio (NH₄⁺) (Summerfelt, 1997).



La temperatura y el pH del agua afectan la proporción de (NH₄⁺) y (NH₃) en el agua. A temperaturas más bajas y pH más bajo, la reacción (Ecuación 1) se desplaza de izquierda a derecha, disminuyendo el porcentaje de amoníaco (tóxico) (NH₃) (Tabla 4).

Tabla 4. Amoniaco (NH₃) en función del pH y la temperatura (Summerfelt, 1997; Hargreaves y Tucker, 2004)

Temperatura (°C)	pH				
	6	7	8	9	10
10	0.0186	0.186	1.83	15.7	65.1
15	0.0274	0.273	2.66	21.5	73.2
20	0.0397	0.396	3.82	28.4	79.9
25	0.0568	0.566	5.38	36.3	85
30	0.0805	0.799	7.45	44.6	89

Para determinar la proporción de amoniacó no ionizado en una muestra de agua, se mide la temperatura y pH de la misma agua, luego el valor intersectado se divide por 100 y por último se multiplica por NAT obtenido (Hargreaves y Tucker, 2004; Summerfelt, 1997).

En general, menos del 10% del amoniacó se encuentra en la forma tóxica cuando el pH es inferior a 8,0. Sin embargo, esta proporción aumenta dramáticamente a medida que aumenta el pH (Hargreaves y Tucker, 2004).

En los estanques, el pH fluctúa con la fotosíntesis (que aumenta el pH) y la respiración (que reduce el pH) de los organismos del estanque. Por lo tanto, la forma tóxica del amoniacó predomina al final de la tarde y al anochecer y el amonio predomina desde antes del amanecer hasta la madrugada, en otras palabras, se diría que hay más amoniacó tóxico presente en agua más caliente que en agua más fría (Hargreaves y Tucker, 2004).

El amoniacó es tóxico para los peces si se permite que se acumule en los sistemas de producción de peces. A niveles tóxicos, los peces no pueden extraer energía de los alimentos de manera eficiente. Si la concentración de amoniacó se eleva lo suficiente, los peces se volverán letárgicos y eventualmente caerán en coma y morirán. En los estanques adecuadamente manejados, rara vez concentra amoniacó letal (Dolomatov *et al.*, 2011)

La toxicidad del amoníaco para los peces se ha atribuido a las especies químicas de amoníaco no ionizadas presentes en solución acuosa. Debido a que el porcentaje de amoníaco total presente como amoníaco no ionizado (NH_3) es tan dependiente de pH y temperatura, una comprensión exacta de la de equilibrio de amoníaco acuosa es importante para los estudios de toxicidad (Emerson, Russo, Lund, y Thurston, 1975).

Las especies de agua dulce tienden a excretar más NAT que las especies marinas (Jobling, 1995). Por lo general, el amoníaco es tóxico y puede afectar el crecimiento de los peces. Sin embargo, la exposición crónica de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) a niveles muy bajos de amoníaco no ionizado (0,01 mg / l a pH 7,6 y 0,002 mg / l a pH 6,3) durante 70 días estimuló el crecimiento y la producción de proteínas sin aumentar el consumo de alimentos; es decir, se usó amoníaco para producir aminoácidos (Kajimura, Croke, Glover y Wood, 2004).

Cuando los peces se cultivan intensivamente y se alimentan con alimentos ricos en proteínas, pueden producir altas concentraciones de amoníaco en el agua, se eliminan gradualmente mediante procesos naturales en estanques o mediante el uso de filtros biológicos en sistemas de recirculación y reutilización. El amoníaco es eliminado por las bacterias que inicialmente lo convierten en nitrito y posteriormente en nitrato, para estos microorganismos el ambiente óptimo (pH entre 7-9; temperatura 24-29 °C) (Hargreaves y Tucker, 2004).

b) Fuentes de amoníaco

En los estanques de peces la fuente principal de amoníaco es la excreción de peces. La velocidad a la que los peces excretan amoníaco está directamente relacionada con la velocidad de alimentación y el nivel de proteína en la alimentación (Hargreaves y Tucker, 2004).

Por lo tanto, la proteína en el alimento es la fuente principal de la mayoría de los amoniacos en los estanques donde se alimenta a los peces. Otra fuente principal es la difusión de los sedimentos. Los sólidos fecales excretados por los peces y las algas muertas se depositan en el fondo del estanque, donde se descomponen produciendo amoniaco, se difunde desde el sedimento hacia la columna de agua (Hargreaves y Tucker, 2004).

También algunos estanques tienen floraciones de algas muy densas dominadas por una o dos especies. Por razones que no se entienden bien, estas floraciones están sujetas a un colapso, llamado "desplome", donde todas las algas mueren repentinamente, la concentración de amoniaco puede aumentar a 6 a 8 mg / L y el pH puede disminuir a 7.8 a 8; la concentración de amoniaco aumenta rápidamente porque se ha eliminado el principal mecanismo para la eliminación del mismo (algas), esta acción reduce el pH, la concentración de oxígeno disuelto, aumenta las concentraciones de dióxido de carbono y amoniaco (Hargreaves y Tucker, 2004).

c) Descenso de amoniaco

Hay dos procesos principales que resultan en la pérdida o transformación del amoniaco. El más importante es la absorción de amoniaco por las algas y otras plantas. Las plantas usan el nitrógeno como un nutriente para el crecimiento, "empaquetando" el nitrógeno en una forma orgánica. La fotosíntesis de las algas actúa como una "esponja" para el amoniaco, por lo que cualquier cosa que incremente el crecimiento global de las algas aumentará la absorción de amoniaco. Tales factores incluyen suficiente luz, temperatura cálida, abundante suministro de nutrientes y (hasta cierto punto) densidad de algas (Hargreaves y Tucker, 2004).

El otro proceso importante de transformación de amoníaco en estanques es la "nitrificación". Las bacterias oxidan el amoníaco en un proceso de dos pasos, primero a nitrito (NO_2^-) y luego a nitrato (NO_3^-). Factores que afectan la tasa de nitrificación son la concentración de amoníaco, la temperatura y la concentración de oxígeno disuelto (Hargreaves y Tucker, 2004).

Durante el verano, la concentración de amoníaco es muy baja y las tasas de nitrificación también son muy bajas. La concentración relativamente baja durante el verano se puede atribuir a la fotosíntesis intensa de las algas, que eliminan el amoníaco (Hargreaves y Tucker, 2004).

Durante el invierno, la baja temperatura suprime la actividad microbiana. En general, se supone que el amoníaco no es un problema en el invierno porque las tasas de alimentación son muy bajas. (Los peces se alimentan solo en los días más cálidos del invierno, generalmente cuando la temperatura del agua es superior a $10\text{ }^\circ\text{C}$). Sin embargo, la concentración de amoníaco tiende a ser mayor durante el invierno (2.5 a 4.0 mg / L, o incluso más alta) que durante el verano (menos de 0.5 mg / L) (Hargreaves y Tucker, 2004).

Durante el invierno, las algas absorben poco amoníaco, pero el suministro de amoníaco continúa, principalmente a partir de la descomposición de la materia orgánica que se acumula en los sedimentos de los estanques durante la temporada de crecimiento. En general, la magnitud y la duración de las altas concentraciones de amoníaco durante el final del otoño y el invierno pueden relacionarse con la cantidad total de alimento agregado a un estanque durante la temporada de crecimiento anterior. Esto puede causar estrés en los peces en una época donde el sistema inmunológico se suprime debido a la baja temperatura (Hargreaves y Tucker, 2004).

Durante la primavera y el otoño, la concentración de amoníaco y la temperatura son intermedias, condiciones que favorecen las tasas máximas de nitrificación, por ello es común registrar nitrito en los estanques de peces (Hargreaves y Tucker, 2004).

Otros procesos, como la volatilización del gas de amoníaco de la superficie del estanque al aire, son responsables de una cantidad relativamente pequeña y variable de pérdida de amoníaco de los estanques de peces (Hargreaves y Tucker, 2004).

d) Nitrito

El nitrito es un componente natural del ciclo del nitrógeno en los ecosistemas, y su presencia en el medio ambiente es un problema potencial debido a su toxicidad bien documentada para los animales (Jensen, 2003).

El nitrito es un producto intermedio del proceso bacteriano de nitrificación aeróbica, producido por las bacterias autotróficas (Nitrosomonas) que combinan oxígeno y amoníaco (Jia, Tang, Tian, Franz, Alewell, y Huang, 2015).

Los animales acuáticos tienen un mayor riesgo de intoxicación por nitritos. Dado que el nitrito en el ambiente acuático puede ser absorbido activamente a través del epitelio branquial y puede acumularse en concentraciones muy altas en los fluidos corporales. Los estudios sobre peces y crustáceos revelaron que el nitrito indujo una gran variedad de alteraciones fisiológicas, muchas de las cuales contribuyen a la toxicidad (Jensen, 2003; Kroupova *et al.*, 2005).

Las concentraciones elevadas de nitrito causan grandes problemas en el cultivo intensivo de especies de peces comerciales y peces ornamentales (Dvorak, 2004; Svobodova *et al.*, 2005). Los métodos intensivos de crianza se utilizan comúnmente en la actualidad y tienden basarse en sistemas de recirculación de agua que eliminan el amoníaco residual del agua, lo que conlleva el riesgo de una posible oxidación incompleta del amoníaco acompañada por la acumulación de nitrito en el sistema (Kroupova *et al.*, 2005).

Tras el inicio del proceso de nitrificación en filtros biológicos, o durante un desequilibrio en el proceso, las concentraciones de nitrito pueden alcanzar 50 mg / L o más; lo cual puede resultar en la mortalidad masiva de (Kroupova *et al.*, 2005). Los factores que afectan el proceso de nitrificación incluyen el pH, la temperatura, la concentración de oxígeno disuelto, el número de bacterias nitrificantes y la presencia de compuestos inhibidores. Ejemplo ácido nitroso, NH₃, azul de metileno, antibióticos y algunos compuestos orgánicos (anilina, dodecilamina, p-nitrobenzaldehído) (Russo y Thurston, 1991).

La medida ideal y normal de nitrito es cero en cualquier sistema acuático (Russo y Thurston, 1991). Stone y Thomforde (2004) sugirieron que el rango deseable es 0-1 mg/ L NO₂ y un rango aceptable inferior a 4 mg L⁻¹ NO₂. Según Bhatnagar *et al.* (2004) 0.02-1.0 ppm es letal para muchas especies de peces, > 1.0 ppm es letal para muchos peces de agua tibia y <0.02 ppm (partes por millón) es aceptable.

Santhosh y Singh (2007) recomendaron que la concentración de nitrito en el agua no debe exceder los 0.5 mg L⁻¹. OATA (2008) recomendó que no debe exceder de 0.2 mg L⁻¹ en agua dulce y 0.125 mg L⁻¹ en agua de mar. Acciones para reducir (Bhatnagar y Pooja, 2013).

Reducción de las densidades de población, mejora de la alimentación, filtración biológica, procedimientos generales de manejo, aumentar la aireación al máximo, detener la alimentación, adición de pequeñas cantidades de ciertas sales de cloruro, el agua regular cambia y uso de biofertilizantes para acelerar la nitrificación.

e) Nitrato

Cuando el amoníaco y el nitrito eran tóxicos para los peces, el nitrato es inocuo y es producido por la bacteria (*Nitrobacter* autotrófica) que combina oxígeno y nitrito. Los niveles de nitrato normalmente se estabilizan en el rango de 50-100 ppm (Bhatnagar y Pooja, 2013).

Bhatnagar y Pooja (2013) recomendó concentraciones de 0 a 200 ppm son aceptables en un estanque de peces, sin embargo, los mismos son tóxicas para algunas especies, mientras las especies marinas son sensibles a su presencia. Según Stone y Thomforde (2004) el nitrato es relativamente no tóxico para los peces y no causa ningún peligro para la salud, excepto en niveles extremadamente altos (por encima de 90 mg L^{-1}). Santhosh y Singh (2007) describieron el rango favorable de 0.1 mg L^{-1} a 4.0 mg L^{-1} en agua de cultivo de peces. También OATA (2008) recomienda en los sistemas marinos nunca superen los 100 mg L^{-1} .

2.1.6.15. Fósforo (P)

El fósforo es el segundo mineral abundante, después del aminoácido y la proteína derivada del mismo, en el cuerpo humano en todos los tejidos y células, generalmente como sal o éster de ácido fosfórico mono, di y tri básico. El fósforo está involucrado en una amplia variedad de funciones metabólicas, por ejemplo, el metabolismo de los carbohidratos y la fosforilación oxidativa, que se requieren para impulsar muchos procesos metabólicos como el transporte activo, la contracción muscular y la biosíntesis de grasas y macro moléculas (ácido nucleico y proteínas) (Yadav, 2015).

El fósforo es un elemento químico que es esencial para la vida debido a su papel en numerosas moléculas, incluidos el ADN y el ARN; de hecho, los organismos requieren grandes cantidades de P para crecer rápidamente (Jia *et al.*, 2015).

El suministro de P del medio ambiente suele limitarse a la producción, incluso a los cultivos. Por lo tanto, grandes cantidades de P se extraen anualmente para producir fertilizantes que se aplican en apoyo de la "Revolución Verde". Sin embargo, gran parte de este fertilizante eventualmente termina en ríos, lagos y océanos, donde causa eutrofización (Elser, 2012).

Para lograr la sostenibilidad de P, las fincas deben ser más eficientes en la forma en que usan, mientras que la sociedad en su conjunto debe desarrollar tecnologías y prácticas para reciclar P de la cadena alimentaria (Elser, 2012).

Cantidades excesivas de P que ingresan a los lagos desde ríos y a través de una variedad de actividades humanas (por ejemplo, acuicultura, industria y tratamiento de aguas residuales municipales (Bedore, David y Stucki, 2008; Li, Liu, Li, Zhang, Ren, y Zhang, 2014; Chen, Chen, Yu, Zhang, Yang y Yao, 2014).

Debido a que el fósforo, un recurso no renovable y no sustituible, se ha convertido en el principal contribuyente y factor limitante de la eutrofización del agua, es esencial eliminarlo de las aguas residuales y reutilizarlo para otros fines (Fang, Zhang, Jiang y Ohtake, 2016).

Estos elementos conducen a la eutrofización y la proliferación de algas en los lagos (Wang, Liu, Wang y Yu, 2006). Hasta la fecha, numerosos estudios han investigado la dinámica de P en lagos de diferentes estados tróficos bajo la influencia de actividades humanas, principalmente la distribución y especiación de P en las aguas y sedimentos (Ribeiro, Martins, Nogueira, Cruz y Brito, 2008; Huo *et al.*, 2011).

Sin embargo, el conocimiento detallado sobre los mecanismos responsables de las actividades humanas, especialmente la piscicultura en sistemas de jaulas (intensivas o semi-intensivas), cambiando el comportamiento biogeoquímico de P en el sedimento del lago, todavía es escaso. El proceso de producción libera una gran cantidad de alimento residual y excreta en el agua, que puede ser oxidada a sustancias solubles y parcialmente consumida por plancton de lago (Gondwe, Guildford, y Hecky, 2012; Pérez *et al.*, 2014).

Varios estudios se han centrado en el presupuesto de entrada y salida de los compuestos de nutrientes, por ejemplo, C, N y P en granjas piscícolas, y muestran que más del 80% de la entrada original de P se libera de las granjas de peces en jaulas y se pierde en el entorno marino o lacustre (Guo, Li, Xie y Ni, 2009; Sahu, Adhikari, Mahapatra y Dey, 2013).

La piscicultura no solo aumenta la sedimentación de P, sino que también cambia la especificación, ejemplo, la acumulación de P unido a Calcio y actividades biológicas en sedimentos, por ejemplo, un incremento de la actividad de fosfatasa alcalina en sedimentos lacustres (Zhou *et al.*, 2001).

Aun así, la comprensión actual sobre la influencia de la piscicultura en jaulas sobre la movilidad de P y la especiación en los sedimentos es muy limitada (Jia *et al.*, 2015). Las formas comunes de fósforo en aguas residuales son ortofosfato (PO_4), polifosfatos (polímeros de ácidos fosfóricos) y fosfatos unidos orgánicamente (Hammer y Hammer, 2005).

Los tratamientos convencionales de aguas residuales eliminan alrededor del 20 al 40% del fósforo contenido en las aguas residuales. En los Estados Unidos de América, el límite prescrito del contenido de fósforo en las corrientes de eliminación de aguas residuales varía de 0,1 mg /L a 2 mg /L como P y en los países en desarrollo, las exigencias son menores o nulos, por ello la solución raramente es correcta (Yadav, 2014).

Las aguas residuales ricas en fósforo y nitrógeno, al descargarse en los cuerpos de agua causan la eutrofización que conduce a la sedimentación y la acumulación de vegetación muerta y, finalmente, la desaparición de cuerpos de agua; el crecimiento profuso de algas y plantas flotantes en los cuerpos de agua, causan problema ecológico de escasez de oxígeno que mata a los peces y ocasionan los desastres ambientales (Yadav, Kumar y Ogunlela, 1983).

En el ciclo del fósforo, parte del fósforo en la toma por los animales se excreta y se convierte en una fuente pequeña pero sostenible en la naturaleza. Esto puede ser una fuente de problemas para el agua y la contaminación ambiental que causa la eutrofización (Yadav, 2015).

2.1.7. Contaminación del agua por la acuicultura

El impacto ambiental de la acuicultura se observa de muchas maneras, incluidos los conflictos de usuarios, el cambio de ecosistemas, la contaminación del agua, etc. De estos posibles impactos negativos, la contaminación del agua de los recursos hídricos es la queja más común y ha atraído la mayor atención a través de las naciones (Tookwinas, 1996; Boyd y Tucker, 2000; Cripps y Bergheim, 2000).

Las descargas de los sistemas de acuicultura de flujo continuo, tales como pistas de rodadura, tanques que contienen materia orgánica, nutrientes y sólidos en suspensión que afectan directamente el agotamiento del oxígeno, la eutrofización y la turbidez en las aguas receptoras. Dichos efluentes pueden tener un impacto negativo en el agua de recepción con descargo directo (Forenshell, 2001; Miller y Semmens, 2002; Schulz *et al.*, 2003).

Los compuestos disueltos (fósforo y nitrógeno) causan eutrofización, proliferación de algas, exterminio de peces y otras criaturas bentónicas y modificaciones en las cadenas alimentarias. La carga de sustancias orgánicas puede ocasionar el descenso de DBO y OD en la columna de agua y los sedimentos. Los nutrientes y la materia orgánica se descomponen convirtiéndose en compuestos disueltos (Figura 11) (Islam y Yasmin, 2017).

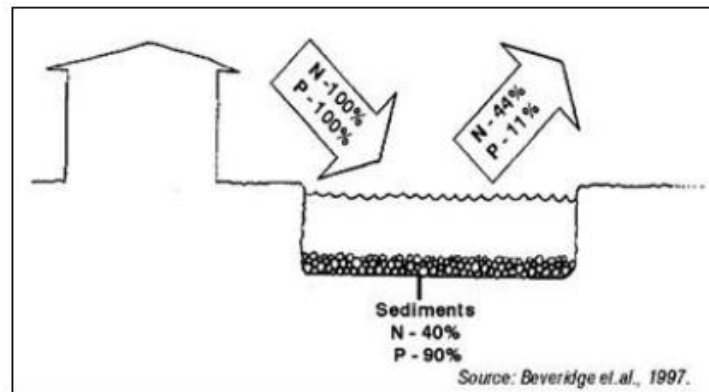


Figura 11. Diagrama del comportamiento de nutrientes (N y P) en estanques de acuicultura (Islam y Yasmin, 2017)

Los principales factores estresantes de la calidad del agua son los siguientes: temperatura del agua, salinidad, desequilibrio de cationes (relacionado con el agua o el sitio); pH, sobresaturación del gas y algas tóxicas (manejo y con la entrada de acuicultura) (Coronado *et al.*, 2015) y de aumento de hidrógeno (generalmente relacionados con la entrada y la gestión de la acuicultura) (Boyd, 2017); algunos de estos se deben a los efectos de los residuos de fertilizantes, piensos (alimentos elaborados para animales) y otros productos usados en la actividad (Naylor *et al.*, 2000).

Martinez y Martinez (2012) dicen con o sin argumentos válidos, la acuicultura ha sido acusada de ser la causa de muchos problemas ambientales, sociales, económicos e inclusive estéticos. Similar asunto discuten (Jia *et al.*, 2015; Chen, Hu, Guo y Dahlgren, 2015).

Los ecosistemas no siempre son tan frágiles como se podría considerar, tienen notable de resiliencia y mientras los procesos básicos no sean irremediamente alterados, los ecosistemas continuarán reciclando y distribuyendo energía (Frankic y Hershner, 2003).

Martinez y Martinez (2012) mencionan los daños se han causado daños irreversibles debido a una gestión inadecuada de la actividad. Los principales impactos negativos atribuidos a la actividad son los siguientes:

Destrucción de ecosistemas naturales, en particular bosques de manglares para construir granjas acuícolas (Rajitha *et al.*, 2007) y deforestación de millones de hectáreas de manglares en Tailandia, Indonesia, Ecuador, Madagascar y otros países (Naylor *et al.*, 2000; Harper *et al.*, 2007). De 1975 a 1993, la construcción de granjas camaroneras en Tailandia disminuyó la cobertura de manglares de 312700 a 168683 ha (Barbier y Sathirathai, 2003). En Filipinas se ha reconvertido 205523 ha de manglares y humedales en granjas acuícolas, Indonesia 211000 ha, Vietnam 102000 ha, Bangladesh 65000 ha y Ecuador 21600 ha (Páez, 2001).

Salinización / Acidificación de Suelos, las granjas acuícolas a veces son abandonadas por múltiples problemas (operativos, económicos, sanitarios, etc.), y el suelo de esas antiguas granjas sigue siendo hipersalino, ácido y erosionado (Rodríguez, Crespo y López, 2010). Por lo tanto, esos suelos no pueden utilizarse para fines agrícolas y son inutilizables durante largos períodos. Además, la aplicación de cal y otros productos químicos utilizados en la acuicultura para tratar el suelo también puede modificar sus características fisicoquímicas, lo que podría agravar el problema (Martínez, Martínez, Pedrín, 2009).

Contaminación del agua para consumo humano, con pocos estudios en relación con este tema, hay algunos indicios de que la acuicultura continental ha sido responsable del deterioro de los cuerpos de agua utilizados para el consumo humano (Páez, 2001).

Por ejemplo, los cálculos preliminares revelaron que un sistema de acuicultura intensiva que cultiva tres toneladas de peces de agua dulce puede compararse, con respecto a la generación de desechos, a una comunidad de 240 habitantes (Martinez, Martinez, 2012).

Impactos ecológicos en los ecosistemas naturales debido a la introducción de especies exóticas, "contaminación biológica" en las poblaciones nativas han sido bien documentados (Naylor, *et al.*, 2000; Gonzalez *et al.*, 2006; Shelton y Rothbard, 2006). Los principales problemas reportados son el desplazamiento de especies nativas, la competencia por el espacio y los alimentos y la propagación de patógenos. Para citar un ejemplo, informes recientes han revelado una transmisión parasitaria de piojos de mar de cautivo a salmón salvaje (Krkosek *et al.*, 2007). Los autores de dicho estudio han planteado la hipótesis: "si los brotes continúan, entonces la extinción local es segura y se espera un colapso del 99% en la abundancia de salmón rosado en cuatro generaciones de salmón".

Impactos ecológicos causados por prácticas inadecuadas de medicación, generalmente exponen sus organismos cultivados a regímenes de medicación, con diferentes propósitos, como evitar brotes de enfermedades y mejorar el rendimiento del crecimiento. Sin embargo, los estudios de monitoreo han detectado niveles bajos o altos de una amplia gama de productos farmacéuticos, incluidas hormonas, esteroides, antibióticos y parasiticidas, en suelos, aguas superficiales y aguas subterráneas (Boxall, 2004). Estos químicos han provocado desequilibrios en los diferentes ecosistemas. En particular, el uso de hormonas en la acuicultura y sus implicaciones ambientales apenas se han estudiado.

Cambios en el paisaje y los patrones hidrológicos, esta actividad ha contribuido a modificaciones importante en el paisaje (Naylor, *et al.*, 2000; Berlanga y Ruiz, 2006; Rodríguez, Crespo y López, 2010). La construcción de granjas camaroneras en los lechos de los ríos ha modificado los patrones hidrológicos en muchas regiones del mundo con los impactos consecuentes en los ecosistemas regionales y el clima local.

Trampas y matanza de diversos organismos: Se ha estimado que, por cada millón de postlarvas de camarón cultivadas, se matan de cuatro a siete millones de otros organismos al atrapar en las redes de entrada de las granjas (Naylor, *et al.*, 2000; Páez, 2001).

Efecto negativo en la pesca, la acuicultura ha sido proclamado como una solución para evitar la sobrepesca, ha contribuido en mayor o menor proporción al colapso de la pesca. La dependencia extremadamente de suministros de harina de pescado utilizada para la producción de pescado ha aumentado del 10% en 1988 a más del 30% en los últimos años, lo que clasifica como un potencial promotor del colapso de las poblaciones de peces silvestres en todo el mundo (Avnimelech, 2014).

Otras acusaciones para la acuicultura incluyen la producción de pescado y mariscos con altas concentraciones de toxinas y / o metales pesados; contaminación genética e infestación de especies no deseables de fitoplancton y / o zooplancton (Johnson, Blaylock, Elphick, Hyatt, 1996; Read y Fernandes, 2003).

En su papel de productor de alimentos, la acuicultura está lejos de cumplir con una distribución adecuada de alimentos. La superposición de las exportaciones netas, la gobernanza y la subnutrición sugieren que "la contribución de los productos del mar como fuente de proteínas y medios de vida es precaria" (Smith, Roheim, Crowder, Halpern, Turnipseed, Anderson,... Selkoe, 2010).

Además, se ha revelado que algunos países con desnutrición y gobernanza débil suelen desempeñar un papel como empacadoras de productos pesqueros de países bien alimentados y con una fuerte capacidad económica (Smith *et al.*, 2010). Eutrofización de los ecosistemas receptores de efluentes (Martinez y Martinez, 2012).

2.1.8. Eutrofización del agua por la acuicultura

La eutrofización o enriquecimiento orgánico de la columna de agua por la actividad de acuicultura se produce principalmente por alimentos no consumidos (especialmente debido a la sobrealimentación), la lixiviación de alimentos para acuicultura (Focardi, Corsi y Franchi, 2005; Crab, Avnimelech, Defoirdt, Bossier y Verstraete, 2007), la descomposición de organismos muertos y la fertilización excesiva (Burford y Williams, 2001; Gyllenhammar y Håkanson, 2005).

Está bien documentado que, a partir del nitrógeno total suplementado a los organismos cultivados, solo 20 a 50% se retiene como biomasa de los organismos cultivados, mientras que el resto se incorpora a la columna de agua o al sedimento (Jackson, Preston, Thompson y Burford, 2003; Schneider, Sereti, Eding y Verreth, 2005).

Finalmente, se descarga en los efluentes hacia los ecosistemas receptores, causando diversos impactos, como floraciones de fitoplancton (a veces de microalgas tóxicas, como las mareas rojas) (Alonso y Páez, 2003), rebabas y muerte de organismos bentónicos, así como olores indeseables y la presencia de patógenos en los sitios de descarga (Martínez y Enriquez, 2007).

El impacto puede ser más o menos grave dependiendo de algunos factores, como la densidad de organismos, que está directamente relacionada con la cantidad de alimento suministrado (Crab *et al.*, 2007; Deutsch *et al.*, 2007).

La relación de conversión alimenticia (FCR) es un indicador de la efectividad de la alimentación y, en consecuencia, de la retención de nitrógeno y carbono como biomasa de los organismos cultivados. Las fincas que cultivan el camarón tigre *Penaeus monodon*, por lo general reportan FCR que van de 1 a más de 2.5; esta enorme diferencia se refleja más tarde en la cantidad de materia orgánica, N y P en los efluentes (Tacon y Forster, 2003).

La FCR media mundial estimada para la acuicultura del camarón es de 1.8, lo que significa que, para una producción mundial anual de camarón, se descargan al medio ambiente anualmente 5 millones de toneladas, 5.5 millones de toneladas de materia orgánica, 360000 toneladas de nitrógeno y 125000 toneladas de fósforo. Desafortunadamente, estos datos consideran solo la producción de camarón, que representa alrededor del 8% de la producción acuícola total; si asumimos que los FCR son similares para los otros organismos cultivados y las formulaciones de la dieta tienen cierta similitud (Priya y Davies, 2007).

La eutrofización se considera como el nutriente (N, P y C) del enriquecimiento de la columna de agua. La mayor preocupación en este aspecto es el aumento de la producción de metabolitos nitrogenados, especialmente el amoníaco, es altamente tóxico para muchos organismos acuáticos (Casillas, Nolasco, García, Carrillo y Páez, 2007).

Uno de los casos es el embalse de Sancha en la provincia de Sichuan, suroeste de China, se ve afectado por un grave problema de eutrofización (Jia, Fu, Yu, Zhang y Tang, 2013; Jia, Tang, Wu y Yin, 2012). El ambiente acuático se volvió intensamente eutrófico con la introducción de la piscicultura en 1985 y otras actividades industriales a partir de 2000, por ello el gobierno estableció varias medidas para descontaminar el embalse Sancha (Jia, Tang, Tian, Franz, Alewell y Huang, 2015).

A pesar de ello en 2005 el ambiente acuático todavía era eutrófico, con todas estas acciones. La descarga total de fósforo correspondiente en el lago aumentó de 5 t/año en 1978 a 65 t/año en 2005 y disminuyó a 23 t/año en 2010, mientras que el contenido de fósforo en los sedimentos varió ampliamente de 0.63 a 16.8 mg/g, llegaron a la estimación que al menos el 10% del alimento para peces se deposita directamente en el fondo del reservorio de Sancha, lo que lleva a una velocidad de sedimentación acelerada de los sedimentos del fondo del embalse Sancha de la provincia de Sichuan (Jia, Tang, Wu y Yin, 2012).

2.1.9. Búsqueda de acuicultura sostenible

En los últimos años, se puso el interés en la aplicación de técnicas de acuicultura sostenible y respetuosa con el medio ambiente a través de la gestión de residuos (Saremi *et al.*, 2013).

Las más prometedoras son los tratamientos con fosas sépticas (Summerfelt, Penne, 2007), las lagunas de sedimentación (Martínez, Enriquez, 2007), la utilización de sistemas de recirculación; la producción de peces mediante recirculación integrada (Diver, 2006; Lezama, Paniagua y Zamora, 2010; Timmons *et al.*, 2002), la implementación de sistemas de intercambio de agua bajo o nulo (Balasubramanian, Pillai, Ravichandran, 2004), la biorremediación (Martínez, López, Leyva, Armenta y Martínez, 2011; Paniagua y Garcia, 2003) y el uso de bosques de manglares como sumideros para nutrientes, materia orgánica y contaminantes (Rivera, Torres, Bahamon, Newmark y Twilley, 1999).

Los principales aspectos que deben realizarse para avanzar hacia dicha meta son la selección correcta de los sitios de cultivo y las especies; la implementación del sistema de cultura más adecuado; un diseño adecuado de los sistemas de entrada y salida de agua, teniendo en cuenta la calidad del agua, las condiciones climáticas y otras condiciones; uso de las mejores prácticas de alimentación, disminución de la dependencia de la harina y aceite de pescado; manejo adecuado de los efluentes; aplicación de policultivos o acuicultura multitrófica integrada (IMTA); lograr la certificación de cumplimiento de sostenibilidad y mejorar la investigación y la legislación relacionada con la evaluación y soluciones para los impactos de la acuicultura (Martínez y Martínez, 2012; Barrington, Ridler y Chopin, 2010; Chopin *et al.*, 2002; Martínez Martínez, Porchas y López, 2010).

2.2. Agricultura

La agricultura se puede especificar como la actividad ejercida por el hombre haciendo uso intencional de las tierras para producir bienes del suelo mediante el aprovechamiento de los factores ambientales (Silva, 2012). La actividad comprende todo un conjunto de acciones humanas en el cual el medio ambiente natural se ve transformado, con la finalidad de hacer apto para el crecimiento de las plantas y tener cosechas buenas (Van Heaff, 1990).

Durante décadas, la ciencia agrícola se ha centrado en impulsar la producción mediante el desarrollo de nuevas tecnologías. Ha logrado enormes ganancias de rendimiento y menores costos para la agricultura a gran escala. Pero este éxito ha tenido un alto costo ambiental. Es un hecho sorprendente que la agricultura mundial consume el 70% de los recursos de agua dulce en la tierra para la producción de cultivos (Goddek *et al.*, 2015). Además, no ha resuelto los problemas sociales y económicos de los pobres, en general se han beneficiado en menor medida de este impulso en la producción (GreenFacts, 2008).

Sin embargo, esta actividad está particularmente expuesta a eventos naturales adversos, como inundaciones o las sequías y los costos económicos de los riesgos naturales pueden incluso aumentar aún más en el futuro debido al cambio climático. Esta actividad ha contribuido al cambio climático de muchas maneras, por ejemplo, mediante la conversión de bosques en tierras de cultivo y la liberación de gases de efecto invernadero. Ahora, el cambio climático amenaza con dañar irreversiblemente los recursos naturales de los que depende la agricultura. Además, fomenta la propagación de plagas y especies invasoras y puede aumentar el alcance geográfico de algunas enfermedades (GreenFacts, 2008).

La ciencia y la tecnología deberían centrarse en garantizar que la agricultura que cumpla funciones medioambientales, sociales y económicas, como mitigar el cambio climático y preservar la biodiversidad (GreenFacts, 2008).

Es hora de replantear fundamentalmente el papel del conocimiento agrícola, la ciencia y la tecnología en el logro del desarrollo y la sostenibilidad equitativos. El enfoque debe orientarse a las necesidades de las pequeñas granjas en diversos ecosistemas y en las áreas con mayores insuficiencias. Esto significa mejorar los medios de vida rurales, empoderar a las partes interesadas marginadas, mantener los recursos naturales, y proporcionar un acceso justo al mercado para los productos agrícolas (GreenFacts, 2008).

Un alto porcentaje de los suelos destinados a la agricultura presentan algún grado de erosión que van desde la pérdida paulatina de la fertilidad hasta la desaparición total de la capa arable. Otro problema de salud a la población es de cuestión más grave es el uso de aguas negras en la agricultura, lo que significa uso de agua que no cuenta con ningún tipo de tratamiento de descontaminación. Dichas aguas suelen estar cargados de metales pesados que se depositan en los suelos y las plantas durante su desarrollo absorben y a ser ingeridos estas plantas pueden causar serios problemas a la salud. Con estas realidades los suelos se convierten en inservibles para la agricultura; una alternativa que se están aplicándose en muchos países es el uso de sustratos que son imprescindibles para las plantas (hidroponía que trabaja en sustratos o en solución) por lo que el suelo no es indispensable para la agricultura moderna (Bastida, 2012).

La plantación hidropónica se propagó por todo el mundo a partir de 1950 y en especial ha servido para ampliar y habilitar áreas en donde la agricultura tradicional era imposible de practicar (zonas contaminadas, desérticas, con poca disponibilidad de agua, alta salinidad, etc.) (Ortiz, 2007) y se estimó que la producción hidropónica de lechuga usaba 12 veces menos agua que la producción agrícola tradicional (Barbosa *et al.*, 2015), la hidroponía rinde mayor y más limpio en la productividad (Tabla 5) podemos observar esta comparación en la productividad de agricultura nueva y tradicional (Somerville *et al.*, 2014).

Tabla 5. Comparación de la agricultura en suelo e hidroponía (Somerville *et al.*, 2014)

Categoría		Basado en suelo	Basado en hidroponía
Producción	rendimiento	Variable, dependiendo de las características del suelo y la gestión	Muy alto con producción de cultivos densos
	Calidad de producción	Depende de las características y el manejo del suelo. Los productos pueden ser de menor calidad debido a una fertilización / tratamientos inadecuados	Control total sobre la entrega de nutrientes apropiados en diferentes etapas de crecimiento de la planta. Eliminación de factores ambientales, bióticos y abióticos que afectan el crecimiento de las plantas en el suelo (estructura del suelo, química del suelo, patógenos, plagas).
Nutrición	sanidad	Riesgo de contaminación debido al uso de agua de baja calidad y / o uso de materia orgánica contaminada como fertilizante	Riesgo mínimo de contaminación para la salud humana.
	Entrega de nutrientes	Alta variabilidad según las características y la estructura del suelo. Difícil de controlar los niveles de nutrientes en la zona de la raíz.	Control en tiempo real de nutrientes y pH a las plantas en la zona de la raíz. Suministro homogéneo y preciso de nutrientes de acuerdo con las etapas de crecimiento de las plantas. Necesita monitoreo y experiencia.
Uso de agua	Eficiencia de uso de nutrientes	Fertilizantes ampliamente distribuidos con un control mínimo de nutrientes según la etapa de crecimiento. Pérdida de nutrientes potencialmente alta debido a la lixiviación y la escorrentía.	Cantidad mínima utilizada Distribución uniforme y flujo de nutrientes ajustable en tiempo real. Sin lixiviación
	Eficiencia del sistema	Muy sensible a las características del suelo, posible estrés hídrico en las plantas, alta dispersión de nutrientes	Maximizado, se puede evitar toda la pérdida de agua. El suministro de agua puede controlarse completamente con sensores. Sin costos de mano de obra para riego, pero una mayor inversión.
manejo	salinidad	Susceptible a acumulación de sal, dependiendo de las características del suelo y el agua. Enjuagar sal utiliza grandes cantidades de agua.	Depende de las características del suelo y el agua. Puede usar agua salina, pero necesita eliminar la sal que requiere mayores volúmenes de agua.
	Mano de obra y equipo	Estándar, pero se necesitan máquinas para el tratamiento del suelo (arado) y la cosecha que se basan en combustibles fósiles. Se necesita más mano de obra para las operaciones.	La experiencia y el monitoreo diario con equipos relativamente costosos son esenciales. Altos costos iniciales de configuración. Operaciones de manejo más simples para la cosecha.

2.3. Hidroponía

Hidroponía es un sistema de cultivo de plantas en agua y disolución de nutrientes, sin la necesidad de emplear tierra (Roberto, 2005). Su nombre deriva del griego *hidro* (agua) y *ponor* (trabajo), lo que indica trabajo en agua (Sardare y Admane, 2013).

La hidroponía es una estrategia para reducir las pérdidas de nitrógeno y para uso de producción hidropónica. La pérdida de fertilizante agrícola (nitrógeno) en el ambiente circundante por lixiviación y escorrentía (Hochmuth y Hanlon, 1995; Hochmuth, 2000), la desnitrificación y las pérdidas gaseosas (Hofman y Van Cleemput, 1999; Cockx y Simonne, 2003) es de conocimiento común para productores de cultivos convencionales (basados en el suelo) (Tyson, Treadwell y Simonne, 2011).

A nivel mundial, solo 50% del fertilizante se recupera en la producción de cultivos (Eickhout, Bouwman y Van Zeijts, 2006). Por lo tanto, los agricultores pierden una gran porción de fertilizante debido a las ocurrencias naturales en la producción basada en el suelo. Además, la industria está sometida a una gran presión para reducir la contaminación de los ecosistemas naturales debido a las aportaciones de fertilizantes (Mitsch y Gosselink, 2000).

Fedoroff *et al.* (2010) también hace un llamamiento para que los sistemas agrícolas nuevos e innovadores cumplan los desafíos pronosticados para el futuro en las poblaciones en crecimiento, en los que se proyecta escasez de agua dulce (Watkins, 2006), la degradación del suelo y la tierra cultivable (Bindraban *et al.*, 2012). Si la hidroponía está bien diseñada y gestionada adecuadamente, el sistema puede funcionar como una alternativa sostenible y efectiva a la producción agrícola cultivada en el campo (Smither y Cantliffe, 2004).

Las cuatro razones principales por las que el cultivo sin uso de suelo viene en crecimiento son: disminución de la presencia de enfermedades transmitidas por el suelo y patógenos debido a condiciones estériles, mejoramiento de las condiciones de cultivo, el ahorro de agua y la eficiencia del uso de fertilizantes; y la posibilidad de desarrollar la agricultura donde la tierra adecuada no está disponible; un resumen completo de los sistemas y sus ventajas y desventajas en la Tabla 8 (Somerville *et al.*, 2014).

Asimismo, se pueden cultivar diferentes tipos de plantas como hortalizas, plantas que producen frutos, tubérculos, plantas aromáticas y muchos más. En muchos lugares se cultivan verduras (brócoli, coliflores, acelga, tomate, berenjena, etc.); siendo el más demandado la lechuga, ya que la calidad e inocuidad es mejor al producto cultivado en suelos con riegos no confiables como uso de aguas contaminadas (Somerville *et al.*, 2014). En la Figura 12 se ve la curva de crecimiento de la lechuga, a los 60 días la mayoría de las variedades llegan al punto de madurez y otros a 80 días (variedades tardías) pasando esto pierden su condición óptima.

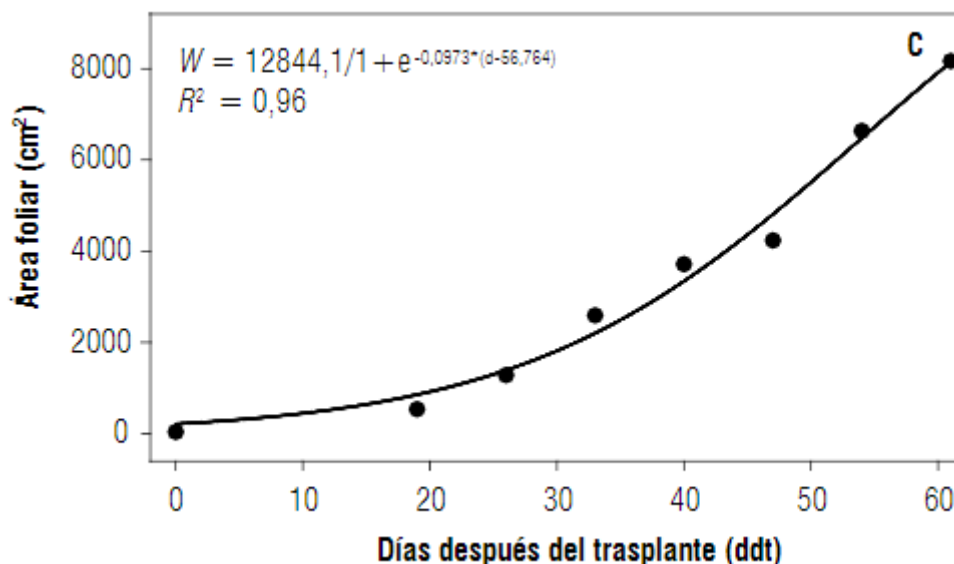


Figura 12. Curva de crecimiento de la lechuga con respecto al área foliar y días (Carranza, Lanchero, Miranda y Chaves, 2008)

2.3.1. Solución nutritiva para sistemas hidropónicos

Una solución nutritiva para sistemas hidropónicos es una solución acuosa que contiene principalmente iones inorgánicos de sales solubles de elementos esenciales para plantas superiores. Un elemento esencial tiene un claro papel fisiológico y su ausencia impide el ciclo de vida completo de la planta. Actualmente 17 elementos se consideran esenciales para la mayoría de las plantas, especificadas en la Tabla 6 (Bugbee, 2004).

Tabla 6. Nutrientes esenciales para las plantas (Bugbee, 2004)

Macronutrientes	símbolo	Micronutrientes	Símbolo
Carbono	C	Hierro	Fe
Hidrógeno	H	Manganeso	Mn
Oxígeno	O	Zinc	Zn
Nitrógeno	N	Boro	B
Potasio	K	Cobre	Cu
Calcio	Ca	Molibdeno	Mo
Azufre	S	Cloro	Cl
Fósforo	P		
Magnesio	Mg		

2.3.2. Sistemas hidropónicos

Según Rodríguez *et al.* (2004) los sistemas hidropónicos poseen características y tipos diferentes desde lo más simple (funcionamiento manual o semiautomático) hasta los más sofisticados y automatizados.

2.3.2.1. Recirculante o la técnica de película nutritiva (NFT)

El NFT es un método hidropónico (NFT, por sus siglas en inglés, *Nutrient Film Technique*) que utiliza tubos horizontales, cada uno con una corriente superficial de agua acuapónica rica en nutrientes que fluye a través de él (Figura 12). Las plantas se colocan dentro de agujeros en la parte superior de las tuberías y pueden usar esta delgada película de agua rica en nutrientes y aporta la oxigenación (Somerville *et al.*, 2014).

Asimismo Samperio (1999) manifiesta que esta película no deberá alcanzar una altura superior a los 5 o 7 centímetros desde la base del contenedor.

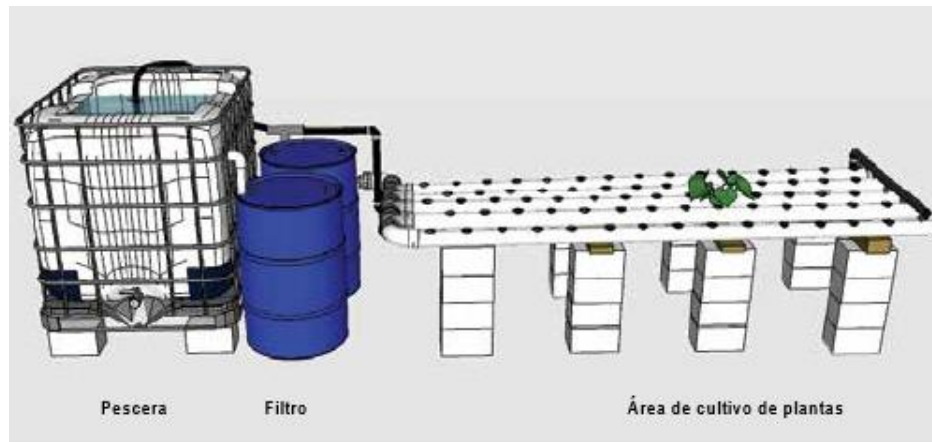


Figura 13. Unidad de técnica de película de nutrientes (Somerville *et al.*, 2014)

2.3.2.2. Raíz flotante o cultivo de agua profunda (DWC, por sus siglas en inglés, Deep Water Cultivation)

El método DWC consiste en suspender las plantas en láminas de poliestireno, con sus raíces colgando en el agua (Figura 13). Este método es el más común para los acuaponicos comerciales grandes que producen un cultivo específico (diferentes variedades de lechugas, o albahaca) y es más adecuado para la mecanización. A pequeña escala, esta técnica es más complicada que las camas de medios y puede no ser adecuada para algunos lugares, especialmente donde el acceso a materiales es limitado (Somerville *et al.*, 2014).

La cama de cultivo en aguas profundas (DWC) basadas en los medios (Lennard y Leonard, 2006). El sistema DWC contiene balsas flotantes con plantas en macetas que contienen coco, lana de roca o piedra pómez para el apoyo de la raíz (Goddek *et al.*, 2015). A diferencia del lecho de cultivo basado en los medios, las raíces de DWC se sumergen constantemente en el agua para la absorción de nutrientes (Roberto, 2005).



Figura 14. Raíz flotante o cultivo de agua profunda (Somerville *et al.*, 2014)

2.3.2.3. Sistemas hidropónicos con sustratos o medio de cultivo.

Las unidades con sustrato son el diseño más popular para la acuaponía en pequeña escala. Este método es muy recomendable para la mayoría de las regiones en desarrollo (para más explicación del sistema Ver Tabla 8) (Somerville *et al.*, 2014).

En un lecho de cultivo basado en medios, las raíces están soportadas por un sustrato inerte (químicamente inactivo) por ejemplo, arcilla, piedra pómez o grava, que sirve como sustrato microbiano, de nitrificación y medio de filtración para sólidos (Roberto, 2005) y se suministra agua secuencialmente en un patrón de reflujos y flujos (Goddek *et al.*, 2015).

2.3.2.4. Clases de sustrato

Samperio (1999) afirma que los materiales que sirven de sustrato para el cultivo sin tierra pueden ser de origen diverso (orgánicos, naturales y sintéticos). Somerville y colaboradores muestran características de los diferentes sustratos o medios de cultivo en la Tabla 7.

Tabla 7. Características de los diferentes sustratos (Somerville *et al.*, 2014)

Tipo de sustrato	Superficie de la zona (m ² / m ³)	pH	costo	Peso	Vida útil	Retención de agua	Soporte de planta	Facilidad para trabajar
Grava volcánica (toba)	300-400	neutro	medio	medio	largo	Medio pobre	excelente	medio
Grava volcánica (piedra pómez)	200-300	neutro	Media alto	ligero	largo	medio	Medio pobre	fácil
Grava de piedra caliza	150-200	básico	bajo	pesado	largo	pobre	excelente	difícil
Arcilla expandida (LECA)	250-300	neutro	alto	ligero	largo	Medio pobre	medio	fácil
Tapas de botellas de plástico	50-100	inerte	bajo	ligero	largo	pobre	pobre	fácil
Fibra de coco	200-400 (variable)	neutro	Bajo medio	ligero	corto	alto	medio	fácil

2.3.2.5. *Polímeros sintéticos*

Los polímeros poseen moléculas muy grandes, se asemejan a largas cadenas formadas por una serie aparentemente interminable de enlaces interconectados (Moore, 2008).

Material polimérico que tiene la capacidad de ser moldeado, generalmente mediante la aplicación de calor y presión. Esta propiedad de plasticidad, que a menudo se encuentra en combinación con otras propiedades especiales como baja densidad, baja conductividad eléctrica, transparencia y tenacidad, permite que los plásticos se conviertan en una gran variedad de productos (Rodríguez, 2018).

Estos materiales son muy útiles y conveniente, también es uno de los mayores problemas ambientales del mundo, sin embargo, tanto la industria como la sociedad siguen dependiendo en gran medida de su uso (“The future of plastic,” 2018).

Reducir, reutilizar y reciclar se han adoptado como el enfoque común para combatir la escalada del problema de los residuos plásticos. El sueño es crear una economía circular de plástico donde los productos sean 100% reciclables, se usen durante el mayor tiempo posible y se minimice su desperdicio (Delebecq, Pascault, Boutevin y Ganachaud, 2013; Mahmoud, Nasr y Maamoun, 2017; Jian, Watson, Tang, Eugene y Chen, 2018).

a) El tereftalato de polietileno (PET)

PET es producido por la polimerización de etilenglicol y ácido tereftálico (The Editors of Encyclopaedia Britannica, 2018). Químicamente estable y su uso se ha incrementado en las últimas décadas con una multitud de aplicaciones (Crawford y Quinn, 2017).

La densidad de tereftalato de polietileno es de 1.3 y 1.4 g/cm³; posee alto grado de cristalinidad, liviano, baja absorción de humedad, posee alta dureza, rigidez y otras características más que hacen auténticas demandas de la industria (Olatunbosun, Emeka, James y Pratico, 2016).

El PET es el material más utilizado para fabricar las botellas de plástico transparente para agua embotellada y para bebidas de gaseosas, condimentos y aderezo para ensaladas, envasado de productos cosméticos, como el champú (Sax, 2009), hasta la fabricación de componentes electrónicos y fibras en la ropa (Crawford y Quinn, 2017), estos mismos materiales se encuentran regularmente ensuciando el medio ambiente acuático, muestra de ello existen islas de basuras (Crawford y Quinn, 2017).

b) Poliuretano (PU)

El poliuretano (PU) es nombre para la familia de productos químicos conocidos como polímeros de uretano, que se componen de dos materias primas principales: condensación de bases hidroxílicas combinadas con diisocianatos (Mahmoud, Nasr y Maamoun, 2017).

Es bien sabido que la espuma es un material compuesto de gas sólido. Son un grupo extremadamente versátil de polímeros, producidos en una amplia gama de densidades de reticulación, rigidez y densidades, desde estructuras muy suaves a muy duras (Chinthankumar, Jathin, Manujesh, Umashankar y Prajna, 2016; Mahmoud, Nasr y Maamoun, 2017).

Las aplicaciones más importantes de la espuma de poliuretano son la industria del mueble (para la producción de colchones). La segunda aplicación importante es la fabricación de automóviles (amortiguación de asientos, parachoques) (Mahmoud, Nasr y Maamoun, 2017).

Las espumas de poliuretano rígidas se utilizan en el aislamiento térmico de edificios y refrigeradores, aislamiento de tuberías y las industrias químicas y alimentarias. Los elastómeros de poliuretano se utilizan para calzado, forros de tuberías y bombas, microcelulares de elastómeros se usan en neumáticos industriales. La espuma de poliuretano rígida versátil se usa incluso en tecnología solar, en horticultura y también en minería e ingeniería civil (Delebecq *et al.*, 2013; Chinthankumar *et al.*, 2016; Mahmoud *et al.*, 2017).

Zarzyka (2014) dice que las espumas flexibles se caracterizan por una densidad de (0.032 a 0.051 g/cm³). Chinthankumar *et al.* (2016) caracterizaron las densidades de las cinco espumas de poliuretano rígidas (0.3, 0.35, 0.45, 0.65 y 0.85 g / cm³). Esto muestra que a medida que aumenta la densidad, la pared celular aumenta de grosor, lo que aumenta la resistencia a la flexión plana (Chinthankumar *et al.*, 2016).

Mientras, La espuma de PU (0.85 g / cm³) tiene la máxima resistencia a la compresión y PU 0.3 g / cm³ tiene la mínima resistencia a la compresión. Esto muestra que a medida que aumenta la densidad, disminuye el tamaño de la celda, lo que significa que hay más paredes sólidas que restringen la carga de compresión plana (Chinthankumar *et al.*, 2016).

Las superficies de espuma son inherentemente hidrófobas, sin embargo, cuando se ejerce presión junto al agua, fácilmente se humedece, debido a su peso ligero sigue flotando en el agua y otro factor de las porosidades es el almacenamiento de oxígeno. Aprovechando esta propiedad en algunas investigaciones, se han empleado para limpiar los derrames de petróleo en áreas contaminadas por el crudo de petróleo, lo más importante es la propiedad de absorción (Calcagnile, Fragouli, Bayer, ... Athanassiou, 2012; Zarzyka, 2014).

2.3.2.6. Elección del medio

Somerville *et al.* (2014) mencionan los medios de crecimiento aplicables tendrán varios criterios comunes y esenciales, se mencionan a continuación:

- Gran superficie para crecimiento bacteriano
- El pH neutro e inerte (lo que significa que el medio no lixiviará ninguna sustancia potencialmente tóxica)
- Buenas propiedades de drenaje
- Facilidad para trabajar con el material
- Espacio suficiente para que el aire y el agua fluyan dentro del medio
- Que sea disponible y rentable
- Peso ligero (si es posible).

2.3.2.7. Filtración

Las capas de los sustratos sirven como filtros (mecánicos y biológicos) y un área de cultivo de plantas. Además, el lecho de los sustratos proporciona un lugar para que ocurra la mineralización. Sin embargo, a altas densidades de carga pueden obstruirse y producir peligrosos puntos anaeróbicos (Somerville *et al.*, 2014).

a) Filtro mecánico

El sustrato funciona como un filtro físico, que captura y contiene los desechos de peces sólidos y suspendidos y otros desechos orgánicos flotantes (Somerville *et al.*, 2014).


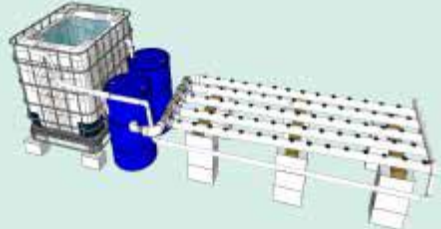
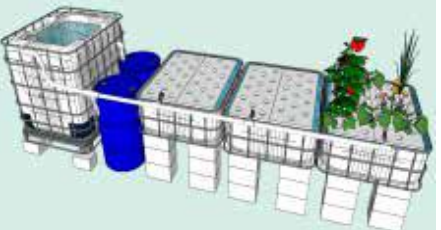
b) Filtración biológica

Todos los sustratos descritos aquí tienen una gran área superficial donde las bacterias nitrificantes pueden colonizar. De todos los diseños acuaponicos, los lechos de los medios tienen la filtración más biológica debido a la gran área de los medios sobre los que pueden crecer las bacterias. La capacidad de biofiltración se puede limitar o perder si los lechos de los medios se vuelven anóxicos, si las temperaturas descienden o si la calidad del agua es baja, pero en general los lechos de los medios tienen una filtración biológica más que adecuada (Somerville *et al.*, 2014).

c) Mineralización

Con el tiempo, los desechos sólidos y suspendidos de los peces y todos los demás restos se descomponen lentamente mediante procesos biológicos y físicos en nutrientes simples en forma de moléculas e iones simples que las plantas pueden absorber fácilmente. Si el lodo se acumula en el lecho de los medios y no se va, puede indicar que el proceso de mineralización no es suficiente. En este caso, la recomendación es usar una filtración mecánica más efectiva y procesar los residuos filtrados por separado (Somerville *et al.*, 2014).

Tabla 8. Comparación de los diversos sistemas de cultivo acuaponicos descritos anteriormente (Sefranek, 2016; Somerville *et.al.*, 2014)

Tipo de sistema	Fortalezas	Debilidades
<p>Unidades con sustrato</p> 	<ul style="list-style-type: none"> ✓ Diseño simple y tolerante ✓ Ideal para principiantes ✓ Se pueden usar piezas alternativas / recicladas ✓ Las verduras de fruto alto son compatibles ✓ Todos los tipos de plantas se pueden cultivar ✓ Múltiples técnicas de riego ✓ Se pueden usar muchos tipos de medios ✓ Alta aireación cuando se usan sifones de campana ✓ Energía eléctrica relativamente baja ✓ Capturas medianas y mineraliza sólidos 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Muy pesado, dependiendo de la elección de los medios ▪ Los medios pueden ser costosos ▪ Implacable a gran escala ▪ Mayor evaporación que NFT y DWC ▪ Mano de obra intensiva para construir ▪ Los ciclos de inundación y drenaje requieren un cálculo cuidadoso del volumen de agua ▪ Los medios pueden obstruirse a una alta densidad de almacenamiento ▪ El trasplante de plantas requiere más mano de obra ya que los medios deben moverse
<p>Unidades NFT</p> 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Más rentable que camas de sustrato a gran escala ➤ Ideal para hierbas y verduras de hoja verde ➤ Mínima pérdida de agua por evaporación ➤ Sistema de peso ligero ➤ El mejor método para colocar en techos ➤ Métodos de cosecha muy simples ➤ El espaciado de las tuberías puede ajustarse para adaptarse a diferentes plantas ➤ Bien investigado por empresas hidropónicas comerciales ➤ Se requiere el volumen de agua más pequeño ➤ Mínimo trabajo para plantar y cosechar 	<ul style="list-style-type: none"> ❖ Método de filtración más complejo ❖ La bomba de agua y la bomba de aire son obligatorias ❖ No puede sembrar directamente ❖ El bajo volumen de agua aumenta los problemas de calidad del agua ❖ Aumenta la variabilidad en la temperatura del agua con estrés en los peces ❖ Las tuberías de entrada de agua pueden obstruirse fácilmente ❖ Vulnerable a los cortes de energía
<p>Unidades DWC</p> 	<ul style="list-style-type: none"> ☆ Método más rentable a gran escala ☆ El gran volumen de agua amortigua los cambios en la calidad del agua ☆ Puede soportar interrupciones cortas en electricidad ☆ Mínima pérdida de agua por evaporación ☆ Bien investigado por empresas hidropónicas comerciales ☆ Las balsas de poliestireno aíslan el agua de las pérdidas / ganancias de calor manteniendo las temperaturas constantes ☆ Las balsas proporcionan superficie de biofiltro ☆ Los canales DWC se pueden fijar con forros de plástico con casi cualquier tipo de pared (madera, marcos de acero, perfiles de metal) ☆ Puede ser utilizado en múltiples densidades de almacenamiento 	<ul style="list-style-type: none"> • Método de filtración más complejo • Unidad muy pesada • Se requiere alto oxígeno disuelto en el canaly se requiere una bomba de aire más sofisticada • Las hojas de poliestireno se rompen fácilmente • Las plantas de tallo altas son más difíciles de soportar • El gran volumen de agua aumenta la humedad y el riesgo de enfermedades fúngicas

2.4. Acuaponia

La acuaponia es una combinación de acuicultura e hidroponía. Es un sistema bio-integrado que incluye recircular el agua usada en acuicultura con el medio hidropónico para producir plantas (Ugwumba *et al.*, 2010). En este sistema se emplean las aguas ricas en nutrientes de la actividad piscícola para producir vegetales (Wahome *et al.*, 2011). Acuaponia es un sistema agrícola de alta ingeniería (Sneed, Allen y Ellis, 1975; Naegel, 1977). En conjunto, esta relación circular es beneficiosa entre peces, plantas y microbios (Lewis *et al.*, 1978).

2.5. Marco Legal

Para esta investigación se basó en marcos legales peruanas, los siguientes:

- CONSTITUCIÓN POLÍTICA DEL PERÚ

Artículo 22 e Inciso 22. Toda persona tiene derecho, gozar de un ambiente bueno para su crecimiento y desarrollo personal.

- Ley General del Ambiente (LEY N° 28611)

Artículo 90. El estado es el encargado de promover y controlar el aprovechamiento sostenible de las aguas continentales mediante gestión integrada de recursos hídricos, evitando la contaminación del ambiente acuático y dando enfoque sostenible.

- Estándares de Calidad Ambiental (ECA) para Agua (D.S N° 004-2017-MINAM)

Emplear como referencia los valores dados para la categoría 4 que menciona para la conservación del ambiente acuático, subcategoría de ríos (sierra, selva y costa).

CAPITULO III

MATERIAL Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

Se encuentra en el sector de Carapongo, ubicada en el distrito de Lurigancho-Chosica, provincia de Lima, en el departamento de Lima; a una altitud de 475 m.s.n.m.

La piscigranja familiar fue construida con el apoyo de Urban Harvest, la estructura de reservorio permite la crianza de “tilapia gris” *Oreochromis niloticus*.

Para la investigación experimental se construyó un sistema hidropónico a pequeña escala próximos a la piscigranja (297337 Este, 8672879 Sur - coordenadas UTM) (Figura 14).

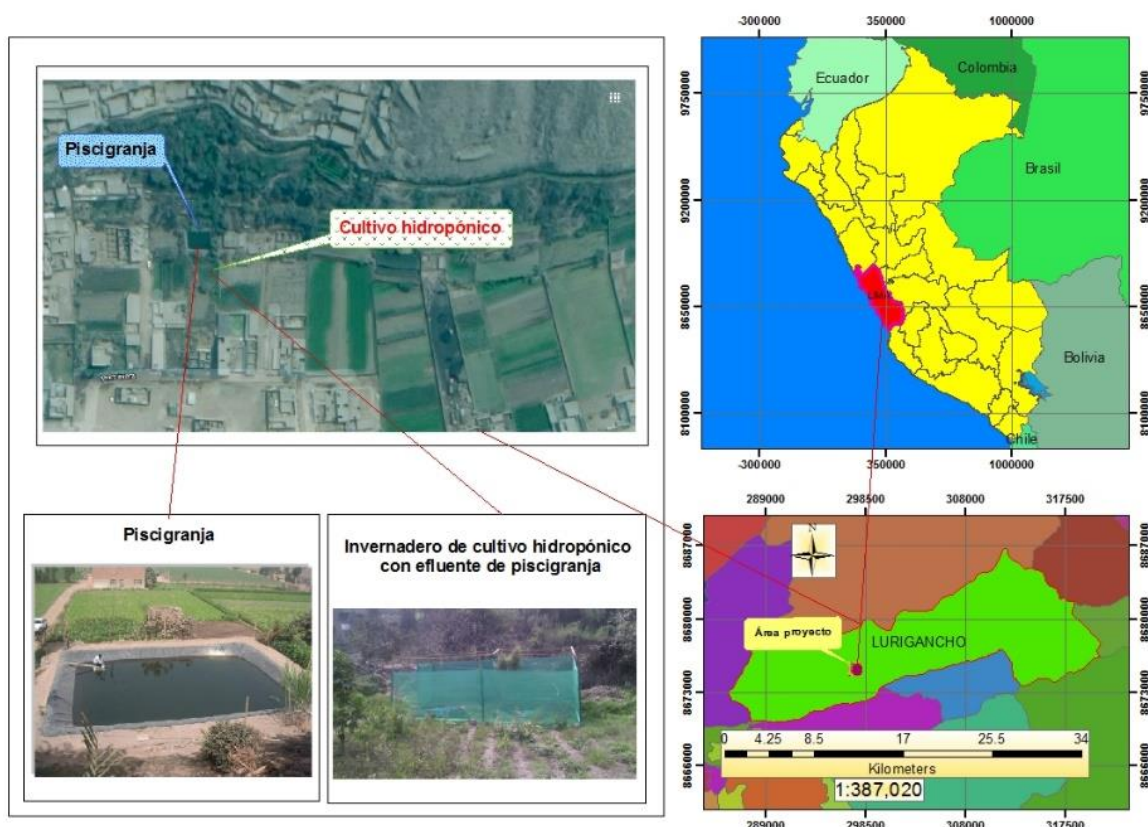


Figura 15. Mapa de ubicación del lugar de estudio

3.2. Condiciones ambientales

La investigación experimental se llevó a cabo entre los meses de agosto a septiembre, comenzó el 28 de agosto de 2018 y concluyó el 28 de septiembre del mismo año, por ello se consideraron los datos meteorológicos correspondientes a estos meses.

Según Servicio Nacional de Meteorología e hidrología (SENAMHI, 2018) (estación meteorológica de Ñaña) en la zona de estudio la precipitación mensual es de 0,0 milímetros (mm), correspondiente a agosto y setiembre.

Las temperaturas promedio mensuales correspondientes a los meses de agosto y septiembre fueron 16.4 y 18.6 °C, respectivamente. Para el mes de agosto la temperatura promedio máximo ha sido 22.0 °C y promedio mínima ha sido 11.0 °C, mientras para el mes de septiembre temperatura promedio máxima 23.0 °C y mínima promedio 14.0 °C, se observan en las Figuras 15 y 16 temperaturas diarias de los dos meses (SENAMHI, 2018).

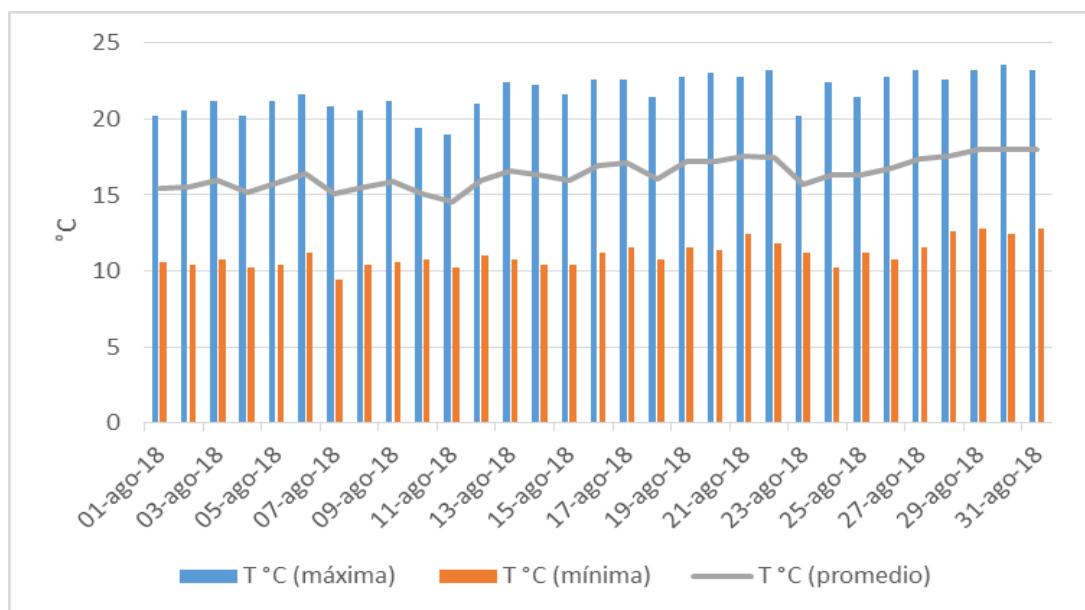


Figura 16. Las temperaturas mes agosto del año 2018

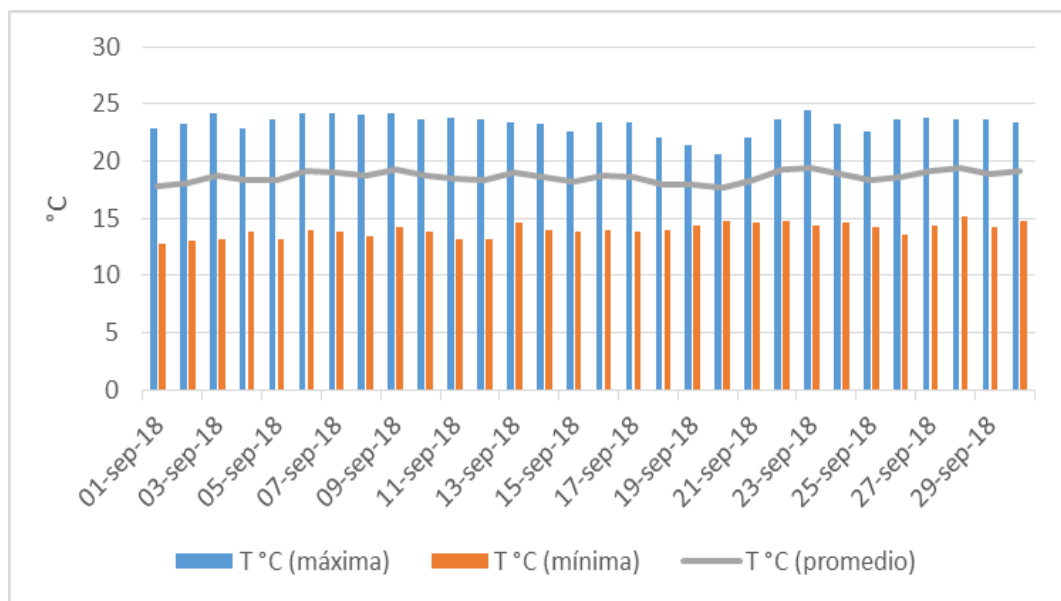


Figura 17. Las temperaturas mes septiembre del año 2018

3.3. Instalación existente

La piscigranja cuenta con una superficie de 192 m², abarca un perímetro de 56 m y tiene una profundidad de 3 m; en la cual se viene cultivando aproximadamente 2000 especímenes de “tilapia gris” con fines de autoconsumo y venta local. El revestimiento del estanque es de polietileno de alta densidad (HDPE) de color negro.

3.4. Origen de las aguas que ingresan al estanque

El agua que abastece a la piscigranja procede del río Rímac y hace un recorrido de aproximadamente 2 km desde la bocatoma hasta el estanque, la vía de transporte del fluido es a través de canal que forma parte del sistema de irrigación local administrada por la Junta de Usuarios del Río Rímac (JUR).

3.5. Alimentación de peces

Se alimenta a base de salvado de trigo reforzado con granulado de zanahoria (extracto natural del Caroteno), alimentación 3 veces al día, en cada alimentación se suministra aproximadamente un 1,3 kg de alimento balanceado (pellets).

3.6. Procedimientos para implementación de un sistema de cultivo hidropónico

Como medio de aprovechamiento de los nutrientes (NAT, fósforo total y nitrato) proveniente del estanque de peces. Dentro de este proceso se hizo trabajos relacionados a la parte estructural del sistema hidropónico y medios para proteger contra daños externos, para lo cual se implementó invernadero, con el fin de garantizar autonomía y protección al sistema.

3.6.1. Implementación del sistema hidropónico

Se consideraron los aspectos técnicos señalados en Caló (2011) y Somerville *et al.* (2014), siendo los siguientes:

- Se han preparado sistemas hidropónicos de DWC, también, conocido como sistema de raíz flotante; establecimiento independiente a la zona de piscigranja.
- Los contenedores de DWC se llenaron con agua del efluente de la piscigranja
- Se colocó una plancha de poliestireno expandido, comúnmente conocido como tecnoport, de 4 cm de espesor sobre la estructura hidropónica, esto como medio de soporte del vaso hidropónicos y las plantas.
- Se realizaron cinco perforaciones de 40 mm de diámetro en las planchas de tecnoport, en los cuales se colocaron vasos hidropónicos, que sirvieron como medio de soporte para las plantas. De esta forma, las raíces quedaron inmersas en el agua hidropónica.

- Periódicamente se aireó de forma mecánica el agua con ayuda de una paleta de madera con fines de oxigenación de agua

El terreno para su colocación se ha nivelado y sobre ello se colocó bloque de ladrillo 50 cm de alto para cada sistema (Somerville *et al.*, 2014).

Los polímeros que han sido utilizados como sustratos ayudantes de adaptación de microorganismos, se emplearon de dos tipos, mencionados por (Somerville *et al.*, 2014; Madero, Bravo, Carvajal y Díaz, 1998).

- Tereftalato de polietileno (PET) estos materiales son reciclados, la mayor ventaja, es la rápida adaptación de los microorganismos y una densidad adecuada para formar ambiente anaerobia.
- Poliuretano (PU) los microorganismos son inmovilizados en poliuretano, lo cual hace que mayor cantidad de microorganismos adaptados puedan tener mayor efectividad en la remoción de nutrientes, menor densidad adecuado para flotar en agua, lo cual es conocido como ambiente aerobio.

Luego se llenó a la estructura con efluente de la piscigranja hasta cubrir 13 cm de altura, dejando 2 cm para la oxigenación de raíz y agua (Rodríguez *et al.*, 2004). Seguido a ello se colocó la estructura de tecnopor (Kulkarni *et al.*, 2018).

Las medidas del EPS (tecnopor) es la misma de la estructura hidropónica (38 x 38 cm) y se perforó 5 agujeros (cumpliendo el triángulo recomendado) para depositar el vaso hidropónico con las plantas, estos materiales dejan un pequeño espacio al juntarse con la estructura hidropónica lo cual favorece el ingreso de oxígeno al medio de cultivo.

Y por último se han colocado las plántulas de lechugas en sus respectivas canastillas hidropónicas, seguido a ello se colocó en los pertinentes agujeros del EPS, verificando que las raíces estén en contacto con el líquido, recomendado por (Kulkarni, Plapallil, Mohanty y Thakur, 2018). Las plántulas de lechuga procedieron del Centro de Investigación de Hidroponía y Nutrición Mineral (CIHNM) de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), se utilizó lechuga alface regina y alface rubinela, los materiales se detallan en la Tabla 9. Todos estos sistemas estuvieron colocados dentro del invernadero construido. Evidencia de las actividades (Figuras 30-39 del Anexo I).

Tabla 9. Materiales y equipos necesarios para el cultivo hidropónico

N°	Material y/o equipos	Cantidad
1	Caja hidropónica	5
2	Plástico polietileno color azul de calibre 600	5 m
3	Poliuretano (PU)*	30 gramos
4	Tereftalato de polietileno (PET)*	70 gramos
5	Tachuela o chincheta	60 unid
6	Martillo	1
7	Batea de plástico 18 L	1
8	paleta de madera	3
9	Plancha de tecnopor (38x38 cm, 1pulg)	5
10	Canastilla hidropónica	25
11	Plántulas de lechuga	25

*PET/PU 50 gramos.

3.6.2. Materiales y equipos empleados para colocación de sistema de invernadero

El sistema invernadero es una barrera de protección contra agresores externos que puedan afectar o dañar a los cultivos hidropónicos, protege contra fuertes vientos y de altas radiaciones solares (Somerville *et al.*, 2014). Para la construcción se han empleado listones de madera para las vigas y columnas (cada columna descansa a 30 cm de profundidad) y se empleó malla rashell para cubrir la estructura, los materiales se detallan en la Tabla 10.

Tabla 10. Materiales y equipos empleados para colocación de sistema de invernadero y/o estructuras de sombra

N°	Material y/o equipos	Cantidad
1	Malla raschel	18.50 m
2	Vigas (listones de madera)	14.50 m
3	Columna (madera 2.60 m)	8
4	SERRUCHO	1
5	Cinta métrica (wincha)	1
6	Martillo	1
7	Clavo (1 ½")	50
8	Herramienta (pala, pico y otros)	1

3.6.3. Medición del aforo de caudal en afluente y efluente de piscigranja

La metodología de aforo de caudal es volumétrica (Hudson, 1997) por su adecuación y por tener caudales pequeños. El método consiste en la medición directa de tiempo que tarda en llenar un recipiente de volumen conocido; se expresa en la siguiente ecuación:

$$Q = \frac{V}{T}; \quad \text{Ecuación 2. Método volumétrico}$$

Donde:

$$Q = \text{caudal} \left(\frac{l}{s} \right); v = \text{volumen} (l) \text{ y } T = \text{tiempo} (s)$$

Los materiales se encuentran descritos en la Tabla 11, los cuales se usaron para el aforamiento del caudal; y su posterior determinación aplicando la fórmula descrita en la Ecuación 2. (Ver Figuras 40-41, Anexo I).

Tabla 11. Materiales y equipos empleadas para el aforo de caudal de ingreso

N°	Material y/o equipos	Cantidad
1	Recipiente con graduación	1
2	Cronómetro	1
3	probeta	1
4	Cuaderno de anote	1

3.7. Monitoreo y caracterización de la calidad del agua de afluente y efluente de la piscigranja y del sistema hidropónico

Se realizaron mediciones de los parámetros fisicoquímicos del afluente y efluente de la piscigranja y del sistema hidropónico.

El muestreo se realizó teniendo en consideración las especificaciones del “Protocolo Nacional para el Monitoreo de Calidad de los Recursos Hídricos Superficiales, cuya Resolución Jefatural de aprobación es la 010-2016-ANA”.

Las mediciones de parámetros físicos se realizaron en el Laboratorio de Monitoreo Ambiental de la Universidad Peruana Unión; los parámetros fueron: temperatura, pH, conductividad eléctrica, medidos con multiparámetro (modelo HI-9811-5) y oxígeno disuelto medido con oxímetro (modelo 3069), ambos de marca HANNA, metodología aplicada medición directa. (Ver las Figuras 42-44, Anexo I).

La determinación del Nitrógeno Amoniacal Total fue efectuada por el método de destilación con óxido de magnesio y 4500-NH₃ E Método Titulométrico (APHA-AWWA-WPCF, 1992).

El Fósforo Total fue determinado mediante la metodología de Azul de Molibdeno y 4500-PE Método del Ácido Ascórbico (APHA-AWWA-WPCF, 1992).

El Nitrato fue determinado con metodología de Ácido Salicílico (Cataldo *et al.*, 2008).

Los análisis de parámetros químicos se realizaron en el Laboratorio de Análisis de Suelo, Plantas y Fertilizantes y Laboratorio de Agua, Suelo, Medio Ambiente y Fertirriego de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

Los análisis de los parámetros físicos y químicos se realizaron de acuerdo a la programación estadística (16, 23 y 30 días) respectivamente, ver (Tabla 13 y 14).

3.8. Medición del crecimiento de las raíces y tallos de las lechugas (*Lactuca sativa* L)

Se realizaron mediciones de tallos y raíces, para lo cual se programó control cada cuatro días durante la etapa de investigación, se han empleados criterios de medición de tallo y raíz empleados por (Rodríguez *et al.*, 2004). Los materiales se detallan en la Tabla 12.

Tabla 12. Materiales empleados el control de crecimiento de lechuga

N°	Material	Cantidad
1	Regla graduada	30 cm
2	Hoja de control	9
3	lapicero	2

3.9. Diseño experimental

Las variables independientes estudiadas fueron: las densidades de los polímeros (ambiente aerobio y anaerobio) y el tiempo de control en días; los variables dependientes fueron eliminar de NAT, nitrato, fósforo total y el crecimiento de raíz y tallo de la lechuga.

Variables Independientes

- Densidad de polímeros (PET y PU)
- Tiempo (días)

Variables Dependientes

- Remoción de NAT
- Remoción de fósforo total
- Remoción de nitrato
- Crecimiento de tallo y raíz de la lechuga

Variables Intervinientes

- Temperatura
- Conductividad eléctrica
- pH y Oxígeno disuelto

3.10. Diseño Estadístico

3.10.1. Diseño de experimentos factorial

La investigación se realizó usando un diseño factorial de 2^2 que consiste en cuatro puntos factoriales, un punto central, en total cinco tratamientos. Los experimentos fueron conducidos en orden aleatorio y los datos analizados por regresiones múltiples usando un método de mínimos cuadrados, las variables independientes y dependientes son mostradas en la Tabla 13 y 14. La función de la respuesta (Y) será generada en los componentes lineales e interactivos y los datos experimentales serán ajustados al modelo de primer orden como se muestra a continuación (Rodrigues y Iemma, 2014):

$$Y = \beta_0 + \sum_{j=1}^k \beta_j x_j + \sum_{i < j} \beta_{ij} x_i x_j + \varepsilon \dots \dots \text{ Ecuación 3. Fórmula de diseño factorial}$$

Donde Y es la respuesta predicha medida (variable dependiente); β_0 es el intercepto; β_i y β_{ij} son los coeficientes del modelo (lineal e interacción, respectivamente) y X_i y X_j son los valores codificados de las variables independientes.

Tabla 13. Parámetros y niveles del diseño factorial

Parámetros	Niveles		
	+1	0	-1
Polímero densidad (g/cm ³)	PET (1.3)	PET/PU (0.8)	PU (0.3)
Tiempo (días)	16	23	30

Tabla 14. Experimento factorial con variables independientes y dependientes

Ensayos	Variables independientes				Variables dependientes		
	Codificados		No codificados		NAT (mg/L)	Fósforo total (mg/L)	Crecimiento (cm)
	X1	X2	Densidad (g/cm ³)	Tiempo (días)			
1	+	+	1.3	30	-	-	-
2	+	-	1.3	16	-	-	-
3	-	+	0.3	30	-	-	-
4	-	-	0.3	16	-	-	-
5	0	0	0.8	23	-	-	-

3.10.2. Diseño T-Test variables dependientes

Se utilizó para determinar si existe una diferencia significativa entre las medias de dos grupos y se asume que la variable dependiente se ajusta a una distribución normal, con lo cual podemos identificar la probabilidad de un resultado particular. Especificamos el nivel de probabilidad (nivel alfa, nivel de significación, p) que estamos dispuestos a aceptar ($p < 0.05$).

Para la comparación entre pre test (afluente piscigranja) y post test (efluente de piscigranja) se utilizó la prueba T Student del análisis estadístico en contexto experimental realizado en campo (Hernández, Fernández y Baptista, 2006).

3.10.3. Regresión múltiple

Se emplea para evaluar el efecto de dos o más variables independientes sobre una variable dependiente, así como predecir el valor de la variable dependiente con una o más variables independientes y estimar cual es la independiente que mejor predice las puntuaciones de la variable dependiente (Hernández, Fernández y Baptista, 2006).

Cuando existe una posible relación entre varias variables independientes (tiempo (días) de medición y sustrato (densidad) de polímeros para el crecimiento y otra dependiente (crecimiento de raíz y tallo de lechuga) se hace necesario el uso de la Regresión Múltiple. La estructura del modelo de regresión múltiple es la siguiente (Carrasquilla *et al*, 2016).

$$Y = \beta_0 + \beta_1 x_1 + \dots + \beta_k x_k + \varepsilon \quad \text{Ecuación 4. Fórmula de regresión múltiple}$$

Donde Y es la respuesta predicha medida (variable dependiente); β_0 , β_1 ; β_k son los valores estimados del modelo y X_1 y X_k son los valores codificados (variables independientes) y ε representa un componente de error asociado al modelo, cumpliendo una distribución normal (con media y varianza constante).

3.11. Análisis estadístico

3.11.1. Factorial

Los gráficos de superficie de respuesta y contorno se usaron para demostrar la relación la respuesta y los niveles de cada variable independiente y mostrar las condiciones óptimas. Todos los análisis estadísticos serán realizados a un intervalo de confianza de 95 % ($\alpha \leq 0.05$) usando el software STATISTICA versión 13.1 (Montgomery, 2004; Rodrigues y Iemma, 2014).

3.11.2. T-test VD

Análisis de comparación del efluente de la piscigranja y afluente de la piscigranja fueron analizados por ANOVA a intervalo de confianza de 95% (Montgomery, 2004).

3.11.3. Regresión múltiple

Los resultados estadísticos de la aplicación de regresión múltiple fueron la ANOVA, prueba de normalidad y regresión lineal. Fueron analizados a intervalo de confianza de 95%; usando el software STATISTICA versión 13.1 (Rodrigues y Iemma, 2014).

3.12. Determinación de la eficiencia de remoción

Para la determinación de la eficiencia de la remoción (NAT y fósforo total) se empleó la Ecuación 5 (Scavo, 2004):

$$E = (S_0 - S) / S_0 \times 100 \quad \text{Ecuación 5. Eficiencia de remoción}$$

Donde:

E: Eficiencia de remoción del sistema [%]

S: Concentración de salida (NAT y fósforo total mg/L);

S₀: Concentración de entrada (NAT y fósforo total mg/L).

CAPITULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Diseño y dimensiones de sistema hidropónico

Las dimensiones han sido dadas de acuerdo a las revisiones bibliográficas y experiencia en el campo de hidroponía. El sistema hidropónico tipo raíz flotante, la estructura es de madera, posee forma cuadrada, con la profundidad adecuada para las plantas y actividades microbianas, las estructuras han sido revestidos con plástico polietileno color azul de calibre 600, las medidas de las estructuras (Tabla 15) y mediante el diseño se observa en la (Figura 16) y plano del diseño se encuentran en el Anexo II.

Tabla 15. Dimensiones de la estructura hidropónica

Descripción	Dimensión (cm)
Largo	38
Ancho	38
Altura	15*
Grosor de madera	1.5
plástico polietileno	120 cm ²

*La altura de caja hidropónica es de 15 cm de las cuales 13 cm es ocupado por columna de agua y 2 cm ocupados por oxígeno, otros materiales se detallan en la Tabla 9.

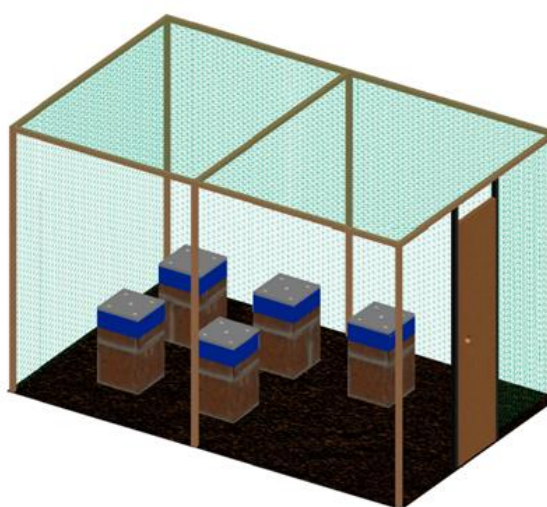


Figura 18. Sistema hidropónica raíz flotante

Para Somerville *et al.* (2014) y Sweat, Tyson y Hochmuth (2018) se puede usar diferentes tipos de materiales para las estructuras hidropónicas de raíz flotante, las dimensiones se pueden adecuar a la disponibilidad de los materiales, lo que si se debe evitar es filtración o daños a las estructuras.

La estructura se diseñó para cumplir las distancias recomendadas 20 cm de planta a planta. Uno de los motivos es la adecuación a lugares donde no hay electricidad y facilidad para masificar a mayores escalas.

Kratky (2009) menciona que esta técnica es única y poderosa para el cultivo de lechuga, porque se puede cultivar solo con una aplicación inicial de agua y nutrientes; después de la siembra o el trasplante, no se requiere mano de obra adicional hasta la cosecha y la electricidad y las bombas no son necesarias, por lo que los costos de producción adicionales y las complejidades asociadas con la aireación y la circulación en muchos sistemas hidropónicos convencionales se evitan totalmente con este método.

También, el sistema es extremadamente eficiente con el uso del agua, se ha registrado una eficiencia de tan solo 11 litros por kg de lechuga y el rango de consumo de la solución de nutrientes suele oscilar entre 3 y 6 litros por planta (Kratky *et al.*, 2008).

Rodríguez *et al.* (2004) han demostrado en este tipo de hidroponía, su efectividad para los cultivos de cebollín, apio, albahaca y diferentes variedades de lechugas, con excelentes resultados en ahorro de tiempo y alta productividad.

En otra investigación a escala de laboratorio de cultivo hidropónico de raíz flotante realizado por Central Research Lab, MGMIHS Navi Mumbai, observaron que el sistema produce plantas (espinacas y cilantro) con cinéticas de crecimiento similares a las plantas cultivadas en el suelo, hacen referencia que el sistema es fundamental para cultivar hortalizas de hoja verde; llegaron a la conclusión que este tipo de sistema se puede optimizar y configurar de forma rápida, económica y ser parte de la producción sostenible de alimentos en regiones no agrícolas del mundo y con desafíos climáticos (Kulkarni, Plapallil, Mohanty y Thakur, 2018).

4.1.2. Dimensiones de los polímeros para adaptación de los microorganismos

Los polímeros sintéticos que se emplearon para esta investigación son: polietileno de tereftalato (PET) y poliuretano (PU), las dimensiones se muestran en Tablas 16 y 17 (mayor detalle en la Figura 49 en la sección de Anexo II).

Tabla 16. Dimensión del polímero polietileno de tereftalato (PET)

material	Ancho (cm)	Diámetro (cm)	Grosor del material (cm)
PET	2	6	0.2

Tabla 17. Dimensión del polímero de poliuretano (PU)

material	Ancho mayor (cm)	Largo mayor (cm)	Ancho menor (cm)	Largo menor (cm)	Grosor de material (cm)
PU	5	6	2	2.5	0.5

Estos polímeros se han empleado en muchas investigaciones para tratamiento de aguas residuales. Además, son materiales que se pueden reciclar y dar sentido al mal que producen cuando son introducidos en los océanos.

Botello, Ortiz y Peña (2016) han trabajado en evaluar la capacidad de inmovilización microbiana en polímeros sintéticos para el tratamiento de aguas residuales domésticas y saber del desempeño durante la partida y operación de un reactor biológico híbrido (RBH), para lo cual utilizaron cinco polímeros: polietileno (P), polibutadieno (BD), poliestireno expandido (EPS), espuma de poliuretano (EPU) y PET. Los polímeros que mayor capacidad de inmovilización resultaron: EPU ($4,6 \times 10^7$ UFCg⁻¹) y BD ($2,2 \times 10^7$ UFCg⁻¹).

Tsuno *et al.* (1992) realizaron experimentalmente en un reactor en serie completamente mezclado con cubos de espuma de poliuretano como medio unido al tratamiento de aguas residuales municipales para la eliminación de DBO y la nitrificación. El nitrificador creció preferiblemente en los cubos de espuma de poliuretano y su actividad nitrificante alcanzó 0,33 (mg N / hr · cubo) para los cubos de 8 cm³. La eliminación de DBO se completó en 4 horas y la nitrificación y se completó en 10 horas bajo la condición de temperatura a 15 °C.

La eliminación de nutrientes de las aguas residuales sintéticas con espuma de poliuretano (PUF) se usó en un estudio de volumen variable del 10%, 20% y 30% en biorreactor de lecho móvil (MBBR) de laboratorio. Las aguas utilizadas proporcionaron una fuente de carbono, nitrógeno, fósforo y elementos traza necesarios para el crecimiento de la biomasa. La concentración de entrada de DQO, nitrógeno amónico y fósforo fue de 400 mg / L, 32 mg / L y 12.5 mg / L, respectivamente. MBBR con espuma de poliuretano (PUF) de 10% en volumen tuvo una eficacia de eliminación de 97.74%, 94.16%, 95.48% y 95.23% para DQO, fosfato, nitrógeno amoniacal y nitrato, respectivamente. MBBR con espuma de poliuretano (PUF) de 20% en volumen tuvo una eficiencia de eliminación de 75.52%, 97.32% y 97.18% para fosfato, nitrógeno amoniacal y nitrato, respectivamente. MBBR con espuma de poliuretano (PUF) de 30% de volumen tuvo una eficiencia de remoción de 87.02%, 98.2%, 87.02% para fosfato, nitrógeno amoniacal y nitrato, respectivamente (Salama *et al.*, 2016).

De acuerdo a Nelson (2008) un filtro biológico es simplemente un lugar para que las bacterias puedan colonizar, proporciona grandes áreas de superficie, temperatura adecuada, pH y niveles de oxígeno disuelto.

La mayoría de los sistemas acuapónicos pequeños no requieren un biofiltro separado porque los sustratos o las balsas y otras partes del sistema hacen el mismo trabajo, sin embargo, los sistemas que usan NFT para cultivar las plantas sí requieren biofiltros ya que generalmente no hay suficiente área de superficie para una adecuada colonización de bacterias (Nelson, 2008).

En esta investigación se buscó mediante estos polímeros un medio de ayuda para la colonización de los diferentes microorganismos. La bacteria que crece en las superficies del biofiltro, convierte el amoníaco en nitrato disponible para las plantas (Iona, 2017), un biofiltro se considera esencial para la transformación de nutrientes, mediante los microorganismos (Somerville *et al.*, 2014).

Iona (2017) evaluó el crecimiento de las plantas, mediante acuaponia, con y sin biofiltro, los resultados de los tratamientos sin filtro y con biofiltro de piedra pómez y biofiltro arcilla expandida (hidroton), no mostraron diferencias significativas entre los datos para ninguna de las características de crecimiento de la planta. Y cuando se combinaron los materiales biofiltro (piedra pómez y hidroton) fueron significativamente al resultados del control ($p = 0.007$).

4.1.3. Densidades de los polímeros y del agua

Las densidades de los polímeros y del agua se obtuvieron mediante las revisiones bibliográficas, como se muestra en la Tabla 18; la densidad de (PET/PU) se conoció mediante aplicación matemática, es decir la suma de la mitad del valor de las densidades (PET y PU) el valor resultante es 0.8 mg/cm^3 ; las densidades se muestra en la Tabla y Figura 18.

La densidad de agua (15-30 °C) es 1.0 gr/cm³ y se comprobó que la densidad 1.3 gr/cm³ de PET al ser mayor se sumergió almacenándose en el fondo del sistema hidropónico, formando ambiente anaerobio, mientras la densidad 0.3 gr/cm³ de PU permanece en la superficie del agua debido a la menor densidad con respecto al de agua, el ambiente se llama aerobio y finalmente la densidad 0.8 gr/cm³ de PET/PU, permanecieron entre la superficie y sumergido 5cm entre la columna de agua, dando lugar a ambiente semi-aerobio; estos materiales se han juntado manualmente PET con PU, de esta manera quedaron como un solo cuerpo.

Tabla 18. Densidades de los materiales empleadas en la investigación

Descripción	Densidad unitaria (gr/cm ³)	Referencia
PET	1.3	Olatunbosun <i>et al.</i> , 2016
PU	0.3	Chinthankumar <i>et al.</i> , 2016
PET/PU	0.8	*
Agua	1.0	Morris, 1994

* Valor obtenido para la investigación.

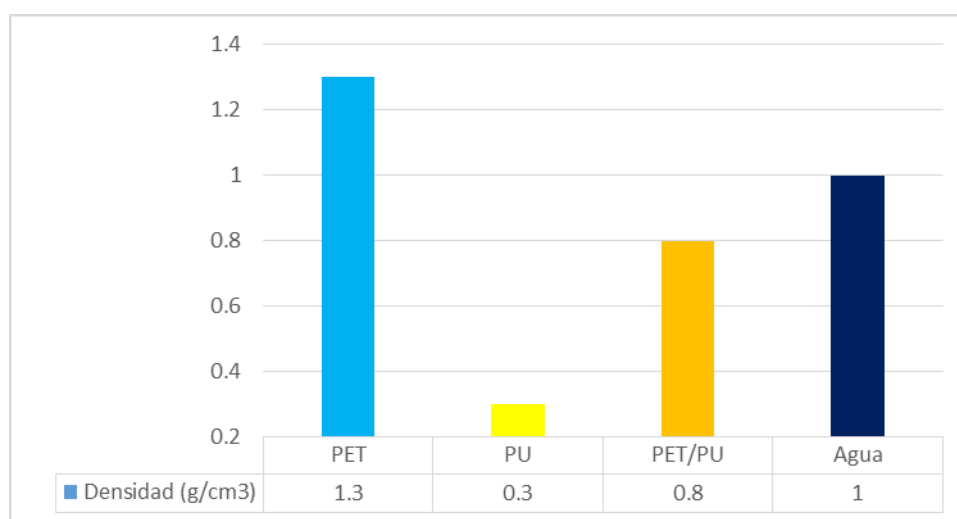


Figura 19. Densidades de los materiales empleadas en la hidroponía

4.2. Análisis de los parámetros fisicoquímicos en la piscigranja

4.2.1. Análisis de los parámetros físico del afluente y efluente de la piscigranja

Los parámetros físicos para esta investigación son variables intervinientes, son las que pueden intervenir entre la variable independiente y la dependiente, pudiendo modificar los resultados de la investigación; por ello, este tipo de variable debe ser controlada con el fin de comprobar que el efecto es debido a la variable independiente y no a otros factores (Arias, 2012; Morales, 2011 y Carballo y Guelmes, 2016).

Amiel (2007) sustenta que tenemos un universo complejo constituido por una enormidad de variables que interactúan unas con otras y al hacerlo pueden influir en su propio comportamiento posterior, ya sea con nula, escasa o gran intensidad; simplemente en nuestra realidad concurren en la relación (causa-efecto), suprimiéndola, disminuyéndola, aumentándola, desviándola o, tal vez, provocándola

Corroborando a los mencionados por los autores, los parámetros físicos tienden a cambiar de acuerdo a los cambios de factores ambientales, como la temperatura ambiental; calidad de agua y tipo de suelo por los cuales transcurrieron el agua, ya que afectan directamente o indirectamente en los parámetros estudiados.

La evaluación se realizó con tres réplicas de los parámetros físicos en afluente y efluente de la piscigranja, los resultados se muestran en la Tabla 19 y Figura 19; haciendo hincapié que el efluente de la piscigranja es afluente para la hidroponía.

Tabla 19. Resultados obtenidos de los parámetros físicos de afluente y efluente de piscigranja

Parámetros	Afluente piscigranja	Efluente piscigranja
Temperatura (°C)	19.2 ±0.15	19.5±0.10
Oxígeno disuelto (mg/L)	5.8 ±0.02	5.6±0.03
conductividad eléctrica (uS/cm)	463.3 ±5.77	480.0±10.00
pH	7.8 ±0.06	7.6±0.06

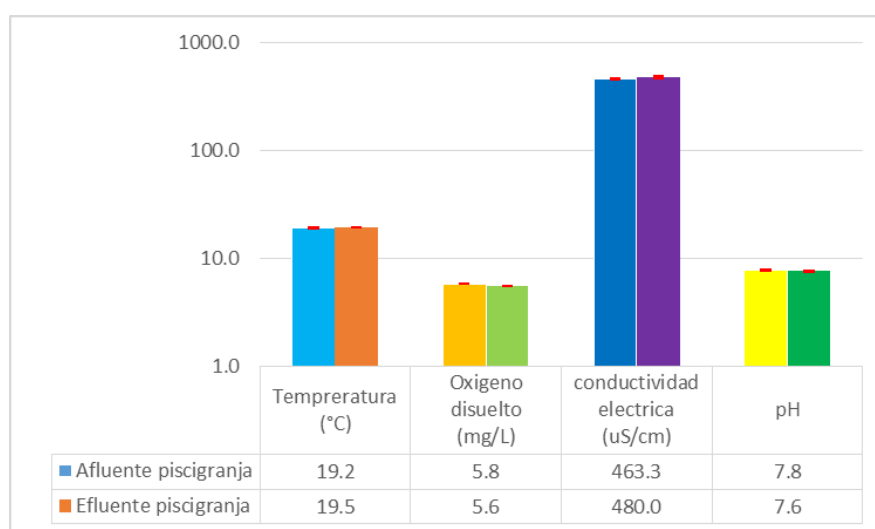


Figura 20. Parámetros físicos de afluente y efluente de piscigranja con sus respectivas desviaciones estándar

Los resultados de la evaluación del Tabla 19 se compararon con el Estándar Calidad Ambiental del Tabla 20; concluyendo que ningún valor sobrepasó lo establecido en la normativa, basándose en los valores mencionados se puede hacer la descarga directa al cuerpo receptor (río).

Tabla 20. Parámetros físicos establecidos en la ECA para conservación acuática de los ríos (MINAM, 2016)

Parámetros	T (°C)	OD (mg/L)	CE (uS/cm)	pH
valores	△ 3	≥ 5	1000	6.5 a 9.0

△ (Variación 3 °C al promedio mensual multinacional del mes).

Asimismo, se comparó los valores obtenidos en las bibliografías relacionadas a los parámetros físicos para los cultivos de peces, enfatizando en la tilapia gris, por tratarse de la especie cultivada en la piscigranja del estudio.

El valor de temperatura del agua fue de 19.2 °C en el afluente y 19.5 °C en el efluente, ambos de la piscigranja; al respecto Baltazar (2007) menciona para la crianza de la tilapia la temperatura oscila (20-30 °C). La variedad de tilapia gris soporta temperaturas más frías que las demás tilapias; se alimenta y crece a 18 °C y desova a temperaturas superiores a los 22 °C (Kleeberg y Rojas, 2012). Por lo tanto, los valores registrados son adecuados para el sistema.

El valor de conductividad eléctrica 463.3 en el afluente y 480.0 uS/cm en el efluente de la piscigranja; en relación Stone y Thomforde (2004) recomendaron el rango deseable de 100-2000 uS/cm y el rango aceptable de 30-5000 uS/cm para peces de estanque cultura. Los valores de la piscigranja son adecuados para conservación de peces.

El valor de oxígeno disuelto en el 5.8 mg/L afluente y en el efluente 5.6 mg/L de la piscigranja; a razón de ello Buttner et al. (1993) menciona como regla general debe estar por encima 3 mg/L y 5 mg/L para peces de agua fría y caliente (Buttner *et al.*, 1993) y en práctica la mayoría de los peces requieren 4-5 mg/L (Somerville *et al.*, 2014). En nuestro caso los valores están por encima de 5 mg/L, lo cual nos indica óptima en oxígeno en la piscigranja.

El valor de potencial de hidrógeno en el afluente 7.8 y en el efluente 7.6 de la piscigranja, en referencia Somerville *et al.* (2014) acotan que los peces funcionan mejor a niveles de 6.5-8.5 de pH. Mientras Buttner *et al.* (1993) mencionan rango de 6-9 donde los peces sobreviven y crecen mejor; valores inferiores o superiores son perjudiciales y pueden provocar mortalidad. Los resultados de la piscigranja están entre los valores óptimos para la conservación de peces.

Al someter a análisis estadísticos resultaron no ser significativas a ($P>0.05$), excepción de oxígeno disuelto que ha sido significativo (0.004467), los resultados se muestran en el (Tablas 29-32; Figuras 50-53 del Anexo IV), cabe recordar que son parámetros intervinientes y las variaciones suceden en rangos mínimas, la influencia de ello son los factores ambientales, explicado con anterioridad.

4.2.2. Resultado del análisis de parámetros químicos de la piscigranja

Los resultados de la investigación experimental realizada en campo, se muestran en la Tabla 21 y Figura 20, para la toma de decisiones se basó primero con la normativa ambiental que exige 0.5 mg/L NAT, 0.05 mg/L de fósforo total y 13 mg/L de nitrato (para mayor información revisar D.S N° 004-2017-MINAN, categoría 4, subcategoría ríos), conocer los datos sirvió para la elección del diseño, opción de planta a cultivar y selección de polímeros como sustratos para hidroponía de tipo raíz flotante, haciendo énfasis que el efluente es aprovechado para el cultivo hidropónico.

Se realizó por única vez las cuantificaciones químicas en la entrada y salida de la piscigranja con 3 repeticiones para cada parámetro, el tener conocimiento de valores de afluente permitió cuantificar nutrientes que ingresan y cuánto más se genera en el ámbito acuícola, la cuantificación de este último es en el efluente de la piscigranja.

Tabla 21. Resultados obtenidos de los parámetros químicos de afluente y efluente de piscigranja

Parámetros	afluente piscigranja	Efluente piscigranja
Nitrógeno amoniacal total (mg/L)	1.300 ±0.05	36.960±0.56
fósforo total (mg/L)	0.220 ±0.11	26.898±0.20
Nitrato (mg/L)	0.000 ±0.00	0.000±0.00

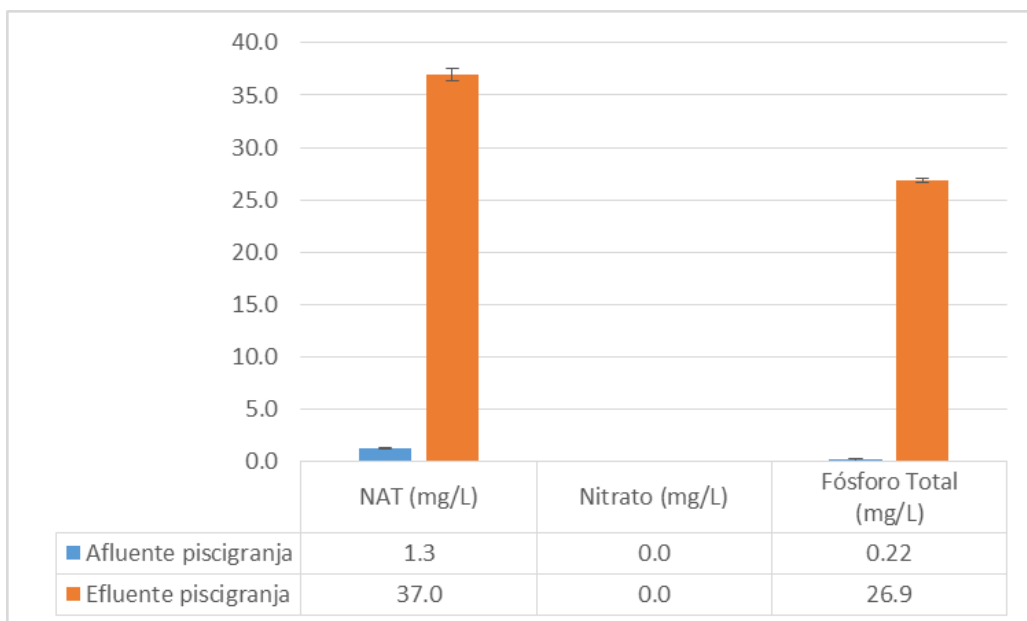


Figura 21. Parámetros químicos del afluente y efluente de la piscigranja con las respectivas desviación estándar

4.2.2.1. Nitrógeno amoniacal total (NAT) en la piscigranja

A los datos obtenidos en afluente y efluente de la piscigranja se le aplicó estadística descriptiva test-dependiente, normalidad, obteniendo resultado que sigue una distribución normal y es significativo ya que es menor a $P < 0.05$ (Ver Tabla 33 y Figura 54-55 del Anexo IV), asimismo la Figura 21 de box-plot muestra una clara diferencia entre afluente que presenta valor de 1.3 mg/L y el efluente que tiene 37 mg/L de NAT.

Comparando con el estándar establecido para la descarga al cuerpo receptor es de 0.50 mg/L, teniendo estas consideraciones el ECA se ve superado por los valores registrados en la medición, siendo no adecuado para la descarga en el cuerpo de ríos.

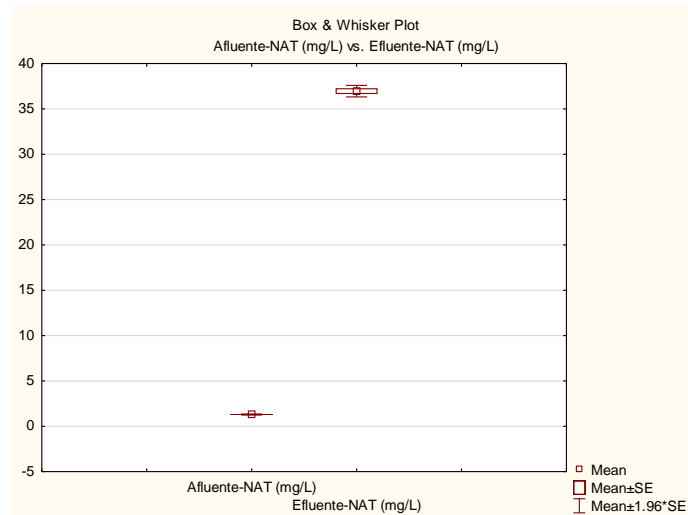


Figura 22. Comparación de resultados del análisis en la piscigranja de afluyente y efluente

La presencia de nitrógeno amoniacal total de 1.3 mg/L en el afluyente de la piscigranja indica que el agua ingresa contaminada, esta contaminación se debe a la descarga de aguas residuales domésticas (Calvo y Mora, 2012) y no municipales (Bolaños, Montero, Rodríguez y Sánchez, 2015), agricultura, ganadería (Da Silva *et al.*, 2009) y otras fuentes puntuales (Liu *et al.*, 2018) al río que abastece de agua a la piscigranja.

En el efluente el NAT alcanzó 37.0 mg/L, este aumento se debe a la excreción de los peces (Jobling, 1995; Kajimura, Croke, Glover y Wood, 2004; Lazarri y Baldisserotto, 2008), restos de alimentos no consumidos por los peces (Ardeniswan, Dara y Sukmawati, 2017), del total de nitrógeno presente en el alimento solo el 20 a 50% se retiene en la biomasa del pez, el resto se incorpora en la columna de agua o al sedimento (Jackson *et al.*, 2003; Schneider *et al.*, 2005), otros del colapso de algas y ascenso de nitrógeno del sedimento provocados por los peces (Hargreaves y Tucker, 2004); el NAT comprende amoniaco y ion amonio el comportamiento varia con el pH y la temperatura del agua, (Ver tabla 5) y la (Ecuación 1) (Hargreaves y Tucker, 2004; Summerfelt, 1997).

El amoníaco es tóxico para los peces (Randall y Tsui, 2002; Guan *et al.*, 2010; Dolomatov *et al.*, 2011) y pueden conducir a una mortalidad masiva (Yuen y Chew, 2010). Si bien la excreción de amoníaco no es un problema a un pH ambiental bajo, es un problema importante para los peces expuestos a un pH alto (Yuen y Chew, 2010); para la investigación el pH y la temperatura son adecuadas (Ver Tabla 19) para que NAT se comporte como amonio, lo cual no representa peligro eminente para los peces.

Hargreaves y Tucker (2004) corroboran que cuando el pH es inferior a 8.0, menos de 10% se encuentra en forma de amoníaco y en otras investigaciones mencionan que varias especies de peces pueden tolerar niveles altos de amoníaco (Ip, Chew y Randall, 2004; Yuen y Chew, 2010).

Por lo tanto, el NAT en el afluente y efluente para la especie de tilapia cultivada en la piscigranja no representa condición adversa mayor, ya que estas especies están adaptados a estas situaciones, por ello no se observan fatalidades en el estanque; no obstante, el efluente no sería adecuado para su descarga directa a los ríos.

4.2.2.2. Fósforo total (PT) en la piscigranja

La Figura 24 muestra el resultado de la estadística descriptiva test-dependiente, se obtuvo una distribución normal y con $p= 0.000075$ lo cual es menor a $P<0.05$, indicándonos que ha sido significativo (ver Tabla 34 y Figuras 56-57 del Anexo IV) y también la gráfica de box-plot muestra una clara diferencia entre ingreso que registró 0.22 mg/L y a la salida de la piscigranja el valor ha sido 26.9 mg/L de fósforo total.

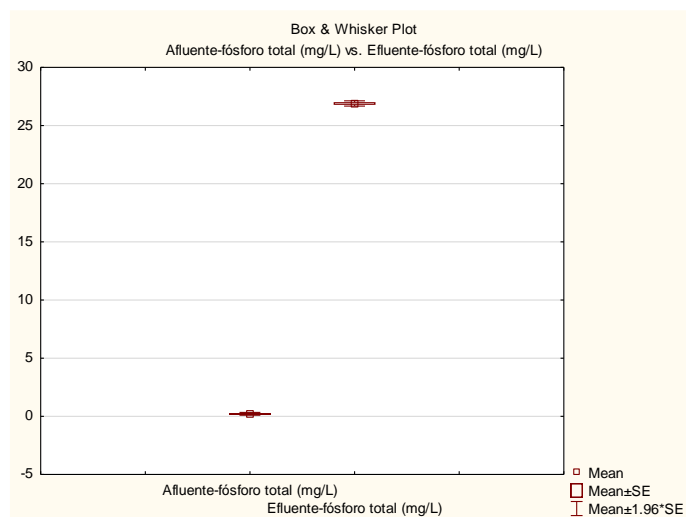


Figura 23. Comparación de resultados del análisis en la piscigranja.

El estándar de la normativa peruana decretada por MINAM, menciona 0.05 mg/L de fósforo total, con estas afirmaciones se constata que en ninguno de los casos cumple lo establecido para la conservación de ambiente acuático en ríos.

En el afluente de la piscigranja se registró 0.22 mg/L de fósforo total, lo cual es indicio de contaminación, los ríos reciben enormes cantidades de aguas residuales, el uso de detergente y el uso de fertilizantes de fosfato para la agricultura, todos ellos llegan a cuerpos de agua de diferentes maneras, siendo a la vez causa importante de la existencia de PT en dichos medios (Mockler *et al.*, 2017; Liu *et al.*, 2018).

También, el fósforo se libera del medio ambiente a través de la erosión de los minerales (Tysmans *et al.*, 2013), se origina a partir de la disolución de los minerales de fosfato y la mineralización de las algas (Li *et al.*, 2016).

El valor registrado en el efluente de la piscigranja es de 26.9 mg/L de fósforo total, el incremento con respecto al anterior se debe a la existencia de alimentos residuales, excreción de los peces (Gondwe, Guildford y Hecky, 2012; Pérez *et al.*, 2014), más de 80% del fósforo en las piscícolas se liberan y se pierden en entornos acuáticos (Guo *et al.*, 2009; Sahu *et al.*, 2013) y se aglomeran en los sedimentos (Zhou *et al.*, 2001; Jia *et al.*, 2015).

Según d'Orbcastel *et al.* (2008) el pez retiene el 50% del fósforo presente en la dieta, mientras que el 20% se evacua en forma de partículas (fósforo orgánico) y el 30% se excreta en el agua como ortofosfato disuelto. Por ello, es conocido que la actividad de acuicultura produce cantidades considerables de fósforo y son transportados mediante los ríos a otros cuerpos de agua (Bedore, David y Stucki, 2008; Li *et al.*, 2014; Chen *et al.*, 2014).

En conclusión, el agua de la piscigranja es rica en nitrógeno amoniacal total y fósforo total, al descargarse directamente en las aguas receptoras pueden tener impactos negativos, como la eutrofización (Casillas *et al.*, 2007; Crab *et al.*, 2007; Jia *et al.*, 2012; Coronado *et al.*, 2015).

4.2.2.3. Nitrato en la piscigranja

Resultaron 0.0 mg/L de nitrato en afluente y efluente de la piscigranja, establecido por la normativa es 13 mg/L, los resultados obtenidos no presenta peligro al ambiente acuático. Los niveles de nitrato se estabilizan en el rango de 50-100 mg/L (Bhatnagar y Pooja, 2013), a 90 mg/L pueden ser tóxicos para algunas especies (Stone y Thomforde, 2004) y un rango favorable para de peces 0.1-4.0 mg/L (Santhosh y Singh, 2007).

4.2.2.4. Aforo del caudal del afluente y efluente de piscigranja

En el aforo de caudal se empleó el método volumétrico, la medición se hizo una vez con 3 repeticiones; a continuación en la Tabla 22, se detalla los resultados.

Tabla 22. Caudales medidos en la piscigranja

Caudal de afluente (L/min)	Caudal de efluente (L/min)
4.1 ±1.4	2.0 ±0.2

El control se llevó acabo el 28 de agosto del año 2018, fecha del inicio de la investigación, ha sido importante conocer el caudal de ingreso y aún más relevante caudal de salida de la piscigranja, este último se ha empleado para el cultivo hidropónico.

Se le permite suministrar agua a la piscigranja por motivos de pérdida, ya sea mediante efluente, evaporación, consumo de flora y fauna del ambiente, esta pérdida corresponde 10-20 % de total del agua almacenada en el reservorio, por ello el abastecimiento es dos veces a la semana, el caudal de ingreso tiende a variar de acuerdo al control que da el dueño, ya que objetivo es suministrar la cantidad del agua gastada.

El reservorio tiene un sistema de desagua conformada por una arqueta de salida de cemento y ladrillo con tablillas de madera para manejar diferentes niveles, la infiltración del agua ocurre entre espacio de tabillas y por una tubería que atraviesa el dique por la parte inferior, convirtiéndose en caudal salida de la piscigranja, los mismos que han sido aforado por método volumétrico porque cumple lo mencionado por Autoridad Nacional del Agua (ANA, 2016).

4.3. Análisis de los parámetros físicos y químicos en el sistema hidropónico

4.3.1. Análisis de los parámetros físicos en el agua hidropónica

Los parámetros físicos en la remoción de los nutrientes (N y P) del efluente de piscigranja son variables intervinientes, el control ha sido para ver las variaciones que podrían ocurrir en el sistema, impactos en los microorganismos que sintetizan los nutrientes y en el desarrollo de las plantas hidropónicas.

El control se llevó acabo de acuerdo al diseño factorial (Tabla 8), todos con tres repeticiones, los resultados se muestran en la Tabla 23; las variaciones que se observan son propios de las influencias de factores ambientales como la temperatura, concentraciones de oxígeno ambiental y factores de metabolismo y absorción de nutrientes.

Tabla 23. Resultados de los parámetros físicos en el sistema hidropónico

Parámetros	1.3/16 (g/cm ³ /día)	0.3/16 (g/cm ³ /día)	0.8/23 (g/cm ³ /día)	1.3/30 (g/cm ³ /día)	0.3/30 (g/cm ³ /día)
T (°C)	19.2±0.20	19.8±0.21	19.7±0.06	22.9±0.10	22.6±0.10
OD (mg/l)	5.4±0.01	5.3±0.01	5.2±0.08	4.2±0.12	4.4±0.15
CE (uS/cm)	456.7±5.77	453.3±11.55	503.3±5.77	456.7±5.77	496.7±15.28
pH	7.6±0.06	7.5±0.06	7.0±0.06	6.6±0.10	6.6±0.06

Comparando la Tabla 23 con la Tabla 20 (ECA) se observan que todos los valores estarían cumpliendo con los estándares de calidad del agua, excepto el oxígeno disuelto en el día 30 de control que poseen sustratos con densidades (1.3 y 0.3 g/cm³), no obstante, esto se podría solucionar con un simple movimiento de agua para ganar oxigenación, con lo cual todos estarían dentro del estándar, así queda demostrado en las fechas evaluadas para la remoción de compuestos de nitrógeno y fósforo.

Estadísticamente se ha demostrado que los parámetros físicos en el sistema hidropónica: temperatura, pH, conductividad eléctrica y oxígeno disuelto todos sin excepción han sido significativos, ya que fueron menor a $P < 0.05$ (ver Anexo V; Tabla 35-38 y Figura 58-61).

Con respecto a los rangos para cultivo de plantas en hidroponía y condiciones adecuadas para los microorganismos, se detallan a continuación.

Temperatura (T)

Se obtuvo temperatura que están entre los rangos 19.2 a 22.9 °C; similar a ello Carillo *et al.* (2015) menciona la temperatura óptima para el crecimiento de la lechuga va de 18 a 23 °C diurno y de 7 a 15 °C nocturno, la temperatura máxima puede ser de 30 °C y la mínima que puede soportar es de hasta -6 °C; los rangos de temperatura registradas son adecuados para el crecimiento de la lechuga.

El cultivo hidropónico en sistema raíz flotante mantuvo la producción de lechuga de calidad de mercado a 24°C (Thompson *et al.*, 1998). En esta investigación no se logró lo predicho.

Magalhães (2006) indica que temperatura de la solución afecta el contenido de oxígeno y en la lechuga, cuando la temperatura es alta, puede causar la muerte de la raíz y acelerar el proceso de plegamiento; la temperatura recomendada para este caso no debe superar los 20°C. Mientras las bacterias nitrificantes en aguas residuales de peces, toleran de 17-34 °C (Somerville *et al.*, 2014). Para el cultivo hidropónico con efluente de la piscigranja el rango de temperatura representó apropiado para el desarrollo de planta y microorganismos.

Oxígeno disuelto (OD)

Una buena oxigenación ayuda a las plantas en la adsorción de nutrientes, la disminución puede provocar consumo deficiente de nutrientes y tiendan a enfermarse, por ello se recomienda en estos tipos de sistemas de raíz flotante una oxigenación mecánica ya sea con la mano o una paleta de madera (Rodríguez *et al.*, 2004). Mientras Ikeura *et al.* (2018) recomiendan el uso de microburbujas (MB) para mejorar el suministro de oxígeno; para mejor adsorción de fosfato.

La solubilidad del oxígeno, en el agua depende de la temperatura, significa que el agua caliente contiene menos oxígeno disuelto y tiene menos capacidad para almacenar oxígeno que el agua fría. La ley de Henry, la solubilidad de un gas en líquido está directamente relacionada con la presión del gas sobre el líquido (Timberlake y Timberlake, 2011).

Suyantohadi *et al.* (2010) recalcan que el crecimiento de la planta de lechuga es aproximadamente 2.1 veces más grande con 23 mg/L de OD controlado en un invernadero; los autores recomiendan el rango de 20-30 mg/L de OD, aplicado en sistema hidropónico de raíz flotante. En la investigación no se logró dichos valores, no obstante, es parte de la consideración como antecedentes importantes.

En el sistema hidropónico los valores de oxígeno disuelto estuvieron entre los rangos 4.2 a 5.4 mg/L; comparando con la investigación de Goto, Both, Albright y Langhans (1997) concluyeron que la concentración crítica que afecta el crecimiento vigoroso de la lechuga es inferior a 2.1 mg / L. Mientras, Somerville *et al.* (2014) el rango 4 a 8 mg/L es adecuado para el apropiado desarrollo de microorganismos y el sistema de raíces de las plantas necesita oxígeno para respirar y evitar la podredumbre de la raíz. En conclusión, el oxígeno disuelto registrado en el sistema hidropónico es adecuado para el buen desempeño de plantas y microorganismos.

Conductividad eléctrica (CE)

La conductividad de una solución depende de la concentración de todos los iones presentes; a mayor concentración, mayor conductividad. Por tanto, una solución fuertemente ácida o fuertemente básica tendrá una alta conductividad (Porwal *et al.*, 2015; Temesgen *et al.*, 2018).

El CE es buen indicador de los nutrientes disponibles para las plantas, provenientes de acuicultura. Las plantas absorben nutrientes principalmente en forma inorgánica, en soluciones acuáticas, estos nutrientes inorgánicos existen en forma iónica cargada. Cuanto más cargados están los iones en la solución, mayor será la lectura de la CE y mayor será la cantidad de nutrientes disponibles para la planta. La CE tiene una importancia limitada porque la cantidad de partículas cargadas se mide del todo, no se pueden extraer conclusiones sobre la presencia y la cantidad de nutrientes individuales (Lennard, 2012).

Los valores de conductividad eléctrica en el sistema hidropónico con efluente de piscícola tuvieron rango 453.3 a 503.3 $\mu\text{S}/\text{cm}$; investigadores como Chang, Hoyos y Rodríguez (2000) mencionan que debe estar entre 1500 a 2500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ para cultivo hidropónico de lechuga y otras plantas y Carillo *et al* (2015) consideran rango de 1000 a 2300 $\mu\text{S}/\text{cm}$, mientras Krauss *et al.* (2006) alegan el rango óptimo para hidroponía es de 1500-3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$.

Comparando, los valores mencionados por los autores están muy por encima de los rangos obtenidos en la investigación, esto se debe, que la hidroponía tradicional aplica soluciones nutritivas que se manipulan al requerimiento de las plantas y cuando se aplica efluente de de la actividad piscícola y otras actividades, generalmente se adecua a los rangos existentes, se demostrará a continuación.

Reyes, Sandoval, Rodríguez, Trejo, Sánchez y Reta (2016) empleó efluente de peces, para producción de tomate (*Solanum lycopersicum L.*) registrando CE de 600-900 $\mu\text{S}/\text{cm}$, lo que indica baja concentración de iones, sin cubrir las demandas de las plantas, al final el rendimiento y crecimiento de cultivo fueron menores en comparación a resultados en hidroponía tradicional.

Asimismo, los microorganismos tienen un rol muy importante en la remoción de N y P, el conocimiento de CE es importante, no obstante, es nula la existencia de información científica para microorganismos en hidroponía con efluente de piscícola, pero, se consideró la información de microorganismo empleadas en tratamiento de aguas residuales.

Para el tratamiento de aguas residuales, se ha reportado tasas de crecimiento para *Rhizobium spp.*, 1200 a $\mu\text{S}/\text{cm}$ y *Acinetobacter spp.*, tienen tasas de crecimiento más altas a 6000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ de conductividad (Schneider *et al.*, 2007).

Porwal, Mane y Velhal (2015) realizaron biodegradación de efluentes lácteos mediante microorganismos obtenidos de lodos activados; emplearon en dos tratamientos. El primer tratamiento, registró 436.2 $\mu\text{S} / \text{cm}$ agua sin tratamiento y con tratamiento descendió a 139.6 $\mu\text{S} / \text{cm}$; mientras el segundo tenía 430.8 $\mu\text{S} / \text{cm}$ y se redujo con el tratamiento a 147.7 $\mu\text{S} / \text{cm}$; a mayor consumo de iones por parte de microorganismos, se reduce la conductividad y el pH se mantuvo con solo pequeñas variaciones.

En otra investigación, se realizó tratamiento de lixiviado del vertedero con lentejas de agua (*Lemna minor*) eliminando al 92% de amonio y 59.3% de fósforo total, con una conductividad eléctrica de 1000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (Iqbal, Saleem y Javed, 2017).

Wendeou, Aina, Crapper, Adjovi y Mama (2013) encontraron rangos óptimos para el crecimiento de las lentejas de agua de 600 y 1400 $\mu\text{S} / \text{cm}$ de conductividades eléctricas.

La concentración de sales de agua en acuaponía depende de la mineralización; que es conversión de desechos sólidos de los peces a metabolitos inorgánicos de fácil asimilación para las plantas (Rakocy *et al.*, 2006); en la falencia de nutrientes para las plantas se hace recomendable aumentar la densidad de peces y tiende a subir la CE (Villaruel *et al.*, 2011).

Comparando los resultados de conductividad eléctrica registrada en las Tabla 19, respecto al efluente y Tabla 22, los rangos de 453 a 503 $\mu\text{S} / \text{cm}$, es indicio de pobreza en los nutrientes para las plantas, buena para la actividad microbiana y condición adecuada para descarga en cuerpo de agua receptor.

Potencial de hidrógeno (pH)

El rango de pH estuvo de 6.6 a 7.6 encontrado en la investigación; bibliografías mencionan que la mayoría de las plantas cultivadas en hidroponía tienen un mejor rendimiento a un pH de 5.8 a 6.2, mientras que las bacterias nitrificantes prefieren un pH que oscila entre 7 y 9 (Rakocy, *et al.*, 2006). Somerville *et al.* (2014) agrega que un compromiso para que prosperen, las plantas, bacterias y peces en rango 6-7 de pH, acotando que los valores inferiores a 5.5 o superiores a 7.5 requieren amortiguación, ya que fuera de este rango las bacterias ya no pueden funcionar de manera eficiente y las plantas no pueden acceder a ciertos nutrientes. Asimismo, Carillo *et al.* (2015) testifican rango adecuado para acuaponía de 6.7 y 7.4 de pH.

En la investigación el rango de 7.6 a 6.6 de pH (Tabla 22) es adecuado para las plantas y microorganismo; el descenso registrada de pH se debe a la absorción de cationes de amonio, se ocasiona un exceso de carga negativa que la propia planta pretende neutralizar segregando cationes hidrógeno (H^+), con lo que el pH de la solución baja, sustentada por (Britto y Kronzucker, 2002; Lucassen, Bobbink, Smolders, Van der Ven, Lamers y Roelofs, 2003; Van den Berg, Dorland, Vergeer, Hart, Bobbink y Roelofs, 2005).

En conclusión, los parámetros físicos analizados cumplen con las exigencias para la remoción de Nitrógeno Amoniacal Total (NAT), fósforo total y nitrato.

4.3.2. Parámetros químicos en el agua hidropónica

En la Tabla 24 se presentan las medias de los resultados de la medición de los parámetros nitrógeno amoniacal total, fósforo total y nitrato, respectivamente.

Tabla 24. Resultados de los parámetros químicos en el sistema de hidroponía

Parámetros químicos	1.3/16 (g/cm ³ /día)	0.3/16 (g/cm ³ /día)	0.8/23 (g/cm ³ /día)	1.3/30 (g/cm ³ /día)	0.3/30 (g/cm ³ /día)
Nitrógeno amoniacal total (mg/L)	1.145±0.05	1.003±0.04	0.880±0.06	0.650±0.12	0.810±0.10
fósforo total (mg/L)	1.003±0.11	0.270±0.10	0.019±0.00	0.330±0.07	0.040±0.02
Nitrato (mg/L)	0.624	0.130	0.110	0.090	0.000

La Tabla 25 muestra los resultados de eficiencia en remoción de nitrógeno amoniacal total y fósforo total porque son materias de estudio, los valores de efluente de piscigranja se encuentran en la Tabla 20, mientras el nitrato ingresó con 0.0 mg/L, dentro de la investigación surgió por actividad microbiana, resultados que no superaron a 0.7 mg/L, por ello no se considera dentro de la remoción calculada.

Tabla 25. Eficiencia (%) de remoción de los parámetros químicos en el sistema hidropónico

Parámetros químicos	1.3/16 (g/cm ³ /día)	0.3/16 (g/cm ³ /día)	0.8/23 (g/cm ³ /día)	1.3/30 (g/cm ³ /día)	0.3/30 (g/cm ³ /día)
Nitrógeno amoniacal total (%)	96.9	97.3	97.6	98.2	97.8
Fósforo total (%)	96.3	99.0	99.9	98.8	99.9

4.3.2.1. Nitrógeno amoniacal total (mg/L) en el sistema hidropónico

Comparando con ECA para conservación de ríos (Anexo VI, Tabla 39) 1.3/16 (g/cm³/día), registró 1.1 mg/L de NAT y el estándar es 0.5 mg/L de NAT lo cual no cumple; mientras, los demás valores si cumplen valores señalados en la normativa.

La Tabla 26 muestra el resultado del análisis de varianza para remoción de NAT, se observó que el tiempo de tratamiento ha sido estadísticamente significativo (0.000018), así mismo cuando se combinan las diferentes densidades de polímeros en relación de tiempo es significativo (0.007110); en cambio solo la densidad del polímero no es significativa (0.81744), tampoco genera la curvatura (0.6908810); más referencia (Tabla 40 y Figura 62 del Anexo VI).

Tabla 26. Análisis de varianza de la remoción de nitrógeno amoniacal total

Factor	ANOVA; R-sqr=.87503				
	SS	DF	MS	F	P
Curvatura	0.001034	1	0.001034	0.16769	0.690881
(1) Densidad de polímero (gr/cm3)	0.000347	1	0.000347	0.05636	0.81744
(2) tiempo (días)	0.360243	1	0.360243	58.43174	0.000018*
(1) por (2)	0.070058	1	0.070058	11.36354	0.007110*
Error puro	0.061652	1	0.061652		
Total SS	0.493334	1	0.493334		

*Términos significativos ($p \leq 0.05$, 95% nivel de significancia)

$$z=1.024+ 0.501x- 0.005y-0.022xy \quad \text{Ecuación 6. Modelo lineal del tratamiento de NAT}$$

Aplicando densidad de PET (1.3 g/cm^3) y tratamiento durante 16 días, se logró 1.145 mg/L de NAT con remoción al 96.9%, con densidad de PU (0.3 g/cm^3) y tratamiento durante 16 días, se obtuvo 1.003 mg/L de NAT con remoción al 97.3% ; para este caso a menor densidad (ambiente aéreo) se obtuvo menor valor de NAT y viceversa; al combinar las densidades de los anteriores polímeros (ambiente semi-aerobio) y con tratamiento a 23 días se obtuvo 0.88 mg/L de NAT con remoción al 97.6%, siendo este valor menor a los anteriores lo que indica influencia de tiempo de tratamiento y aplicación de la combinación de polímeros y por último se trató el agua durante 30 días, aplicando densidad de PET se logró 0.650 mg/L de NAT con remoción al 98.2% y con densidad de PU se consiguió 0.810 mg/L de NAT con remoción al 97.8%; el menor valor se logró en ambiente anaerobio (densidad PET), (Tabla 24 y 25).

Para lograr valores inferiores a 1.05 mg/L de NAT se deben emplear polímeros que tengan densidades superiores a 0.4 g/cm^3 y aplicar tratamiento mayor a 18 días, siendo a 32 días el óptimo, estas condiciones se muestran en las Figuras 23 y 24.

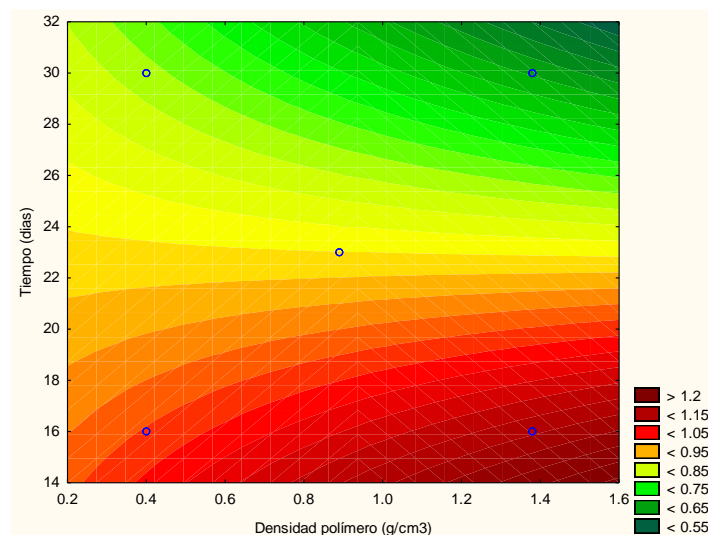


Figura 24. Diagrama de contorno de valores de NAT relación tiempo y densidad de polímero

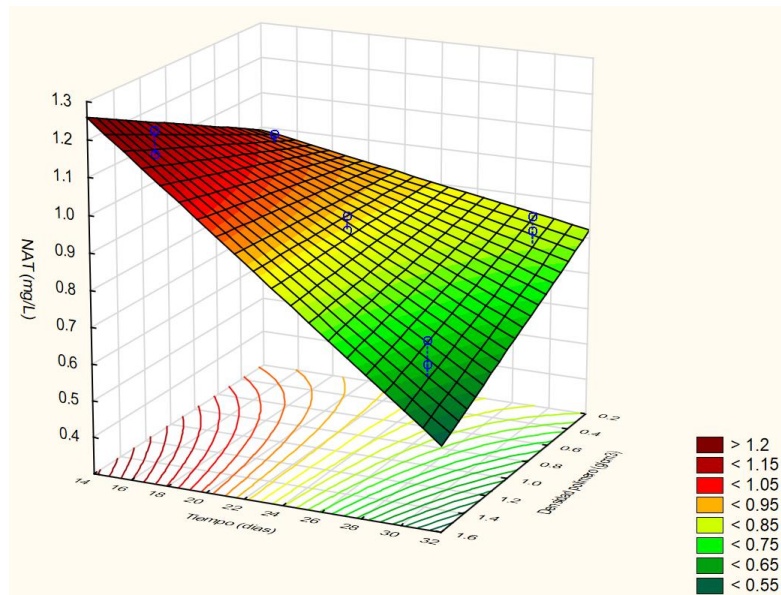


Figura 25. Diagrama de superficie de respuesta de valores de NAT (mg/L)

El método biológico aplicado para la eliminación de NAT ocurre en dos fases; la primera fase es aerobia en la que ocurre la oxidación del nitrógeno amoniacal (N-NH_4^+), a nitritos y nitratos, denominada nitrificación, seguido por una segunda fase anóxica, en la que los nitritos (NO_2^-) y nitratos (NO_3^-) se reducen a nitrógeno gaseoso el cual es liberado a la atmósfera, denominada desnitrificación (Wild, von Schulthess y Gujer, 1995). Los mismos autores mencionan que hay cada vez más pruebas de que la absorción simultánea de fósforo y la desnitrificación se producen en zonas anóxicas. Esto ofrece un ahorro potencial en la aireación si este mecanismo se puede entender y manipular aún más. Los mencionados por los autores apoyan a nuestros resultados, ya que el menor de los valores ha sido 0.650 mg/L de NAT en ambiente anaerobio.

Actualmente existe otra manera de remover nitrógeno de las aguas residuales, debido a que se ha descubierto una especie de bacteria, conocida como Anammox (Ananerobic Ammonium Oxidation), que son capaz de oxidar anaeróbicamente de forma directa el N-NH_4^+ a N_2 (Wild *et al.*, 1995; Van Loosdrecht y Jetten, 1998). Al mismo tiempo, desnitrificación aeróbica, mediante la inducción enzimática juega un papel muy importante, toma cada día más fuerza (Tankovic, 1998).

4.3.2.2. Fósforo total (mg/L) en el sistema hidropónico

Comparando con Estándar para conservación de ríos, el valor ECA es 0.05 mg/L de fósforo total, los valores que están por debajo son: 0.019 mg/L, de fósforo total a condición de 0.8/23 (g/cm³/día) y 0.040 mg/L de fósforo total a condición de 0.3/30 (g/cm³/día) ; se consideran ambiente semi-aerobio y aerobio, respectivamente; con otras densidades (g/cm³) de polímeros y otros tiempos (día) de tratamiento no se llegaron a cumplir con el valor exigido por la normativa, los valores se muestran en la Tabla 24.

En la Tabla 27 se observa que las densidades de los polímeros son significativas (0.000149) y el tiempo de tratamiento ha sido significativo (0.001301), asimismo forma una curvatura significativa (0.000275) y cuando se combinan las diferentes densidades de polímeros en relación al tiempo no resulta significativo (0.291687); otras gráficas estadísticas (Ver Tabla 41 y Figura 63 del Anexo VI).

Tabla 27. Análisis de varianza de la remoción de fósforo total

Factor	ANOVA; R-sqr=.89536				
	SS	DF	MS	F	P
Curvatura	0.156595	1	0.156595	29.87934	0.000275*
(1) Densidad de polímero (gr/cm ³)	0.183115	1	0.183115	34.93944	0.000149*
(2) tiempo (días)	0.102223	1	0.102223	19.50483	0.001301*
(1) por (2)	0.006494	1	0.070058	1.23910	0.291687
Error puro	0.052409	10	0.061652		
Total SS	0.500837	14	0.493334		

*Términos significativos ($p \leq 0.05$, 95% nivel de significancia).

El modelo estudiado presenta su ecuación:

$$z = 0.492 + 0.096x - 0.019y + 0.007xy \quad \text{Ecuación 7. Modelo lineal del tratamiento de fósforo total}$$

Con tratamiento a los 16 días, aplicando densidad de PET (1.3 g/cm³) se logró 1.003 mg/L de fósforo total con remoción al 96.3% y con densidad de PU (0.3 g/cm³) se obtuvo 0.270 mg/L de fósforo total con remoción al 99.0%; aplicando menor densidad (ambiente aéreo) se obtuvo mayor remoción de fósforo total y viceversa; al combinar las densidades de los anteriores polímeros (ambiente semi-aerobio), aplicando tratamiento a 23 días se obtuvo 0.019 mg/L de fósforo total con remoción al 99.9% y por último, se trató el agua durante 30 días, aplicando densidad de PET se logró 0.330 mg/L de fósforo total con remoción al 98.8% y con densidad de PU se consiguió 0.040 mg/L de fósforo total con remoción al 99.9%; la mayor remoción se obtuvo en ambiente aerobio (densidad PU), (Tabla 24 y 25).

Para alcanzar valores menores a 0.05 mg/L de fósforo total se deben utilizar polímeros con densidades inferiores a 0.4 g/cm³ y designar tratamiento mayores a 26 días, estos escenarios se expresan en las Figuras 25 y 26.

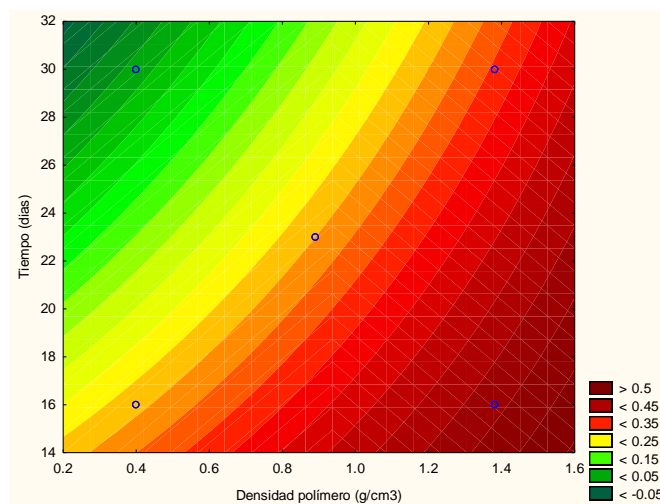


Figura 26. Diagrama de contorno de valores de fósforo total relación tiempo y densidad de polímero

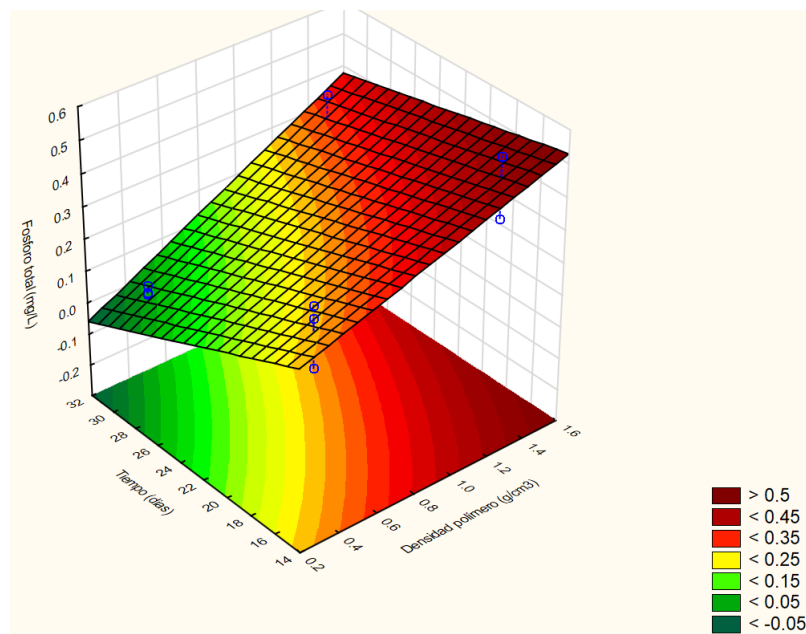


Figura 27. Diagrama de superficie de respuesta de valores de fósforo total (mg/L)

El rango 1.003 a 0.019 mg/L de fósforo total obtenido en el tratamiento con cultivo hidropónico (Tabla 24), en el tratamiento se llegó a remover al 99.9% (Tabla 25), si no se trata el efluente de la piscigranja, la acumulación del fósforo tiende a facilitar el proceso de eutrofización en cuerpos de agua, Bowman *et al.* (2007) mostraron que la adición de fósforo en el rango de incluso 0.1-5.6 $\mu\text{g} / \text{L}$ durante un largo período podría desencadenar la proliferación de algas en parte de un lago natural.

Mediante la evaluación del efecto del pH sobre la disponibilidad de fósforo y la especiación en una solución de nutrientes con agua de acuícola; mencionan que la disponibilidad de P disminuyó con el aumento del pH de las soluciones nutritivas de acuaponia. Según las simulaciones, el P se une a varios cationes dejando menos iones de fosfato libres disponibles en solución. Los altos valores de pH resultaron en la formación de especies de fosfato de calcio insolubles. Sin embargo, se recomienda que el pH en los sistemas acuapónicos deben mantenerse en un rango de 5.5 a 7.2 para una disponibilidad y absorción óptimas por parte de las plantas (Da Silva y Fitzsimmons, 2016).

Las especificaciones mencionadas por los autores, respaldan a la investigación ya que el pH se mantuvo en los rangos de 6.6 a 7.6 (Tabla 22) cercanos al indicado, al remover al 99.9% se logró demostrar la efectividad del tratamiento.

Una de las alternativas para eliminar fósforo del agua es a través remoción biológica de nitrógeno, para el fósforo es algo similar ya que necesitan dos ambientes (anaerobio y aerobio). En la fase anaerobia las bacterias consumen la materia orgánica del medio los que son fácil asimilable (de rápida biodegradación), acumulándola en su interior como materia de reserva, dando pasó a la liberación de fosfato al exterior de la célula (Alonso *et al*, 1998).

Mientras en la fase aerobia, las bacterias usan las reservas acumuladas en la fase anterior como fuente de energía y consumen fósforo en mayores cantidades a las liberadas anteriormente, ya da mayor cantidad de fosfato, esto es consumido por las plantas (Alonso *et al*, 1998).

Para la investigación se empleó tratamiento biológico mediante cultivo en hidroponía, la existencia de ambiente anaerobio y aerobio fue resaltante ya que al agregar los polímeros sintéticos dio más protagonismo a las funciones de estas fases con respecto a la densidad del agua hidropónica; se estudió la remoción de N y P en un mismo sistema, obteniendo remoción al 98.2% y 99.9%, respectivamente.

La importancia de los microorganismos en la formación de metabolitos para la nutrición de las plantas, es de relevancia es por ello se han identificados microorganismos con características solubilizadoras de fósforo que se asocian con la rizosfera en los suelos a principios de 1900, incluyendo *Bacillus megaterium*, *B. circulans*, *B. subtilis*, *B. polymyxa*, *B. sircalmous*, *Pseudomonas striata* y *Enterobacter* (Khan *et al.*, 2009). *Bacillus* es una de las rizobacterias promotoras de crecimiento de plantas más estudiadas (Ahmad *et al.*, 2008), pero su uso en sistemas acuapónicos no se ha descrito (Da Silva, 2016).

Sin embargo, existen investigaciones en el campo de tratamiento de aguas residuales, ya sea mediante lodos activados, lagunas de estabilización, reactores y otros que analizaron el comportamiento de los microorganismos que degradan el fósforo a iones que si son aprovechados por las plantas.

Es así, que se han comprobada la existencia de bacterias desnitrificantes capaces de remover fósforo del agua residual, lo que proporciona una alternativa más, para la eliminación conjunta de nitrógeno y fósforo, con la gran ventaja de utilizar un único ambiente, el anóxico (Kern, Hanze, 1993; Kuba, Smolders, van Loosdrecht, Heijnen, 1993; Bortone, Saltarelli, Alonso, Sorm, Wanner, Tilche, 1996).

También, existen microorganismo asociado a la eliminación biológica del fósforo (EBF) pertenece al género *Acinetobacter*, de los identificados las especies *A. lwoffii*; *A. Junii*; y *A. Johnsonii* (Carr, Kämpfer, Patel y Seviour, 2003), el género *Acinetobacter* contribuye, pero no predomina en la EBF, solo es responsable de sólo del 35% de la acumulación total de fósforo eliminado (Cloete y Steyn, 1988).

Mediante un cultivo mixto de microalgas y bacterias en la remoción de nitrógeno total y fósforo total en agua residual, en el cual lograron remover nitrógeno (entre 72 y 83%), nos dice que entre (72–81%) se encontró en forma de amonio y la tasa más alta de eliminación de amonio se logró a 25 °C y todos los iones de fosfato se eliminaron de las aguas residuales después de aproximadamente 100 a 150 horas (Delgadillo, Lopes, Taidi y Pareauc, 2016).

Para ésta investigación se logró remover NAT al 98.1 % en ambiente anaerobio, con temperatura 22.9 °C, después de 30 días de tratamiento y la remoción de fósforo total al 99.9% en ambiente aerobio a 23 días de tratamiento y semi-aerobio a 30 días de tratamiento con temperaturas de 19.7 y 22.6 °C, respectivamente.

En otra investigación realizada en Canadá, se empleó coagulación de piedra caliza para la eliminación de fósforo del agua de acuicultura, han observado una dosis óptima de 600 mg / L de piedra caliza, un promedio de eliminación de P del 85%, mostrando potencial para reciclar de P y redujo significativamente el tiempo y el costo del coagulante en el sistema (Mortula y Gagnon, 2003). Esta investigación, muestra otra alternativa para remoción de fósforo.

Da Silva (2016) menciona que el fósforo no es un nutriente bien discutido; la dinámica del fósforo se informó en un estudio con sistemas acuapónicos, pero el presupuesto general de P mostró que la cantidad total de P recuperada en peces, plantas y sólidos, al final excedió la cantidad proporcionada en la dieta (Seawright *et al.*, 1998), por lo tanto, no hay estudio adecuado que haya intentado modelar la dinámica de P en los sistemas acuapónicos (Da Silva, 2016).

En la gran mayoría de los estudios que involucran sistemas acuaponia, el balance de nutrientes se basa en la dinámica del nitrógeno (Endut *et al.*, 2014; Seawright *et al.*, 1998), con esta investigación se avala que la absorción de N y P es paralelo mediante el cultivo hidropónico.

4.3.2.3. Nitrato en el sistema hidropónico

El nitrato es elemento esencial para las plantas, en el afluente del cultivo hidropónico se registró 0.0 mg/L de nitrato, sin embargo, en el transcurrir del tiempo, se observó presencia en los días 16, 23 y 30, debido a la actividad microbiana (Figura 27).

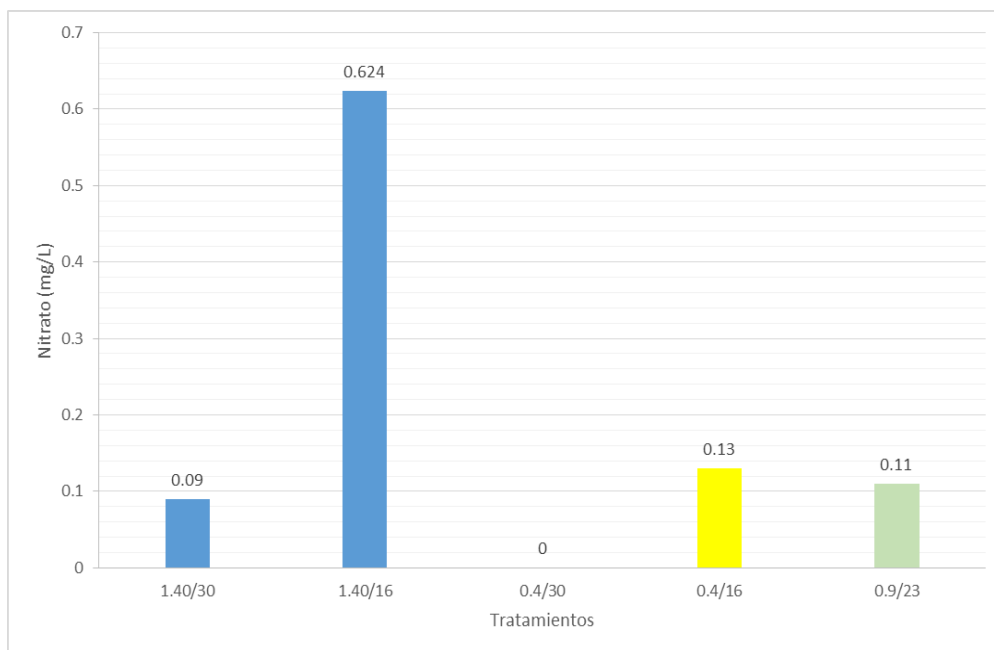


Figura 28. Generación de nitrato en el sistema hidropónico

Para conservación acuática de ríos, los valores obtenidos no representarían fuente de contaminación al agua, ya que en el estándar establecida por MINAM es 13 mg/L; los resultados, permitió el entendimiento de la actividad microbiana; el nitrato tiende a generar a partir de NAT y como las plantas de lechuga tienden a consumir nitrato, es por ello, con el pasar de los días, desapareció por completo, como se constata en la Figura 27.

En otra investigación se han evaluado la producción de dos plantas acuáticas, Cola de Zorro (*Myriophyllum aquaticum*) y Trébol Acuático (*Limnobium laevigatum*) como potencial para uso forrajero, integrado al cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*), como opción para la comida de animal y para ver la capacidad de absorción de nitratos. Han registrado que *Myriophyllum aquaticum* absorbió mayor cantidad de nitrato; en ambos casos los resultados han sido menores como para representar toxicidad al consumo de los peces, lo cual se comparó con los reportado en la literatura (Merlín y Martínez, 2015).

Lo cual demuestra que las plantas hacen la absorción del nitrato y por ello tiende a desaparecer este compuesto como sucedió en esta investigación, hace aparecer el microorganismo y hace desaparecer las plantas de lechuga.

Al usar los desechos orgánicos producidos por los peces, estos son convertidos, mediante las bacterias, en nitratos, que son utilizados por las plantas como fuente de alimento, estas a su vez purifican el agua ya que actúan como filtro biológico (Parker, 2002; Van Gorder, 2000), las bacterias que actúan en este proceso son del género *Nitrobacter* (Rakocy, 2012) y la nitrificación biológica es método rentable y prometedor de eliminación biológica de nitrato (Rezvani, Sarrafzadeh, Ebrahimi y Oh, 2017).

Delgadillo *et al.* (2016) cuando aplicaron microalgas y bacterias para remover NT y PT en agua residual encontraron la concentración de nitrato alrededor de 2 mg/ L, nos dice que se mantuvo aproximadamente constante y baja, durante todo el experimento; para nuestro caso el nitrato se generó y desapareció por absorción de la lechuga.

En otra investigación de tratamiento de aguas residuales domésticas por desnitrificación anaeróbica, utilizando diferentes polímeros, en la cual llegaron a la conclusión el PET tuvo una baja eliminación de nitratos con una eficiencia del 11.89% (Salama, *et al.*, 2016). En nuestro caso sucedió algo similar, se puede explicar el PET tiene mayor densidad que el agua y por ello se sumerge formando ambiente anaerobio.

Mientras las bacterias del género *Nitrobacter* (productores de nitrato) necesitan oxígeno, Rivera (2014) dice para que exista la nitrificación debe haber suficiente oxígeno (1 a 2 mg/L) y Leiva, Macías, Andrade, Aveiga y Pinargote, (2016) han investigado que al incrementarse la alcalinidad en el reactor batch tipo laguna aireada a escala piloto, aumenta la concentración del anión NO_3^- , aumentando consecuentemente la eficiencia de nitrificación.

4.4. Control de los crecimientos de la lechuga a diferentes densidades de polímeros

Controlar el crecimiento de las raíces y tallos de las lechuga, fue para corroborar que al disminuir los nutrientes, baja el crecimiento y tienden a presentar alteraciones en su estructura, todo esto respaldado con las bibliografías; la raíz tuvo crecimiento mayor, esto se debe, que para encontrar más nutriente tiende a expandirse por mayor área, el sistema hidropónico raíz flotante permite a que los nutrientes tiendan a sedimentar en el fondo y la raíz para absorber gastó más energía en su expansión, quitando nutrientes a otras estructuras de la lechuga; el crecimiento de lechuga con respecto al tallo logró 9.8 cm y raíz obtuvo 49.3 cm, en 31 días de investigación, logrando valores más altos, al utilizar combinación de PET y PU, Figuras 28 y 29 (para mayor información ver Tabla 54 del Anexo VIII).

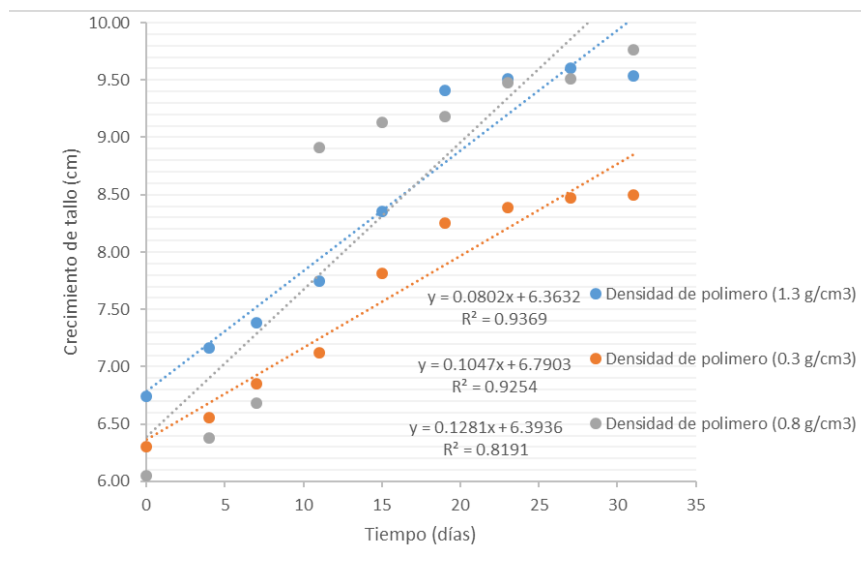


Figura 29. Regresión lineal crecimiento del tallo de la lechuga con sustratos de polímeros

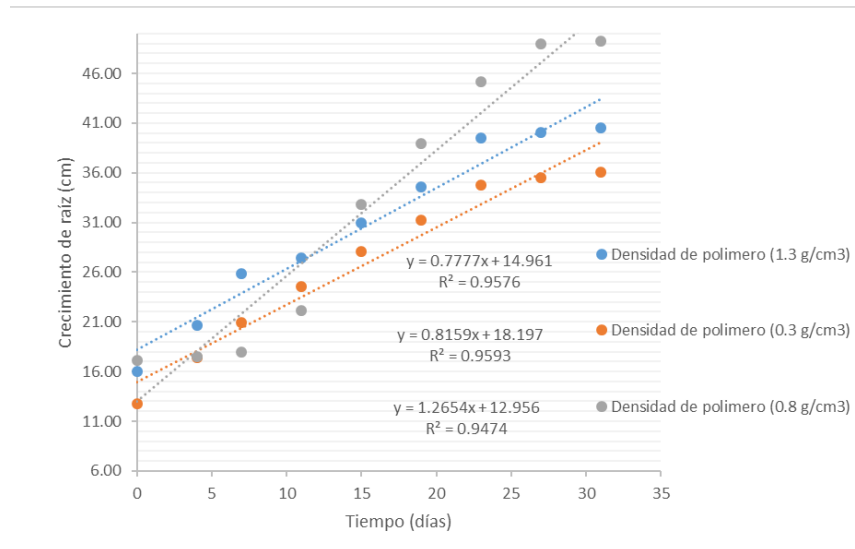


Figura 30. Regresión lineal de crecimiento de las raíces de la lechuga

Mediante el análisis de regresión lineal se determinó que el crecimiento de la raíz y de los tallos con respecto a días, fueron estadísticamente significativos ($p \leq 0.05$) (Ver Anexo VII).

Racocy (2004) menciona cuando la generación de nitrato es baja, las plantas tienden a perjudicarle en su desarrollo y Slamic y Jug (2016) señalan que las plantas de lechugas hacen competencia entre si cuando hay menor disponibilidad de nutrientes, lo cual presenta variabilidad entre ellos. Para este estudio se presentaron similares casos, ya que el crecimiento de las plantas ha sido desigual y al llegar a un punto donde el nutriente era bajo, las plantas simplemente presentaron retardos en su desarrollo.

Salinas (2013) afirma que en hidroponía flotante la raíz alcanza una longitud máxima de 25 cm de profundidad, las raíces tienen características: fibrosa, pivotante, superficiales y con muchas ramificaciones. Considerando esta afirmación los resultados, son mayores, debido a que en nuestro caso los nutrientes fueron deficientes, ya que en sistema hidropónico la solución nutritiva es completa, es por ello que las raíces no se esfuerzan en buscar nutrientes y no presentan competencias entre ellos (plantas) por el suministro de nutrientes.

Es así que Bugdbee (2004) menciona que las plantas hidropónicas tienen una velocidad de absorción rápida de amonio, fósforo y nitrato contenido en solución nutritiva; mediante las raíces pueden retirar en unas pocas horas a estos elementos. En el caso de hidroponía con efluentes acuícolas, Da Silva (2016) menciona que contienen cantidades desproporcionadas de los nutrientes requeridos por las plantas. En general, las soluciones de nutrientes acuapónicas carecen de micronutrientes (Rakocy, 2012) y potasio (Graber y Junge, 2009). Para esta investigación las plantas resultaron con deficiencias en crecimiento y coloración en algunas hojas, es clara evidencia que faltaron algunos nutrientes, mencionados por los autores.

La captación de fósforo por las raíces de las plantas se produce principalmente como formas solubles de iones fosfato de la solución (Gerke, 2015; Malboobi *et al.*, 2009; Quiquampoix y Mousain, 2005). Las formas en que el fósforo existe en la solución cambian según el pH. Por lo tanto, por debajo de pH 6.0, el fósforo está presente principalmente en la forma H_2PO_4^- (ion ortofosfato primario), mientras que H_3PO_4 (ácido fosfórico) y $(\text{HPO}_4)^{2-}$ (Fosfato ácido o Fosfato mono ácido) tienen actividades pequeñas y PO_4^{3-} (ion fosfato) es inexistente. La mayoría de los estudios sobre la dependencia del pH de la captación de P en plantas superiores han encontrado que las tasas de absorción son más altas en un rango de pH de 5.0 a 6.0 cuando el H_2PO_4^- es prevalente, lo que sugiere que P se toma como la forma monovalente (Schachtman *et al.*, 1998) y las plantas tienen una dependencia fundamental del nitrógeno inorgánico en forma de nitrato y/ o amonio (Horchani, Hajri y Aschi, 2010; Masclaux, Daniel, Dechorgnat, Chardon, Gaufichon y Suzuki, 2010; Gojon, 2017).

En conclusión, para esta investigación, el pH fluctuó de 7.6 a 6.6 adecuado para la remoción de fósforo total y NAT (en formas de amonio y nitrato) aprovechados por las plantas, al compararse con los autores citados las características se asemeja, lográndose alta cantidad de remoción y evidenciando la falta de nutrientes para el desarrollo óptimo de las plantas.

CAPITULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. CONCLUSIONES

La remoción de los nutrientes de nitrógeno amoniacal total (NAT) y fósforo total del efluente de piscigranja aplicando el cultivo hidropónico utilizando las densidades de polímeros como fuentes de sistema aerobio e anaerobio, fue eficiente en todos los tratamientos de estudio.

El sistema de cultivo hidropónico con dimensiones de 38cm de largo, 38cm de ancho y 15 cm de altura, fue adecuado para la adaptación del estudio experimental con relación a la evaluación de remoción de nutrientes (NAT, fósforo total) en efluente de la piscigranja.

Los valores promedios de NAT (36.9 mg/L) y fósforo total (26.9 mg/L) fueron mayores en el efluente en contraste a los valores determinados en el afluente con valores de NAT (1.3 mg/L) y fósforo total (0.2 mg/L).

La remoción de NAT por aplicación del sistema hidropónico, a los 30 días de tratamiento, fue más eficiente cuando se empleó material PET (98.2%) superando a la remoción observada en sistema hidropónico donde se aplicó PU (97.8%).

La remoción de fósforo fue más eficiente cuando se emplearon material PET/PU (99.9% al día 23) y con el material PU (99.9% al día 30).

El crecimiento de lechuga con respecto al tallo (9.8 cm) y raíz (49.3 cm), en 31 días de investigación, fueron mayores cuando se utilizó la combinación de PET y PU.

5.2. RECOMENDACIONES

- Analizar los parámetros microbiológicos y químicos en las plantas hidropónicas de raíz flotante con efluente de piscigranja en futuras investigaciones para tener comprensión de los procesos de remoción y su optimización.
- Desarrollar mayores estudios en acuaponía con fines de tratamiento del efluente piscícola y producción de vegetales.
- Investigar sobre los microorganismos que degradan el NAT y fósforo para optimizar el sistema de acuaponía.

REFERENCIAS

- Ahmad, F., Ahmad, I. & Khan, M. (2008). Screening of free-living rhizospheric bacteria for their multiple plant growth promoting activities. *Microbiol. Res*, 163, 173–81. doi: 10.1016/j.micres.2006.04.001
- Alonso, V., Ruiz, F., Bortone, G., Tilche, A., Sorm, R. y Wanner, J. (1998). *Eliminación biológica del fósforo en condiciones anóxicas*. Ingeniería química. 109-114. España
- Alonso, R. & Páez, F. (2003). Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture*, 219 (1–4), 317–336. doi: [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00509-4](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00509-4)
- Amiel, J. (2007). Las variables en el método científico. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 73 (3) ,171-177. Recuperado el 26 de noviembre de 2018, de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1810-634X2007000300007&lng=es&tlng=es.
- Allan G., Williams, K., Smith, D., Barlow, C., & Rowland, S. (1999). Fishmeal replacements for shrimp and fish feeds in Australia. *Int. Aquafeed*, 4, 10–16.
- Arias, F. (2012). *El Proyecto de Investigación: Introducción a la metodología científica*, Caracas, Venezuela: Editorial Episteme, C.A.
- Arroyo, P. y Kleeberg, F. (2013). Inversión y rentabilidad de proyectos acuícolas en el Perú. *Ingeniería Industrial*, 31, 63-89. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=337430545004>
- Ardeniswan, D. & Sukmawati, F. (2017). Acute toxicity (LC 50) of ammonia to carp fish (*Cyprinus carpio*) at different pH Levels. IOP Conference Series: *Earth and Environmental Science*, 60 (1), 12037. Retrieved from: <http://stacks.iop.org/1755-1315/60/i=1/a=012037>
- APHA-AWWA-WPCF. (1992). *Métodos normalizados para el análisis de agua potable y residual*. Editorial Díaz de Santos, S.A. España.
- Asociación Empresarial de Acuicultura de España (APROMAR). (2017). *La acuicultura en España 2017*. Recuperado de http://www.apromar.es/sites/default/files/2017/informe/APROMAR_Informe_ACUICULTURA_2017.pdf
- Avnimelech, Y. (2014). *Biofloc Technology - A Practical Guidebook*. Baton Rouge, La, USA: The World Aquaculture Society.
- Autoridad Nacional de Agua (ANA, 2016). *Protocolo Nacional para el Monitoreo de la Calidad de los Recursos Hídricos Superficiales. R.J. N° 010-2016-ANA*. Recuperado de: <http://www.ana.gob.pe/normatividad/rj-no-010-2016-ana-0>
- Balasubramanian, C., Pillai, S. & Ravichandran, P. (2004). Zero-water exchange shrimp farming systems (extensive) in the periphery of Chilka lagoon, Orissa, India. *The Science Nature*, 12, 555–572.

- Baltazar, P. (2007). La Tilapia en el Perú: acuicultura, mercado y perspectivas. *Revista Peruana de Biología*, 13 (3), 267-273. Recuperado de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-99332007000100022&lng=es&tlng=es.
- Barrington, K., Ridler, N. & Chopin, T. (2010). Social aspects of the sustainability of integrated multi-trophic aquaculture. *Springer link*, 18, 201–211. Retrieved from: <https://link.springer.com/article/10.1007/s10499-008-9236-0>
- Barbier, E. & Sathirathai, S. (2003). *Shrimp Farming and Mangrove Loss in Thailand*. Edward Elgar. Thailand. doi: 10.4337 / 9781843769668.00001
- Barbosa, G., Gadelha, F., Kublik, N., Proctor, A., Reichelm, L., Weissinger, E., Wohlleb, G. & Halden, R. (2015). Comparison of land, water, and energy requirements of lettuce grown using hydroponic vs. Conventional agricultural methods. *Int J Environ Res Public Health*, 12 (6) .6879-6891. Retrieved from <https://www.scopus.com/record/display.uri?eid=2-s2.0-84934886504&origin=inward&txGid=4640f06896f92307a59e2eacdfb9b77b>
- Bastida, O. (2012). Métodos de cultivo hidropónico de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) bajo invernadero basados en doseles escaleriformes [Tesis de grado Maestro en Ciencias en Horticultura]. Universidad Autónoma Chapingo, México.
- Bhatnagar, A., Jana, S., Garg, S., Patra, B., Singh, G. & Barman, U. (2004). *Water quality management in aquaculture*, In: *Course Manual of summerschool on development of sustainable aquaculture technology in fresh and saline waters*. CCS Haryana Agricultural, Hisar (India), pp 203- 210.
- Bhatnagar, A. & Pooja, D. (2013). Water quality guidelines for the management of pond fish culture. *Water Quality Guidelines for the Management of Pond Fish Culture*, 3 (6), 1980–2009. Retrieved from: <https://doi.org/10.6088/ijes.2013030600019>
- Bedore, P., David, M. & Stucki, J. (2008). Mechanisms of Phosphorus Control in Urban Streams Receiving Sewage Effluent. *Springer Link*, 191, 217-229. Retrieved from: <https://doi.org/10.1007/s11270-008-9619-x>
- Berlanga, C. & Ruiz, A. (2006). Assessment of landscape changes and their effects on the San Blas estuarine system, Nayarit (Mexico), through Landsat imagery analysis. *Marine Sciences*, 32 (3):523–538. doi: 10.7773/cm.v32i3.1126
- Bindraban, P., Van Der Velde, M., Ye, L., Van Den Berg, M., Materechera, S., Kiba, D., Tamene, I., Ragnarsdóttir, K, Jongschaap, R. & Hoogmoed, M. (2012). Assessing the impact of soil degradation on food production. *Current Opinion in Environmental Sustainability*, 4, 478-488.
- Bolaños, J., Montero, N., Rodríguez, N. & Sánchez, A. (2015). Calidad de aguas superficiales: estudio de la quebrada Estero, ubicada en el cantón de San Ramón, Costa Rica. *Revista Pensamiento Actual*, 15 (25), 61-76. Retrieved from: <https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/pensamiento-actual/article/view/22593>

- Bortone, G., Saltarelli, R., Alonso, V., Sorm, R., Wanner, J. & Tilche, A. (1996). Biological anoxic phosphorous removal: the Dephanox process. *Water Science and Technology*, 34 (1-2), 119-128. doi.org/10.1016/0273-1223 (96)00501-X
- Bosma, R., Lacambra, L., Landstra, Y., Perini, C., Poulie, J., Schwaner, M. & Yin, Y. (2017). The financial feasibility of producing fish and vegetables through aquaponics. *Aquacult. Eng.* 78, 146–154. doi.org/10.1016/j.aquaeng.2017.07.002
- Botello, W., Ortiz, J., Peña, S. (2016). Inmovilización microbiana en polímeros sintéticos para el tratamiento de aguas residuales. *Nova*, 14 (26). Retrieved from: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1794-24702016000200010
- Boyd, C. & Tucker, C. (2000). Rule-making for aquaculture effluents in the US. *Global Aquaculture Advocate*, 3 (6), 81 – 82.
- Boyd, C. (2017). Chapter 6 - *General relationship between water quality and aquaculture performance in ponds*. In G. B. T.-F. D. Jeney (Ed.) (pp. 147–166). Academic Press. Retrieved from: <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804564-0.00006-5>
- Boxall, A. (2004). The environmental side effects of medication. *EMBO reports*, 5 (12), 1110-6. doi:10.1038/sj.embor.7400307
- Bowman, M., Chambers, P. & Schindler, D. (2007). Constraints on benthic algal response to nutrient addition in oligotrophic mountain rivers. *River Research and Applications*, 23 (8), 858 – 876. doi: 10.1002/rra.1025
- Britto, D. & Kronzucker, H. (2002). NH₄⁺ toxicity in higher plants: a critical review. *Journal of Plant Physiology*. 159, 567-587. <https://doi.org/10.1078/0176-1617-0774>
- Brown, J., Glenn, E., Fitzsimmons, K. & Smith, S. (1999). Halophytes for the treatment of saline aquaculture effluent. *Aquaculture*, 175, 255–268.
- Bugbee, B. (2004). Nutrient Management in Recirculating Hydroponic Culture. In: Proceedings of the South Pacific Soilless Culture Conference. M. Nichols, (Ed.). *Acta Hort.* 648, 99-112. doi: 10.17660/ActaHortic.2004.648.12
- Burford, M. & Williams, K. (2001). The fate of nitrogenous waste from shrimp feeding. *Science Direct*. 198 (1-2):79–93. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(00\)00589-5](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(00)00589-5)
- Buttner, J., Soderberg, R. & Terlizzi, D. (1993). An Introduction to Water Chemistry in Freshwater Aquaculture. *Northeastern Regional Aquaculture Centre Fact Sheet*, (170), 1–4.
- Caló, P. (2011). Introducción a la acuaponía. Centro Nacional de Desarrollo Acuícola (CENADAC). Ministerio de Agricultura Ganadería y Pesca, Argentina. Recuperado de: <http://chilorg.chil.me/download-doc/86262>
- Calcagnile, P., Fragouli, D., Bayer, I.,..., Athanassiou, A. (2012). Magnetically Driven Floating Foams for the Removal of Oil Contaminants from Water. *ACS Nano*. 6 (6), 5413-9. doi: 10.1021/nn3012948

- Calvo, G. y Mora, J. (2012). Análisis de la calidad de varios cuerpos de agua superficiales en el GAM y la Península de Osa utilizando el Índice Holandés. *Tecnología en Marcha*, 25 (5), 37-44. Recuperado de: <https://doi.org/10.18845/tm.v25i5.471>
- Camargo, J., & Alonso, A. (2006). Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: A global assessment. *sciencedirect*, 831-849. Retrieved from: <https://doi.org/10.1016/j.envint.2006.05.002>
- Carr, E., Kämpfer, P., Patel, B. & Seviour, R. (2003). Seven novel species of *Acinetobacter* isolated from activated sludge. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 53 (4), 953-63. doi: 10.1099/ijs.0.02486-0
- Carranza, C., Lancho, O., Miranda, D. & Chaves, B. (2008). Growth analysis of 'Batavia' lettuce (*Lactuca sativa* L.) cultivated in a saline soil of the Bogota Plateau. *SciELO*, 27 (1). http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-99652009000100006
- Carballo, M. y Guelmes, E. (2016). Algunas consideraciones acerca de las variables en las investigaciones que se desarrollan en educación. *Revista Universidad y Sociedad*, 8 (1), 140-150. Recuperado en 26 de noviembre de 2018, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2218-36202016000100021&lng=es&tlng=es.
- Carrasquilla, A., Chacón, A., Núñez, K., Gómez, O., Valverde, J. & Guerrero, M. (2016). Regresión lineal simple y múltiple: aplicación en la predicción de variables naturales relacionadas con el crecimiento microalgal. *Tecnología en Marcha*. Encuentro de Investigación y Extensión 2016, 33-45. doi: 10.18845/tm.v29i8.2983
- Carillo, G., Lara, A., Padilla, L., Flores, M., Avelar, J. y Llamas, J. (2015). Evaluación técnica y financiera del cultivo de lechuga en invernadero alternativa para invierno. *Terra Latinoamericana*, 33 (3), 251-260.
- Casillas, R., Nolasco, H., García, T., Carrillo, O., Páez, F. (2007). Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds utilizing two different feeding strategies. *Aquacultural Engineering*, 36 (2), 105–114. Retrieved from: <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2006.09.001>
- Cataldo, D., Maroon, M; Schrader, L & Youngs, V. (2008). Rapid colorimetric determination of nitrate in plant tissue by nitration of salicylic acid. *Commun. Soil Sci. and plant analysis*, 6, 71-80. doi.org/10.1080/00103627509366547
- Chaves, P., Sutherland, R. & Laird, L. (1999). An economic and technical evaluation of integrating hydroponics in a recirculation fish production system. *Aquac. Econ. Manag.* 3 (1), 83–91.
- Chinthankumar, D., Jathin, K., Manujesh, B., Umashankar, K., Prajna, M. (2016). Synthesis and Experimental Investigation of Density on the Structural Properties of Rigid Polyurethane Foams. *American Journal of Materials Science*, 6 (4 A), 77-81. doi: 10.5923/c.materials.201601.15.
- Crab, R., Avnimelech, Y., Defoirdt, T., Bossier, P., Verstraete, W. (2007). Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture*, 270 (1–4), 1–14. doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.05.006

- Crawford, C. & Quinn, B. (2017). The contemporary history of plastics. In book: *Microplastic Pollutants* (pp. 19-37). doi: 10.1016/B978-0-12-809406-8.00002-5
- Chang, M., Hoyos, M., Rodríguez, A. (2000). *Manual práctico de hidroponía: sistema de raíz flotante y sistema de sustrato sólido*. S.E.42.Perú.
- Chen, Y., Chen, S., Yu, S., Zhang, Z., Yang, L. & Yao, M. (2014). Distribution and speciation of phosphorus in sediments of Dongping Lake, North China. *Environmental Earth Sci.* 72, 3173–3182. doi: 10.1007/s12665-014-3223-8
- Chen, D., Hu, M., Guo, Y. & Dahlgren, R. (2015). Reconstructing historical changes in phosphorus inputs to rivers from point and nonpoint sources in a rapidly developing watershed in eastern China, 1980–2010. *Sci. Total Environ*, 533, 196–204. doi: 10.1016/j.scitotenv.2015.06.079
- Cripps, S. & Bergheim, A. (2000). Solids management and removal for intensive land-based aquaculture production systems. *Aquaculture Engineering*, 22, 33-56.
- Cockx, E. & Simonne, E. (2003). Reduction of the impact of fertilization and irrigation on processes in the nitrogen cycle in vegetable fields with BMPs. *University of Florida Horticultural Sciences Publication, HS948*, 22.
- Chopin, T., Buschmann, A., Halling, C., Troell, M., Kautsky, N., Neori, A., Kraemer, G., Zertuche, J., Yarish, C., Neefus, C. (2002). Integrating seaweeds into marine aquaculture systems: a key toward sustainability. *Journal of phycology*, 37, 975-986. doi: <https://doi.org/10.1046/j.1529-8817.2001.01137.x>
- Coronado, M., Vega, Y., León, S., Gutiérrez, R., Vázquez, M. y Radilla, C. (2015). Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. *Revista Chilena de Nutrición*, 42 (2), 206–212. Recuperado de: <https://doi.org/10.4067/S0717-75182015000200014>
- Cloete, T. & Steyn, P. (1988). The role of Acinetobacter as a phosphorus removing agent in activated sludge. *Water Research*, 22 (8), 971-976. [https://doi.org/10.1016/0043-1354\(88\)90143-1](https://doi.org/10.1016/0043-1354(88)90143-1)
- Da Silva, B. (2016). Phosphorus dynamics, mass balance and mineralization in aquaponics systems (dissertation for the degree of doctor of philosophy). The University of Arizona, USA
- Da Silva, G., Da Silva, G., de Sousa, E., Konrad, C., Bem, C., Pauli, J. & Pereira, A. (2009). Phosphorus and nitrogen in waters of the ocoí river sub-basin, Itaipu reservoir tributary. *Journal of the Brazilian Chemical Society*, 20 (9), 1580-1588. <https://dx.doi.org/10.1590/S0103-50532009000900004>
- Da Silva, B. & Fitzsimmons, K. (2016). The effect of pH on phosphorus availability and speciation in an aquaponics nutrient solution. *Bioresource Technology*, 219, 778-781. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.08.079>
- Delgadillo, L., Lopes, F., Taidi, B. & Pareauc. D. (2016). Nitrogen and phosphate removal from wastewater with a mixed microalgae and bacteria culture. *Biotechnology reports (Amsterdam, Netherlands)*, 11, 18-26. doi:10.1016/j.btre.2016.04.003

- Delebecq, E., Pascault, J., Boutevin, B. & Ganachaud, F. (2013). On the Versatility of Urethane/Urea Bonds: Reversibility, Blocked Isocyanate, and Non-Isocyanate Urethane. *Chemical Reviews*, 113, 80-118. <https://doi.org/10.1021/cr300195n>
- Deutsch, L., Gräslund, S., Folke, C; *et al.* (2007). Feeding aquaculture growth through globalization: exploitation of marine ecosystems for fishmeal. *Global Environmental Change*, 17 (2), 238–249. doi: <https://doi.org/10.1016/j.gloenvcha.2006.08.004>
- Diver, S. (2006). Aquaponics—integration of hydroponics with aquaculture. *National Center for Appropriate Technology*, Butte.
- D’Orbcastel, E., Blancheton, J., Boujard, T., Aubin, J., Moutounet, Y., Przybyla, C. & Belaud, A. (2008). Comparison of two methods for evaluating waste of a flow through trout farm. *Aquaculture*, 274, 72–79. doi:10.1016/j.aquaculture.2007.10.053
- Dolomatov, S., Shekk, P., Zukow, W. & Kryukova, M. (2011). Features of nitrogen metabolism in fishes. *Springer link*, 21, 733–737. doi:10.1007/s11160-011-9212-z
- Dosdat, A., Servais, F., Métailler, R., Huelvan, C. & Desbruyères, E. (1996). Comparison of nitrogenous losses in five teleost fish species. *Aquaculture*, 141 (1), 107–127. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0044-8486\(95\)01209-5](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0044-8486(95)01209-5)
- Dvorak, P. (2004). Selected specificity of aquarium fish disease (in Czech). *Bulletin VURH Vodnany*, 40, 101– 108.
- Dudgeon, S. (2001). Hydrozoans: colony integration and the control of morphological plasticity. In Kaandorp, J. and Kübler, J.E. (eds) *The algorithmic beauty of corals, sponges and seaweeds*. Berlin, Germany: Springer-Verlag, pp.43–48.
- Eickhout, B., Bouwman, A. & Van Zeijts, H. (2006). The role of nitrogen in world food production and environmental sustainability. *Agriculture, ecosystems & environment*, 116, 4-14.
- Elser, J. (2012). Phosphorus: a limiting nutrient for humanity?. *Current Opinion in Biotechnology*, 23 (6), 833–838. <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2012.03.001>
- Emerson, K., Russo, R., Lund, R. & Thurston, R. (1975). Aqueous Ammonia Equilibrium Calculations: Effect of pH and Temperature. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 32 (12), 2379–2383. doi.org/10.1139/f75-274
- Endut, A., Jusoh, A. & Ali, N. (2014). Nitrogen budget and effluent nitrogen components in aquaponics recirculation system. *Journal Desalination and Water Treatment*, 52, 744–752. doi:10.1080/19443994.2013.826336
- Endut, A., Jusoh, A., Ali, N., Wan Nik, W. & Hassan, A. (2009). A study on the optimal hydraulic loading rate and plant ratios in recirculation aquaponic system. *Bioresour. Technol.*
- Estim, A., Saufie, S. & Mustafa, S. (2018). Water quality remediation using aquaponics sub-systems as biological and mechanical filters in aquaculture. *Journal of Water Process Engineering*. Retrieved from: <https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2018.02.001>

- Evans, D., Piermarini, P., & Choe, K. (2005). The multifunctional fish gill: dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid-base regulation, and excretion of nitrogenous waste. *PubMed*, 97-177. doi:10.1152/physrev.00050.2003
- FAO. (2000). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2000*. FAO, Rome, Italy.
- FAO. (2005). National Aquaculture Sector Overview. Visión general del sector acuícola nacional - Perú. National Aquaculture Sector Overview Fact Sheets. Texto de Soto Cárdenas, G. I. In: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]. Roma. Actualizado 1 February 2005. [Citado 11 April 2018].
- FAO. (Octubre de 2009). La agricultura mundial en la perspectiva del año 2050. En FAO (presidencia), *Como alimentar al mundo 2050*. Foro de expertos de alto nivel, Roma, Italia.
- FAO. (2012). *The State of World Fisheries and Aquaculture; Food and Agriculture Organization of the United Nations: Rome, Italy*.
- FAO. (2013). *Estado mundial de la pesca y la acuicultura*. Roma: Food and agricultura Organization of the United Nations (FAO).
- FAO. (2016). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2016. Contributing to food security and nutrition for all*. Rome. 200 pp.
- Fang, C., Zhang, T., Jiang, R. & Ohtake, H. (2016). Phosphate enhance recovery from wastewater by mechanism analysis and optimization of struvite settleability in fluidized bed reactor. *Scientific reports*, 6, 32215. doi:10.1038/srep32215
- Frankic, A. & Hershner, C. (2003). Sustainable aquaculture: developing the promise of aquaculture. *Aquaculture International*, 11, 517-530. Retrieved from: <https://doi.org/10.1023/B:AQUI.0000013264.38692.91>
- Fedoroff, N., Battisti, D., Beachy, R., Cooper, P., Fischhoff, D., Hodges, C., Knauf, V., Lobell, D., Mazur, B. & Molden, D. (2010). Radically rethinking agriculture for the 21st century. *Science (New York, NY)*, 327, 833.
- Focardi, S., Corsi, I. & Franchi, E. (2005). Safety issues and sustainable development of European aquaculture: new tools for environmentally sound aquaculture. *Aquaculture International*, 13 (1-2), 3–17. doi:10.1007/s10499-004-9036-0
- Forenshell, G. (2001). Setting basin design. In Western Regional Aquaculture Center WRAC-106. USA
- Forster, J. (1999). Aquaculture chickens, salmon: a case study. *World Aquaculture Magazine*, 30 (3), 33, 35–38, 40, 69–70.
- Graber, A. & Junge, R. (2009). Aquaponic Systems: Nutrient recycling from fish wastewater by vegetable production. *Desalination*, 246, 147–156. doi:10.1016/j.desal.2008.03.048
- Gerke, J. (2015). Phytate (Inositol Hexakisphosphate) in Soil and Phosphate Acquisition from Inositol Phosphates by Higher Plants. A Review. *Plants* 4, 253–266. doi:10.3390/plants4020253

- GreenFacts (15 de April de 2008). *GreenFacts*. Obtenido de GreenFacts Agriculture & Development: <https://www.greenfacts.org/en/agriculture-iaastd/index.htm#il1>
- Greenpeace. (2001). *Recetas contra el hambre historias con éxito para el futuro de la agricultura*. Buenos Aires. Recuperado de <http://www.greenpeace.org/argentina/es/informes/recetas-contra-el-hambre-his/>
- Gyllenhammar, A. & Håkanson, L. (2005). Environmental consequence analyses of fish farm emissions related to different scales and exemplified by data from the Baltic—a review. *Marine Environmental Research*, 60 (2):211–243. doi: 10.1016 / j.marenvres.2004.10.005
- Goddek, S., Delaide, B., Mankasingh, U., Ragnarsdottir, K., Jijakli, H. & Thorarinsdottir, R. (2015). Challenges of sustainable and commercial aquaponics. *Sustainability*, 7, 4199-4224. Retrieved from: <https://www.scopus.com/record/display.uri?eid=2-s2.0-84929166810&origin=inward&txGid=354e3c34d4afd6b4df9ba3d35a536c29>
- Gojon, A. (2017). Nitrogen nutrition in plants: rapid progress and new challenges. *Journal of Experimental Botany*, 68, 2457–2462. doi: <https://doi.org/10.1093/jxb/erx171>
- Gondwe, M., Guildford, S., & Hecky, R. (2012). Tracing the flux of aquaculture-derived organic wastes in the southeast arm of Lake Malawi using carbon and nitrogen stable isotopes. *Aquaculture*, 350–353, 8–18. Retrieved from: <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.04.030>
- Gonzalez, O., Beltrán, L., Cáceres, C., Ramirez, H., Hernández, S., Troyo, E. & Ortega, A. (2006). Aquaculture Environmental Diagnosis in the Semiarid Coastal Zone in Mexico. *Fresenius Environmental Bulletin*, 15 (7), 659-669, Available at SSRN: <https://ssrn.com/abstract=930482>
- Goto, E., Both, A., Albright, L. & Langhans, R. (1997). Effect of dissolved oxygen concentration on lettuce growth in floating hydroponics. *Acta horticulturae*, 440, 205-10. doi: 0.17660/ActaHortic
- Guo, L., Li, Z., Xie, P. & Ni, L. (2009). Assessment effects of cage culture on nitrogen and phosphorus dynamics in relation to fallowing in a shallow lake in China. *Aquac. Int.* 17, 229–241. doi: 10.1007/s10499-008-9195-5
- Guan, B., Hu, W., Zhang, T. *et al.* Chin. Sci. Bull. (2010). Acute and chronic un-ionized ammonia toxicity to ‘all-fish’ growth hormone transgenic common carp (*Cyprinus carpio* L.). *Chinese Science Bulletin*, 55, 4032–4036. <https://doi.org/10.1007/s11434-010-4165-5>
- Hall, S., Delaporte, A., Phillips, M., Beveridge, M. & O'Keefe, M. (2011). *Blue Frontiers: Managing the Environmental Costs of Aquaculture*. WorldFish Center. Malaysia: WorldFish Center, Penang.
- Hargreaves, J. & Tucker, C. (2004). Ammonia dynamics in fish ponds, (4603). Retrieved from <http://www2.ca.uky.edu/wkrec/ManagingAmmonia.pdf>
- Harper, G., Steininger, M., Tucker, C., Juhn, D. & Hawkins, F. (2007). Fifty years of deforestation and forest fragmentation in Madagascar. *Environmental Conservation*. 34 (4):325–333.

- Hammer, M. & Hammer, M. (2005). *Water and waste water technology*. Fourth Edition Printice Hall, India.
- Hernández, R., Fernández, C. y Baptista, P. (2006). *Metodología de investigación*. México D F: Mc Graw Hill.
- Hochmuth, G. & Hanlon, E. (1995). *IFAS standardized fertilization recommendations for vegetable crops*, University of Florida. Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences.
- Hochmuth, G. (2000). *Nitrogen management practices for vegetable production in Florida*, University of Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agriculture Sciences, EDIS.
- Hofman, G. & Van Cleemput, O. (1999). Gaseous N losses from field crops. *International Conference on Environmental Problems Associated with Nitrogen Fertilisation of Field Grown Vegetable Crops*, 563, 155-162.
- Horchani, F., Hajri, R. & Aschi, S. (2010). Effect of ammonium or nitrate nutrition on photosynthesis, growth, and nitrogen assimilation in tomato plants. *Plant nutrition and soil science*, 173, 610-617. doi: <https://doi.org/10.1002/jpln.201000055>
- Howgate, P. (1995). Contribution of Fish Processing to Food Security. *Paper presented at the Government of Japan/FAO International Conference on Sustainable Contribution of Fisheries to Food Security*, Kyoto, Japan 4–9 December 1995.
- Hudson, N. (1997). *Medición sobre el terreno de la erosión del suelo y de la escorrentía*. Roma, Italia: FAO-1997.
- Hurtado, N. (2 de Enero de 2018). *La creación del ministerio de acuicultura y pesca en el Perú*. Obtenido de Acuicultura Perú: <http://acuiculturaperu.blogspot.pe/>
- Huo, S., Zan, F., Xi, B., Li, Q. & Zhang, J. (2011). Phosphorus fractionation in different trophic sediments of lakes from different regions, China. *Journal of Environmental Monitoring*, 13 (4), 1088–1095. doi.org/10.1039/C0EM00696C
- Ikeura, H., Takahashi, H., Kobayashi, F., Sato, M. & Tamaki, M. (2018). Effects of microbubble generation methods and dissolved oxygen concentrations on growth of Japanese mustard spinach in hydroponic culture. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 93 (5), 483-490. doi: 10.1080/14620316.2017.1391718
- Iona, F. (2017). How aquaponics can improve aquaculture and help feed a hungry world (Master's thesis). University of Akureyri, Iceland.
- Ip, Y., Chew, S. & Randall D. (2004). Five tropical fishes, six different strategies to defend against ammonia toxicity on land. *Physiol Biochem Zool*, 77, 768–782. doi: 10.1086/422057
- Iqbal, J., Saleem, M. & Javed, A. (2017). Effect of electrical conductivity (ec) on growth performance of duckweed at dumpsite leachate. *International Journal of Science, Environment and Technology*, 6 (3), 1989 – 1999. Retrieved from: <http://www.ijset.net/journal/1781.pdf>

- Islam, M. & Yasmin, R. (2017). The impact of Aquaculture on environment in Bangladesh. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 5 (4), 100–107. Retrieved from: https://scholar.google.com.pe/scholar?q=Impact+of+Aquaculture+and+Contemporary+environmental+issues+in+Bangladesh&hl=es&as_sdt=0&as_vis=1&oi=scholar
- Iturbide, K. (2008). Caracterización de los efluentes de dos sistemas de producción de tilapia y el posible uso de plantas como agentes de biorremediación [Tesis de grado de maestría en Ciencia y Tecnología del Medio Ambiente]. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Jackson, C., Preston, N., Thompson, P. & Burford, M. (2003). Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. *Aquaculture*, 218 (1–4):397–411. doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00014-0
- Jensen, F. (2003). Nitrite disrupts multiple physiological functions in aquatic animals. *ScienceDirect*, 135, 9-24. doi.org/10.1016/S1095-6433(02)00323-9
- Jia, B., Tang, Y., Wu Y. & Yin, D. (2012). Driving effect of human activity on the environmental change of the Sancha Lake. *International Conference on Biomedical Engineering and Biotechnology (iCBEB)*, 1361–1366. doi: 10.1109/iCBEB.2012.160
- Jia, B., Fu, W., Yu, J., Zhang, C. & Tang, Y. (2013). Relationship among sediment characteristics, eutrophication process and human activities in the Sancha Lake, Sichuan, Southwestern China. *China Environ. Sci.* 33, 1638–1644.
- Jia, B., Tang, Y., Tian, L., Franz, L., Alewell, C. & Huang, J. (2015). Impact of Fish Farming on Phosphorus in Reservoir Sediments. *Scientific reports*, 5, 16617. doi 10.1038/srep16617
- Jian, Z., Watson, E., Tang, J., Eugene, Y. & Chen, X. (2018). A synthetic polymer system with repeatable chemical recyclability. *Science*. 360, 398-403. doi 10.1126/science.aar5498.
- Jobling, M. (1995). Environmental biology of fishes. *Springer Link*, 455. Chapman and Hall, New York. Retrieved from: <https://www.springer.com/gb/book/9780412580802>
- Johnson, S., Blaylock, R., Elphick, J. & Hyatt, K. (1996). Disease induced by the sea louse (*Lepeophtheirus salmonis*) (Copepoda: Caligidae) in wild sockeye salmon (*Oncorhynchus nerka*) stocks of Alberni Inlet, British Columbia. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 53 (12), 2888–2897. <https://doi.org/10.1139/f96-226>
- Kajimura, M., Croke, S., Glover, C. & Wood, C. (2004). Dogmas and controversies in the handling of nitrogenous wastes: The effect of feeding and fasting on the excretion of ammonia, urea and other nitrogenous waste products in rainbow trout. *Journal of Experimental Biology*, 207, 1993-2002. doi: 10.1242/jeb.00901
- Khan, A., Jilani, G., Akhtar, M., Saqlan, S. & Rasheed, M. (2009). Phosphorus Solubilizing Bacteria: Occurrence, Mechanisms and their Role in Crop Production. *J. Agric. Biol. Sci.* 1, 48–58. doi:10.5923/j.re.20120201.10
- Kratky, B., Maehira, G., Magno, E., Orzolek, M. & Lamont, W. (2008). Growing Lettuce by a float-support non-circulating hydroponic method in Hawaii and Pennsylvania. *Proc. of the 34 th National Agricultural Plastics Congress, American Society for Plasticulture, Bellafonte*, 6.

- Kratky, B. (2009). Three non-circulating hydroponic methods for growing lettuce. Proceedings of the International Symposium on Soilless Culture and Hydroponics. *Acta. Hort.* 843, 65-72.
- Kern, J. & Hanze, M. (1993). Biological phosphorous uptake under anoxic and aerobic conditions. *Water Research.* 27 (4), 617- 624. doi: [https://doi.org/10.1016/0043-1354\(93\)90171-D](https://doi.org/10.1016/0043-1354(93)90171-D)
- Krkosek, M., Ford, J., Morton, A., Lele, S., Myers, R. & Lewis, M. (2007). Declining wild salmon populations in relation to parasites from farm salmon. *Science*, 318 (5857), 1772–1775. doi: 10.1126 / science.1148744
- Kleeberg, J. y Rojas, M. (2012). *Pesquería y acuicultura en el Perú*. Lima, Perú: Fondo editorial.
- Klesius, P., Shoemaker, C., Evans, J. & Lim, C. (2001). Vaccines: prevention of diseases in aquatic animals. In Lim, C. and Webster, C.D. (eds), *Nutrition and Fish Health*. Food Products Press. An Imprint of the Haworth Press, New York, NY, pp. 317–335.
- Krauss, S., Schnitzler, W., Grassmann, J. & Woitke, M. (2006). The Influence of Different Electrical Conductivity Values in a Simplified Recirculating Soilless System on Inner and Outer Fruit Quality Characteristics of Tomato. *J. Agric. Food Chem.* 54, 441-448. doi: 10.1021/jf051930a
- Kroupova, H., Machova, J., & Svobodova, Z. (2005). Nitrite influence on fish: A review. *Veterinarni Medicina*, 50 (11), 461–471. <https://doi.org/10.17221/5650-VETMED>
- Kroupova, H., Prokes, M., Macova, S., Penaz, M., Barus, V., Novotny, L. & Machova, J. (2010). Effect of nitrite on early-life stages of common carp (*Cyprinus carpio* L.). *PubMed*, 29 (3), 535-540. doi: 10.1002/etc.84
- Kuba, T., Smolders, G., van Loosdrecht, M. & Heijnen, J. (1993). Biological phosphorous removal from wastewater by anaerobic-anoxic sequencing batch reactors. *Water Science & Technology*, 27 (5-6), 241-252. <https://doi.org/10.2166/wst.1993.0504>
- Kulkarni, S., Plapallil, S., Mohanty, N. & Kadam, N. (2018). Sustainable Raft Based Hydroponic System for Growing Spinach and Coriander. *Conference: Techno-Societal 2016, International Conference on Advanced Technologies for Societal Applications*. doi: 10.1007/978-3-319-53556-2_13
- Lazzari, R. & Baldisserotto, B. (2008). Nitrogen and Phosphorus Waste in Fish Farming. *Boletim Do Instituto de Pesca, Sao Paulo*, 34 (344), 591–600.
- Leiva, A., Macías, E., Andrade, J., Aveiga, M. & Pinargote, S. (2016). La alcalinidad y la nitrificación en una laguna aireada a escala piloto. *European Scientific Journal*, 12, 1857-7431. doi: 10.19044/esj.2016.v12n36p89
- Lennard, W. (2012). Aquaponic System Design Parameters: Basic System Water Chemistry. [Online] Available at: <http://www.aquaponic.com.au/Water%20Chemistry.pdf> [Accessed 02 October 2018].

- Lennard, W. & Leonard, B. (2006). A comparison of three different hydroponic subsystems (gravel bed, floating and nutrient film technique) in an Aquaponic test system. *Aquaculture International*, 14, 539-550. doi 10.1007/s10499-006-9053-2
- Lewis, W., Yopp, J., Schramm, H. & Brandeburg, A. (1978). Use of hydroponics to maintain quality of recirculated water in a fish culture system. *Transactions of the American Fisheries Society*, 107, 92–99. doi: 10.1577/1548-8659(1978)107<92:UOHTMQ>2.0.CO;2
- Lezama, C., Paniagua, J. & Zamora, J. (2010). Bioremediation of effluents ones of the culture of *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) using microbial mats in a recirculating system. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 38 (1), 129–142. doi: 10.4067 / S0718-560X2010000100012
- Li, R., Liu, S., Li, Y., Zhang, G., Ren, J. & Zhang, J. (2014). Nutrient dynamics in tropical rivers, lagoons, and coastal ecosystems of eastern Hainan Island, South China Sea. *Biogeosciences*, 11, 481-506. <https://doi.org/10.5194/bg-11-481-2014>
- Li, C., Sun, L., Jia, J., Cai, Y. & Wang, X. (2016). Risk assessment of water pollution sources based on an integrated k-means clustering and set pair analysis method in the region of Shiyan, China. *Science of The Total Environment*, 557–558, 307–316. doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.03.069
- Liu, Y., Zhu, Y., Qiao, X., Zheng, B., Chang, S. & Fu, Q. (2018). Investigation of nitrogen and phosphorus contents in water in the tributaries of Danjiangkou Reservoir. *Royal Society open science*, 5 (1), 170624. doi:10.1098/rsos.170624
- Lucassen, E., Bobbink, R., Smolders, A., Van der Ven, P., Lamers, L. & Roelofs, J. (2003). Interactive effects of low pH and high ammonium levels responsible for the decline of *Cirsium dissectum* (L.), Hill. *Plant Ecology*. 165, 45-52. Retrieved from: <https://doi.org/10.1023/A:1021467320647>
- Madero, A., Bravo, G., Carvajal, F. y Díaz, M. (1998). Adaptación y monitoreo de microorganismos en procesos de nitrificación en aguas residuales de la industria petrolera. *Rev. colomb. Biotecnol*, 1 (2), 46-50. Recuperado de <https://revistas.unal.edu.co/index.php/biotecnologia/article/view/30030/30230>
- Magalhães, A. (2006). Caracterização de genótipos de alface (*Lactuca sativa* L.) em cultivo hidropônico sob diferentes valores de condutividade elétrica da solução nutritiva (Dissertação mestrado). Universidade Federal Rural de Pernambuco. Recife, Brasil.
- Mahmoud, A., Nasr, E. & Maamoun, A. (2017). The Influence of Polyurethane Foam on the Insulation Characteristics of Mortar Pastes. *Journal of Minerals and Materials Characterization and Engineering*, 5, 49-61. doi: 10.4236/jmmce.2017.52005.
- Malboobi, M., Owlia, P., Behbahani, M., Sarokhani, E., Moradi, S., Yakhchali, B., Deljou, A. & Heravi, K. (2009). Solubilization of organic and inorganic phosphates by three highly efficient soil bacterial isolates. *World J. Microbiol. Biotechnol*, 25, 1471–1477. doi: 10.1007/s11274-009-0037-z

- Masclaux, C., Daniel, F., Dechorgnat, J., Chardon, F., Gaufichon, L. & Suzuki, A. (2010). Nitrogen uptake, assimilation and remobilization in plants: challenges for sustainable and productive agricultura. *Annals of Botany*, 105, 1141–1157. doi: <https://doi.org/10.1093/aob/mcq028>
- Mariano, M., Huaman, P., Mayta, E., Montoya, H., y Chanco, M. (2010). Contaminación producida por piscicultura intensiva en lagunas andinas de Junín, Perú. *Peru.biol*, 17 (1) 137 - 140. Obtenido de <http://www.scielo.org.pe/pdf/rpb/v17n1/a18v17n1.pdf>
- Martínez, L. & Enriquez, F. (2007). Study of the benthic fauna in a discharge lagoon of a shrimp faro with special emphasis on polychaeta. *Journal of Biological Sciences*, 7 (1), 12–17.
- Martínez, L., López, J., Leyva, G., Armenta, L. & Martínez, M. (2011). Bioremediation and reuse of shrimp aquaculture effluents to farm whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei*: a first approach. *Aquaculture Research*, 42 (10), 1415–1423. doi: 10.1111 / j.1365-2109.2010.02730.x
- Martínez, L., Martínez, M. & Pedrín, S. (2009). Selección de sitios, construcción y preparación de estanques. In: Martínez-Córdova, L, editor. *camaronicultura mexicana y mundial: ¿actividad sustentable o industria contaminante?*. Chapter I. D.F., Mexico: Trillas. 179.
- Martinez, M. & Martinez, L. (2012). World aquaculture: environmental impacts and troubleshooting alternatives. *The ScientificWorldJournal*, 2012, 1-9. doi 10.1100/2012/389623
- Martínez, M., Martínez, L., Porchas, M., López, E. (2010). Shrimp polyculture: a potentially profitable, sustainable, but uncommon aquacultural practice. *Reviews in Aquaculture*, 2 (2), 73–85. <https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2010.01023.x>
- Mateus, J. (2009). Acuaponia: Hidroponía y acuacultura, sistema integrado de producción de alimentos. Red Hidroponía, Boletín N° 44. Lima-Perú.
- Merlín, V. y Martínez, R. (2015). Capacidad de absorción de nitratos de plantas acuáticas cultivadas en acuaponía. *Rev.Div. Cient. Jóvenes en la ciencia*, 4, 1. Recuperado de <http://www.jovenesenlaciencia.ugto.mx/index.php/jovenesenlaciencia/article/view/379>
- Miller, D. & Semmens, K. (2002). Waste Management in Aquaculture. *Extension Service West University Virginia*, 1, 98-34386-6849 Publication No. AQ02-1 8-10
- Mirabella, N., Castellani, V. & Sala, S. (2014). Current options for the valorization of food manufacturing waste: a review. *Journal of Cleaner Production*, 65, 28–41. Retrieved from: <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2013.10.051>
- Ministerio del Ambiente (MINAM, 2017). Estándares de Calidad Ambiental (ECA) para Agua y disposiciones complementarias. Decreto Supremo N° 004-2017-MINAM. Recuperado de <http://sinia.minam.gob.pe/normas/aprueban-estandares-calidad-ambiental-eca-agua-establecen-disposiciones>
- Mitsch, W. & Gosselink, J. (2000). *Wetlands* (3rd edn). John Wiley and Sons, New York. Retrieved from: <https://doi.org/10.1002/rrr.637>

- Ministerio de Producción (PRODUCE) (2004). *Cultivo de tilapia*. Retrieved from: <http://www.innovacion.gob.sv/inventa/attachments/article/137/Cultivo%20De%20Tilapia,%20Lima%20-%20Peru.pdf>
- Ministerio de la Producción (PRODUCE) (2010). *Plan Nacional de Desarrollo Acuícola*. Lima.
- Mockler, E., Deakin, J., Archbold, M., Gill, L., Daly, D. & Bruen, M. (2017). Sources of nitrogen and phosphorus emissions to Irish rivers and coastal waters: Estimates from a nutrient load apportionment framework. *Science of The Total Environment*, 601–602, 326–339. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.05.186>
- Montgomery, D. (2004). *Diseño y análisis de experimentos*. México: Limusa Wiley.
- Moore, C. (2008). Synthetic polymers in the marine environment: A rapidly increasing, long-term threat. *Environmental Research*, 108 (2), 131–139. Retrieved from: <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.envres.2008.07.025>
- Morales, V. (2011). Guía para la elaboración y evaluación de proyectos de investigación. *Revista de Pedagogía*, XXXII (91). 131-146. Universidad Central de Venezuela, Caracas, Venezuela. Recup. de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=65926549008>
- Morris, E. & Patterson, J. (1994). Measurement of Absolute Water Density, 1 °C to 40 °C. *Metrologia*, 31 (4), 277. Retrieved from <http://stacks.iop.org/0026-1394/31/i=4/a=001>
- Mortula, M. & Gagnon, G. (2003). Phosphorus removal from aquaculture process water using limestone. *Proceedings, Annual Conference - Canadian Society for Civil Engineering*. 755-759.
- Munni, M., Fardus, Z., Mia, M. & Afrin, R. (2013). Assessment of pond water quality for fish culture: a case study of Santosh region in Tangail, Bangladesh. *Journal of Environmental Science and Natural Resources*, 6 (2), 157-162. Retrieved from: <https://doi.org/10.3329/jesnr.v6i2.22112>
- Naegel, L. (1977). Combined production of fish and plants in recirculating water. *Aquaculture*, 10, 17–24. Retrieved from: [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(77\)90029-1](https://doi.org/10.1016/0044-8486(77)90029-1)
- Naylor, R., Goldberg, R., Mooney, H., Beveridge, M., Clay, J., Folk, C., Kautsky, N., Lubchenco, J., Primavera, J. & Williams, M. (1998) Nature's subsidies to shrimp and salmon farming. *Nature*, 282, 883–884. doi: 10.1126/science.282.5390.883
- Naylor, R., Goldburg, R., Primavera, J., Kautsky, N., Beveridge, M., Clay, J. ... Troell, M. (2000). Effect of aquaculture on world fish supplies. *Nature*, 405, 1017. Retrieved from <http://dx.doi.org/10.1038/35016500>
- Nichols, M & Savidov, N. (2012). Aquaponics: a nutrient and water efficient production system. *Acta Hort.* 947, 129-132. doi 10.17660/ActaHortic.2012.947.14
- Nelson, R. (2008). Aquaponic Equipment - The BioFilter. *Aquaponics Journal*, 48, 22-23.
- Neori, A. & Shpigel, M. (1999). Algae treat effluents and feed invertebrates in sustainable integrated mariculture. *World Aquaculture*, 30, 46–49.

- Olatunbosun, A., Emeka, S., James, A. & Pratico, F. (2016). Recycling of polyethylene terephthalate (PET) plastic bottle wastes in bituminous asphaltic concrete. *Cogent Engineering*, 3,1. doi: 10.1080/23311916.2015.1133480.
- Ortiz, S. (2007). Producción y calidad de forraje verde hidropónico de tres variedades de alfalfa (Medicago sativa) [Tesis de grado de Ingeniero Agrónomo Zootecnista]. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, México.
- Ornamental Aquatic Trade Association (OATA), (2008), *Water Quality Criteria ornamental fish*. Company Limited by Guarantee and Registered in England No 2738119 Registered Office Wessex House, 40 Station Road, Westbury, Wiltshire, BA13 3JN, UK, info@ornamentalfish.org www.ornamentalfish.org. Version 2.0 March 2008
- Páez, F. (2001). The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environmental Management*, 28 (1), 131–140. doi 10.1007/s002670010212
- Paniagua, J. & Garcia, O. (2003). Ex-situ bioremediation of shrimp culture effluent using constructed microbial mats. *Aquacultural Engineering*, 28 (3-4), 131–139. Retrieved from: [https://doi.org/10.1016/S0144-8609\(03\)00011-6](https://doi.org/10.1016/S0144-8609(03)00011-6)
- Parker, R. (2002). *Aquaculture science*. Second edition. Delmar. Albany, NY. USA
- Pauly, D., Christensen, V., Guénette, S., Pitcher, T., Sumaila, U., Walters, C., ... Zeller, D. (2002). Towards sustainability in world fisheries. *Nature*, 418, 689. Retrieved from <http://dx.doi.org/10.1038/nature01017>
- Pérez, Ó., Almansa, E., Riera, R., Rodriguez, M., Ramos, E., Costa, J. & Monterroso, Ó. (2014). Food and faeces settling velocities of meagre (*Argyrosomus regius*) and its application for modelling waste dispersion from sea cage aquaculture. *Aquaculture*, 420–421, 171–179. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.11.001>
- Priya, E., Davies, S. (2007). Growth and feed conversion ratio of juvenile *Oreochromis niloticus* fed with replacement of fishmeal diets by animal by-products. *Indian Journal of Fisheries*, 54, 51–58.
- Porwal, H., Mane, A. & Velhal, S. (2015). Biodegradation of dairy effluent by using microbial isolates obtained from activated sludge. *Water Resources and Industry*, 9, 1–15. Retrieved from: <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.wri.2014.11.002>
- Quiquampoix, H. & Mousain, D. (2005). Enzymatic hydrolysis of organic phosphorus, in: Turner, B.L., Frossard, E., Baldwin, D.S. (Eds.), *Organic Phosphorus in the Environment*. CABI, Wallingford, pp. 89–112.
- Racocy J. 2004. Questions and Answers. *Aquaponics Journal*, 32, 27-29.
- Rajitha, K., Mukherjee, C. & Vinu Chandran, R. (2007). Applications of remote sensing and GIS for sustainable management of shrimp culture in India. *Aquacultural Engineering*, 36 (1), 1–17. doi.org/10.1016/j.aquaeng.2006.05.003
- Rakocy, J. (2012). *Aquaponics—Integrating Fish and Plant Culture*, in: Tidwell, J.H. (Ed.), *Aquaculture Production Systems*. Wiley-Blackwell, 344–386. doi:10.1002/9781118250105.ch14

- Rakocy, J., Masser, M. & Losordo, T. (2006). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems - Integrating Fish and Plant Culture. *SRAC publication*, 5, 1-16. Retrieved from <http://aquaculture.ca.uky.edu/publication/recirculating-aquaculture-tank-production-systems-aquaponics-integrating-fish-and-plant>
- Randall, D., & Tsui, T. (2002). Ammonia toxicity in fish. *Marine Pollution Bulletin*, 45 (1), 17–23. doi.org/10.1016/S0025-326X(02)00227-8
- Read, P. & Fernandes, T. (2003). Management of environmental impacts of marine aquaculture in Europe. *Aquaculture*, 226 (1), 139–163. doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00474-5
- Reyes, M., Sandoval, M., Rodríguez, N., Trejo, L., Sánchez, J., Reta, J. (2016). Aquaponics nutrient concentration in effluent for production of *Solanum lycopersicum* L. *Mexican Journal of Agricultural Sciences*, 17, 3529-3542. Retrieved from: <http://www.redalyc.org/html/2631/263149506012/index.html>
- Rezvani, F., Sarrafzadeh, M., Ebrahimi, S. & Oh, H. (2017). Nitrate removal from drinking water with a focus on biological methods: a review. *Environmental Science and Pollution Research*, 26, 1124–1141. doi: 10.1007/s11356-017-9185-0
- Ribeiro, D., Martins, G., Nogueira, R., Cruz, J. & Brito, A. (2008). Phosphorus fractionation in volcanic lake sediments (Azores – Portugal). *Chemosphere*, 70 (7), 1256–1263. doi.org/10.1016/j.chemosphere.2007.07.064
- Rivera, J. (2014). Determination of oxidation rates, nitrification and sedimentation in the process of self-purification of a mountain river. *Chilean engineering magazine*. 24 (2), 314-326.
- Rivera, V., Torres, L., Bahamon, N., Newmark, F. & Twilley, R. (1999). The potential use of mangrove forests as nitrogen sinks of shrimp aquaculture pond effluents: the role of denitrification. *Journal of the World Aquaculture Society*, 30 (1), 12–25. Doi: 10.1111/j.1749-7345.1999.tb00313.x
- Roberto, K. (2005). *How-to hydroponics* 4th edition (4th edition revised). Electron Alchemy, Massapequa, New York, USA
- Robinson E. & Li, M. (1996) A Practical Guide to Nutrition, Feeds, and Feeding of Channel Catfish. Bulletin 1041, Mississippi Agricultural and Forestry Experiment Station, Mississippi State, Mississippi.
- Rodrigues, M. & Iemma, A. (2014). *Experimental Design and Process Optimization*. 1st. ed. CRC Press, Boca Raton, p. 336.
- Rodríguez, F. (2018). *Plastic*. Encyclopædia Britannica, inc. Retrieved from <https://www.britannica.com/science/plastic>.
- Rodríguez, A., Chang, M., Hoyos, M. & Falcón, F. (2004). *Manual práctico de hidroponía*. 4 ed. Lima, Mekanobooks.
- Rodríguez, J., Crespo, D. & López, M. (2010). *La camaronicultura y la sustentabilidad del Golfo de California*. 13 p. Disponible en <http://www.wwf.org.mx>.

- Russo, R. & Thurston, R. (1991). *Toxicity of ammonia, nitrite and nitrate to fishes*. In: Brune D.E., Tomasso J.R. (eds.): *Aquaculture and Water Quality*. World Aquaculture society, Baton Rouge, Louisiana. 58–89.
- Sahu, B., Adhikari, S., Mahapatra, A. & Dey, L. (2013). Carbon, nitrogen, and phosphorus budget in scampi (*Macrobrachium rosenbergii*) culture ponds. *Environ. Monit. Assess.* 185, 10157–10166. doi 10.1007/s10661-013-3320-2
- Salama, Y., Chennaoui, M., Sylla, A., Mountadar, M., Rihani, M. & Assobhei, O. (2016). Treatment of domestic wastewater by anaerobic denitrification: Influence of the type of support media on the production of extracellular polymer substances. *African Journal of Biotechnology*, 15 (4), 77-88. doi: 10.5897/AJB2014.14371
- Salinas, C. (2013). Introducción de cinco variedades de lechuga (*Lactuca sativa* L.) en el Barrio Santa Fe de la parroquia Atahualpa del Cantón Ambato. (Tesis de Ingeniero Agrónomo). Universidad Técnica de Ambato. Ambato, Colombia.
- Saremi, A., Saremi, K., Saremi, A., Sadeghi, M. & Sedghi, H. (2013). The effect of aquaculture effluents on water quality parameters of Haraz River. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, 12 (2), 445–453. http://jifro.ir/browse.php?a_id=1001&sid=1&slc_lang=en
- Sardare, M. & Admane, S. (2013). A review on plant without soil – hydroponics. *International Journal of Research in Engineering and Technology*. 299–304. Retrieved from <http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/summary?doi=10.1.1.677.1105>
- Samperio, G. (1999). *Hidroponía básica: el cultivo fácil y rentable de plantas sin tierra*. 1 ed. México, Diana.
- Santhosh, B. & Singh, N. (2007). Water quality guidelines for the management of pond fish culture. *International journal of environmental sciences*, 3, 6. doi 10.6088/ijes.2013030600019
- Sax, L. (2009). Polyethylene Terephthalate May Yield Endocrine Disruptors. *Environ Health Perspect*, 118 (4), 445–448. doi: 10.1289/ehp.0901253.
- Sefranek, A. (2016). Characterization of nitrogen dynamics in different recirculation systems [thesis: Marine Coastal Development]. Norwegian University of Science and Technology (Department of Biology), Norwegian.
- Seawright, D., Stickney, R. & Walker, R. (1998). Nutrient dynamics in integrated aquaculture–hydroponics systems. *ResearchGate*, 160 (3-4), 215-237. doi: 10.1016/S0044-8486(97)00168-3
- Servicio Nacional de Meteorología e hidrología (SENAMHI). (2018). Datos Hidrometeorológicos a nivel nacional. Recuperado de <https://www.senamhi.gob.pe/?&p=estaciones>
- Shelton, W. & Rothbard, S. (2006). Exotic species in global aquaculture - a review. *The Israeli Journal of Aquaculture - Bamidgeh*, 58 (1), 3-28. Retrieved from: <https://evols.library.manoa.hawaii.edu/handle/10524/19156>
- Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A. & Lovatelli, A. (2014). Small-scale aquaponic food production. Integrated fish and plant farming. *FAO Fisheries and Aquaculture Technical*. Paper No. 589. Rome, FAO. 262 pp.

- Silva, C. (2012). Estudio para evaluar el balance de masas de nutrientes y la calidad de agua en un sistema experimental de acuaponia [Tesis de grado de maestro en ciencias naturales]. Instituto Tecnológico de Sonora, México.
- Simpson, S. (2011). The blue food revolution. *Scientific American*, 304 (2), 54-61. Retrieved from: <http://marineagronomy.org/node/161>
- Summerfelt, R. (1997). Water Quality Considerations for Aquaculture. *ResearchGate*. https://www.researchgate.net/publication/240642164_WATER_QUALITY_CONSIDERATIONS_FOR_AQUACULTURE/download
- Summerfelt, R. & Penne, C. (2007). Septic tank treatment of the effluent from a small-scale commercial recycle aquaculture system. *North American Journal of Aquaculture*. 69 (1), 59–68. doi: <https://doi.org/10.1577/A06-010.1>
- Suyantohadi, A., Kyoren, T., Hariadi, M., Purnomo, M. & Morimoto, T. (2010). Effect of high concentrated dissolved oxygen on the plant growth in a deep hydroponic culture under a low temperature. *Science Direct*, 43, 251-255. doi 10.3182/20101206-3-JP-3009.00044
- Scavo, M. (2004). Estudio de un sistema de tratamiento de aguas residuales complementario, con pasto vetiver (*Vetiveria zizanioides* L.), provenientes de una planta de producción de gaseosas, en Villa de Cura, estado Aragua”. (Tesis de Maestría Ingeniería Agrícola, Facultad de Agronomía). Caracas: Universidad Central de Venezuela.
- Schachtman, D., Reid, R. & Ayling, S. (1998). Phosphorus Uptake by Plants: From Soil to Cell. *Plant Physiol*. 116, 447–453. doi:10.1104/pp.116.2.447
- Schneider, O., Sereti, V., Eding, E. & Verreth, J. (2005). Analysis of nutrient flows in integrated intensive aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 2005; 32 (3-4), 379–401. Retrieved from: <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2004.09.001>
- Schulz, C., Gelbrecht, J. & Rennert, B. (2003). Treatment of rainbow trout farm effluents in constructed wetland with emergent plants and subsurface horizontal water flow. *Aquaculture* 217, 207-221.
- Slamic, B., Jug, T. (2016). Lettuce growth in extreme conditions. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 28 (6), 398-401. doi: 10.9755/ejfa.2016-04-340
- Smither, M. & Cantliffe, D. (2004). Protected agriculture as a methyl bromide alternative? Current reality and future promise. *Proc. Florida State Hort. Soc.*, 117, 21-27.
- Smith, M., Roheim, C., Crowder, L., Halpern, B., Turnipseed, M., Anderson, J.,... Selkoe, K. (2010). Sustainability and global seafood. *Science*, 327 (5967), 784–786. doi: 10.1126 / science.1185345
- Schneider, O., Chabrillon, M., Smidt, H., Haenen, O., Sereti, V., Eding, H. & Verreth, J. (2007). HRT and nutrients affect bacterial communities grown on recirculation aquaculture system effluents. *FEMS Microbiology Ecology*. 60, 207–219. Retrieved from: <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2007.00282.x>
- Sneed, K., Allen, K. & Ellis, J. (1975). Fish farming and hydroponics. *Aquac. Fish Farmer*, 2, 18–20.

- Stavrescu, M., Scaeteanu, G., Madjar, R., Manole, M., Staicu, A., Aioanei, F., ... Nicolae, C. (2016). Interactions between Fish Well-being and Water Quality: A Case Study from MoriiLake Area, Romania. *Agriculture and Agricultural Science Procedia*, 10, 328–339. Retrieved from: <https://doi.org/10.1016/J.AASPRO.2016.09.071>
- Stone, N. & Thomforde, H. (2004). Understanding your fish pond water analysis report. *Cooperative Extension Program, University of Arkansas at Pine Bluff, Aquaculture/Fisheries*, 4. Retrieved from https://www.researchgate.net/publication/251166719_Understanding_Your_Fish_Pond_Water_Analysis_Report
- Stone, N., Shelton, J., Haggard, B. & Thomforde, H. (2013). Interpretation of Water Analysis Reports for Fish Culture. *Southern Regional Aquaculture Center*, (4606), 1–9. Retrieved from <http://fisheries.tamu.edu/files/2013/09/SRAC-Publication-No.-4606-Interpretation-of-Water-Analysis-Reports-for-Fish-Culture.pdf>
- Svobodova, Z., Machova, J., Poleszczuk, G., Huda, J., Hamackova, J. & Kroupova, H. (2005). Nitrite poisoning of fish in aquaculture facilities with water-recirculating systems: three case studies. *Acta Veterinaria Brno*, 74, 129–137
- Sweat, M., Tyson, R. & Hochmuth, R. (2018). Building a Floating Hydroponic Garden. *University of Florida, IFAS Extension*. Retrieved from: <https://edis.ifas.ufl.edu/pdf/HS/HS18400.pdf>
- Tacon, A. & Forster, I. (2003). Aquafeeds and the environment: policy implications. *Aquaculture*, 226 (1-4), 181-189. doi: 10.1016/S0044-8486(03)00476-9
- Tankovic, Z. (1998). Energetics of enhanced biological phosphorus and nitrogen removal processes. *Water Science and Technology*, 38 (1), 177- 184. doi: [https://doi.org/10.1016/S0273-1223\(98\)00402-8](https://doi.org/10.1016/S0273-1223(98)00402-8)
- Temesgen, O., Muleta, D. & Jida, M. (2018). Potential Applications of Some Indigenous Bacteria Isolated from Polluted Areas in the Treatment of Brewery Effluents. *Biotechnology Research International*, 2018, 13. Retrieved from: <https://doi.org/10.1155/2018/9745198>.
- The Editors of Encyclopaedia Britannica. (2018). *Polyethylene terephthalate*. Encyclopædia Britannica. Encyclopædia Britannica, inc. Retrieved from <https://www.britannica.com/science/polyethylene-terephthalate>
- The future of plastic. (2018). *Nature Communications*, 9(1), 2157. Retrieved from: <https://doi.org/10.1038/s41467-018-04565-2>
- Tidwell, J. & Allan, G. (2001). Fish as food: aquaculture's contribution. Ecological and economic impacts and contributions of fish farming and capture fisheries. *EMBO reports*, 2 (11), 958-63. doi 10.1093 / embo-reports / kve236
- Timmons, M., Ebeling, J., Wheaton, F., Summerfelt, S. & Vinci, B. (2002). Sistemas de Recirculación para la Acuicultura. Santiago de Chile. Fundación Vitacura, Chile.
- Timberlake, K. & Timberlake, W. (2011). *Basic Chemistry*. 3rd ed. s.l.:Prentice Hall. USA.

- Thilsted, S., Thorne, A., Webb, P., Bogard, J., Subasinghe, R., Phillips, M. & Allison, E. (2016). Sustaining healthy diets: The role of capture fisheries and aquaculture for improving nutrition in the post-2015 era. *Food Policy*, 61, 126–131. doi.org/10.1016/j.foodpol.2016.02.005
- Tysmans, D., Löhr, A., Kroeze, C., Ivens, W. & van Wijnen, J. (2013). Spatial and temporal variability of nutrient retention in river basins: A global inventory. *Ecological Indicators*, 34, 607–615. doi.org/10.1016/j.ecolind.2013.06.022
- Tyson, R., Treadwell, D. & Simonne, E. (2011). Opportunities and challenges to sustainability in aquaponic systems. *HortTechnology*, 21, 6-13.
- Tookwinas, S. (1996). Environmental impact assessment for intensive marine shrimp farming in Thailand. *SEAFDEC Asian Aquaculture* 49, 119 – 133.
- Thompson, H., Langhans, R., Both, A., Albright, L. (1998). Shoot and Root Temperature Effects on Lettuce Growth in a Floating Hydroponic System. *Journal of the American Society for Horticultural Science. American Society for Horticultural Science*. 123 https://www.researchgate.net/publication/277824093_Shoot_and_Root_Temperature_Effects_on_Lettuce_Growth_in_a_Floating_Hydroponic_System
- Troell, M. & Neori, A. (2005). Biological wastewater treatment in aquaculture—more than just bacteria. *World Aquaculture*. 36.
- Troell, M., Naylor, R., Metian, M., Beveridge, M., Tyedmers, P., Folke, C., Arrow, K., Barrett, S., Crépin, A., Ehrlich, P., Gren, A., Kautsky, N., Levin, S; Nyborg, K., Österblom, H., Polasky, S., Scheffer, M., Walker, B., Xepapadeas, T., ... Zeeuw, A. (2014). Does aquaculture add resilience to the global food system?. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 111 (37), 13257-63. doi: 10.1073/pnas.1404067111
- Tsuno, H. Somiya, I., Matsumoto, N., Sasai, S. (1992). Attached Growth Reactor for Bod Removal and Nitrification with Polyurethane Foam Medium. *Water Science & Technology*, 26 (9), 2035-2038. doi: 10.2166/wst.1992.0655
- Ugwumba, C., Okoh, R., Ike, P., Nnabuife, E. & Orji, E. (2010). Integrated Farming System and its Effect on Farm Cash Income in Awka South Agricultural Zone of Anambra State, Nigeria. *American-Eurasian J. Agric. & Environ. Sci.*, 8 (1), 01-06. <https://pdfs.semanticscholar.org/821f/ada07685f7d871f8a5c1ca2a4c18a02f401e.pdf>
- Van den Berg, L., Dorland, E., Vergeer, P., Hart, M., Bobbink, R. & Roelofs, J. (2005). Decline of acid-sensitive plant species in heathland can be attributed to ammonium toxicity in combination with low pH. *New Phytologist*, 166, 551-564. Retrieved from: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01338.x>
- Van Gorder, S. (2000). *Small scale aquaculture. The Alternative Aquaculture Association*. Breinigsville, PA, USA.
- Van Heaff, J. (1990). *Tomates*. Segunda edicion. Trillas. Mexico. 54.
- Van Loosdrecht, M. & Jetten, M. (1998). Microbiological conversions in nitrogen removal. *Water Science and Technology*, 38 (1), 1-7. [https://doi.org/10.1016/S0273-1223\(98\)00383-7](https://doi.org/10.1016/S0273-1223(98)00383-7)

- Villarroel, M., Rodríguez, J. & Duran, J. (2011). Aquaponics: integrating fish Feeding rates and ion waste production for strawberry hydroponics. *Span. J. Agric. Res.* 9, 537-545. Retrieved from: <http://revistas.inia.es/index.php/sjar/article/view/1758>
- Wahome, P., Oseni, T., Masarirambi, M. & Shongwe, V. (2011). Effects of Different Hydroponics Systems and Growing Media on the Vegetative Growth, Yield and Cut Flower Quality of Gypsophila (*Gypsophila paniculata* L.). *World Journal of Agricultural Sciences*, 7 (6), 692–698. Retrieved from [https://www.idosi.org/wjas/wjas7\(6\)/9.pdf](https://www.idosi.org/wjas/wjas7(6)/9.pdf).
- Wang, G., Liu, J., Wang, J. & Yu, J. (2006). Soil phosphorus forms and their variations in depressional and riparian freshwater wetlands (Sanjiang Plain, Northeast China). *Geoderma* 132, 59–74. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2005.04.021>
- Watkins, K. (2006). *Human Development Report 2006-Beyond scarcity: Power, poverty and the global water crisis*. UNDP Human Development Reports. United Nations Development Programme. Palgrave Macmillan, UK.
- Wei, Y., Ding, Q., Li, D., Tai, H. & Wang, J. (2011). Design of an Intelligent Electrical Conductivity Sensor for Aquaculture. *Sensor Letters*, 9, 3. doi 1044-1048. 10.1166/sl.2011.1395
- Wendeou, S., Aina, M., Crapper, M., Adjovi, E. & Mama, D. (2013). Influence of Salinity on Duckweed Growth and Duckweed Based Wastewater Treatment System. *Journal of Water Resource and Protection*, 5 (10), 993-999. doi 10.4236/jwarp.2013.510103.
- Wild, D., von Schulthess, R. & Gujer, W. (1995). Structured modelling of denitrification intermediates. *Water, Science and Technology*, 31 (2), 45. Retrieved from: [https://doi.org/10.1016/0273-1223\(95\)00179-Q](https://doi.org/10.1016/0273-1223(95)00179-Q)
- Yadav, R., Kumar, V. & Ogunlela, V. (1983). Biological water harvesting: a method of enabling dryland crops to endure periods of droughts. *Journal of Arid Environ*, 6 (2), 115-117. Retrieved from: <http://eprints.icrisat.ac.in/id/eprint/9846>
- Yadav, R. (2014). Drainage Engineering: Asavvier for Sustainable Resources use, Protection of Environment and Professional Development. *Journal of Civil Engineering photon.* 107, 200-213. <https://sites.google.com/site/topmostphotonjournals/home/highest-impact-factor-ranking-renowned-most-influential-journal-of-civil-engineering>
- Yadav, R. (2015). Biological Phosphorus Harvesting for Multiple Uses: A New Scientific Vision. *Fisheries and Aquaculture Journal*, 6, 122. doi 10.4172/2150-3508.1000122
- Yuen, K. & Chew, S. (2010). Ammonia production, excretion, toxicity, and defense in fish: a review. *Frontiers in physiology*, 1, 134. doi 10.3389/fphys.2010.00134
- Zhang, J., Li, D., Cong, W. & Ding, Q. (2013). An Intelligent Four-Electrode Conductivity Sensor for Aquaculture. *IFIP Advances in Information and Communication Technology*, 392, 398-407. doi: 10.1007/978-3-642-36124-1_48.
- Zarzyka, I. (2014). The Modification of Polyurethane Foams Using New Boroorganic Polyols (II) Polyurethane Foams from Boron-Modified Hydroxypropyl Urea Derivatives. *Scientific World Journal*, 2014, 9. <http://dx.doi.org/10.1155/2014/363260>

- Zhou, Y., Li, J., Fu, Y. & Zhang, M. (2001). Kinetics of alkaline phosphatase in lake sediment associated with cage culture of *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*, 203, 23–32. doi 10.1016/s0044-8486(01)00601-9
- Zhu, W., Wang, L., Dong, Z., Chen, X., Song, F., Liu, N.... Fu, J. (2016). Comparative Transcriptome Analysis Identifies Candidate Genes Related to Skin Color Differentiation in Red Tilapia. *Scientific Reports*, 6, 31347. Retrieved from: <http://dx.doi.org/10.1038/srep31347>

ANEXOS

7.1. Anexo I. Implementación del proyecto de investigación



Figura 31. Plántulas de lechuga empleadas en cultivo hidropónico



Figura 32. Colocación de plancha tecnopor a cada caja hidropónica



Figura 33. Polímero (PET) empleadas en el cultivo hidropónico



Figura 34. Polímero (PU) empleadas en el cultivo hidropónico



Figura 35. Polímeros (PET/PU) empleadas en el cultivo hidropónico



Figura 36. Completo el sistema hidropónico

monitoreo (crecimiento de la lechuga)										
control	sustratos	Medios	Tallo (cm)			Raíz (cm)				
Día ()	PET	Hidroponía 1				Obs.				Obs.
		planta 1								
		planta 2								
		planta 3								
		planta 4								
		planta 5								
		Hidroponía 2								
		planta 1								
		planta 2								
		planta 3								
		planta 4								
	planta 5									
	PU	Hidroponía 3								
		planta 1								
		planta 2								
		planta 3								
		planta 4								
		planta 5								
		Hidroponía 4								
		planta 1								
		planta 2								
		planta 3								
		planta 4								
	planta 5									
	Hidroponía 5									
PET/PU	planta 1									
	planta 2									
	planta 3									
	planta 4									
	planta 5									

Figura 37. Plantilla para control del crecimiento de la lechuga



Figura 38. Control del crecimiento de tallo y raíz



(a)



(b)

Figura 39. Desarrollo de raíz en sustrato de PU (a) y sustrato PET (b)



Figura 40. Desarrollo completo de la lechuga



Figura 41. Aforo de caudal en el efluente piscigranja



Figura 42. Aforo de caudal en el afluente piscigranja



Figura 43. Rotulado de muestra para análisis respectivo



Figura 44. Limpieza del equipo de medición



Figura 45. Evaluación de los parámetros físicos del agua hidropónica

7.2. Anexo II. Diseño y dimensiones del sistema hidropónico

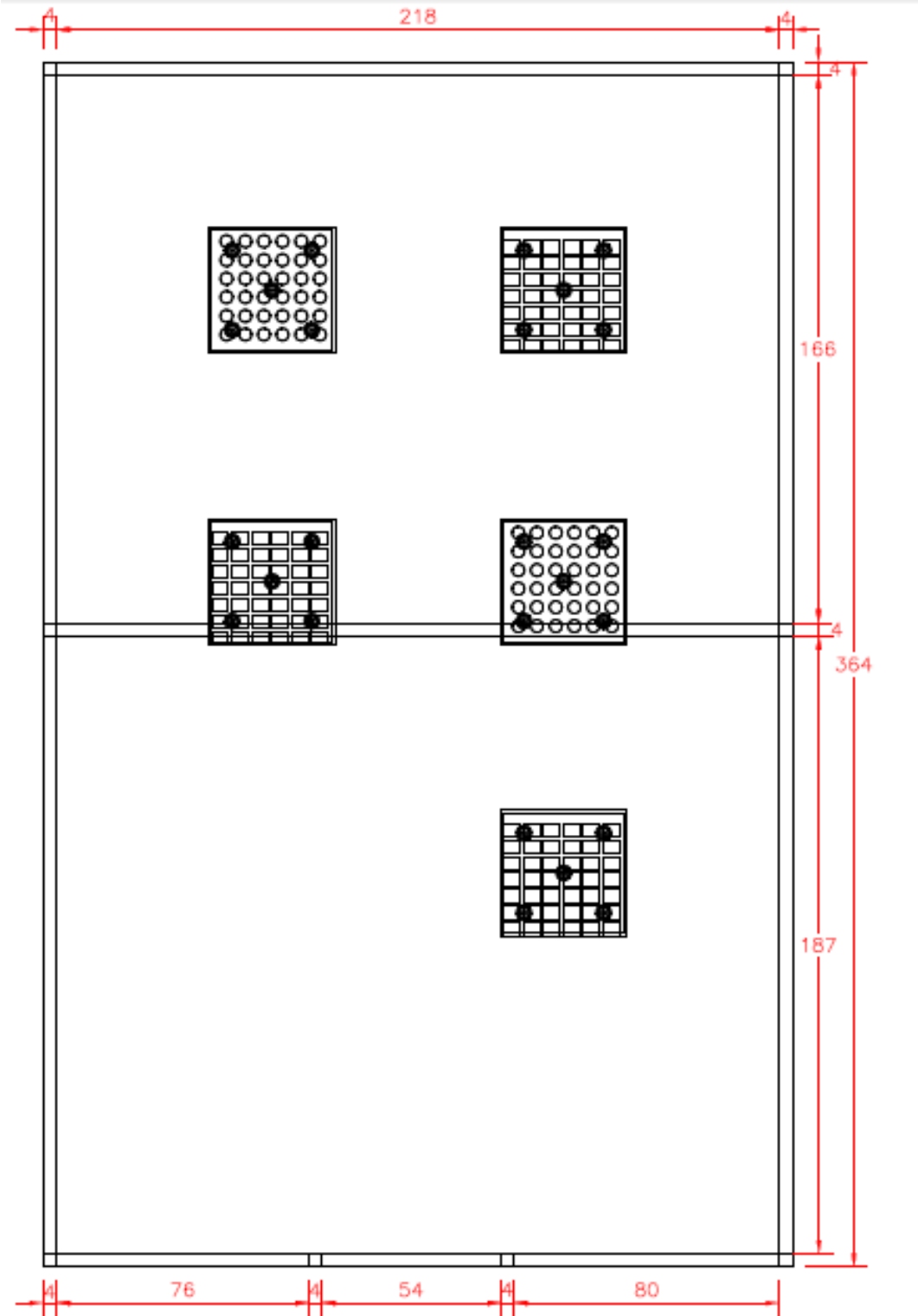


Figura 46. Plano del invernadero del cultivo hidropónico con medidas en cm

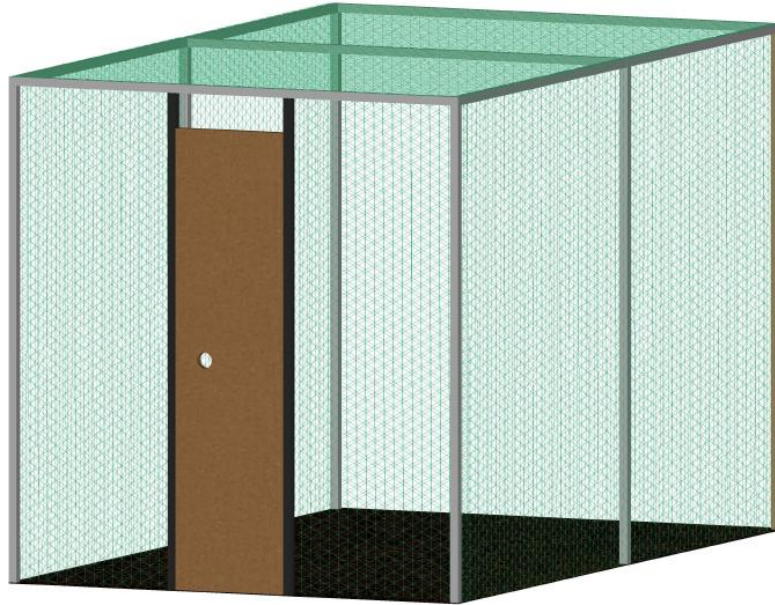


Figura 47. Diseño del invernadero en 3D

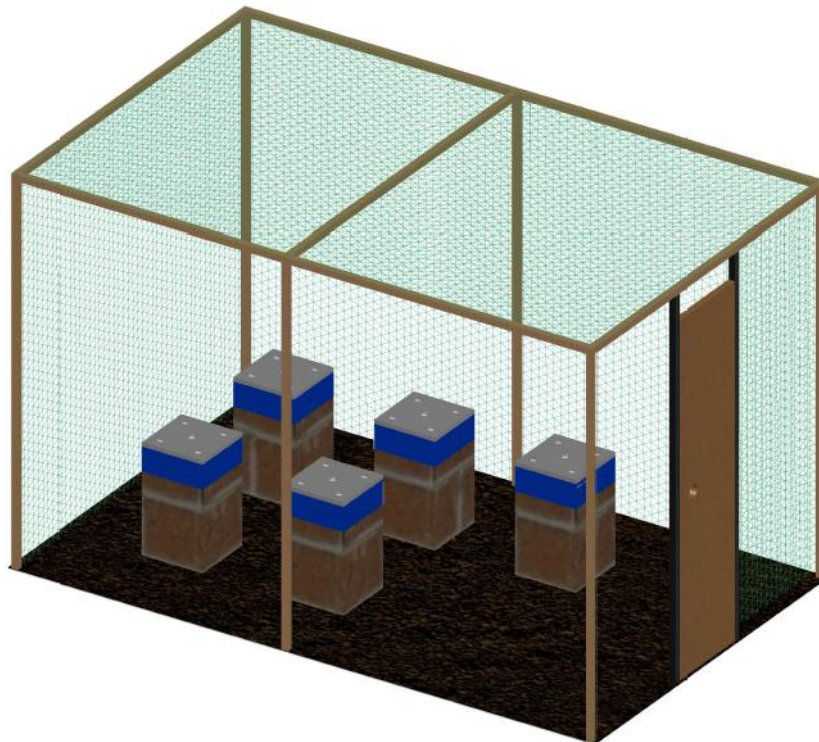


Figura 48. Sistema hidropónico en estructura de invernadero

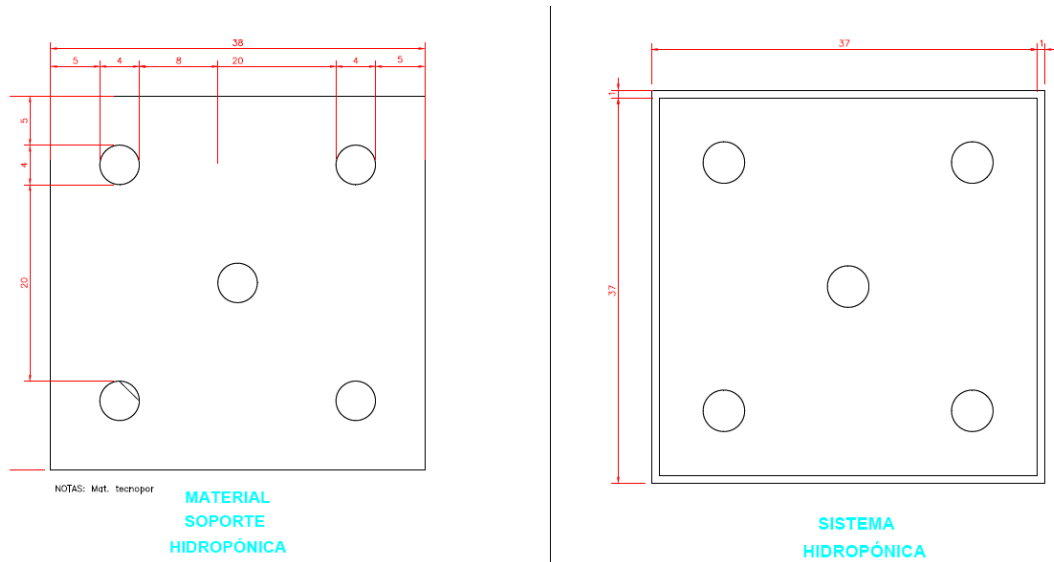
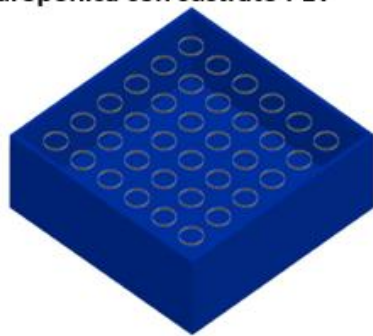
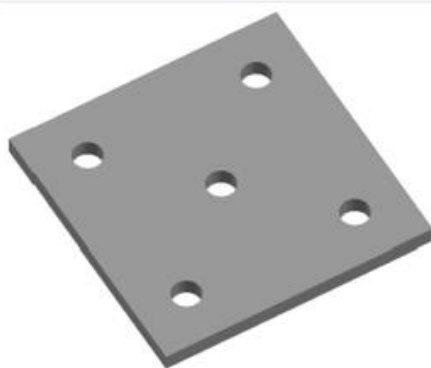
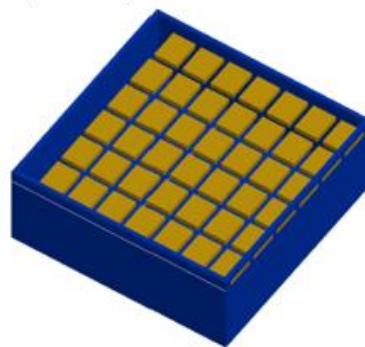


Figura 49. Plano de sistema hidropónico en medidas cm

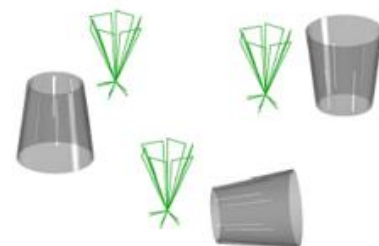
Caja hidropónica con sustrato PET



Caja hidropónica con sustrato PU



Soporte de plantas (tecnopor)



Canastilla y plantas hidropónicas

Figura 50. Componentes del sistema hidropónico en 3D

7.3. Anexo III. Resultados del aforo de caudal

Tabla 28. Resultados del aforo de caudal por triplicado en la piscigranja

Fuente piscigranja	Tiempo (min)	Volumen (litros)	Caudal (litros/min)	Fórmula
		5.7	5.7	$Q=V/T$
Afluente	1	3.6	3.6	$Q=\text{caudal}(l/\text{min})$
		2.98	2.98	$V=\text{volumen}(l)$
		1.835	1.835	$T=\text{Tiempo}(\text{min})$
Efluente	1	2.00	2.00	
		1.96	1.96	

7.4. Anexo IV. Análisis estadístico de parámetros fisicoquímicos en piscigranja

Tabla 29. Análisis estadístico de la Temperatura (°C) en piscigranja con significancia al $p < 0.05$

Variable	T-test for Dependent Samples (Afluente - Efluente Piscigranja)									
	Mean	Std.Dv.	N	Diff.	Std.Dv. Diff.	t	df	p	Confidence -95.000%	Confidence +95.000%
Afluente -Temperatura (°C)	19.16667	0.152753								
Efluente -Temperatura (°C)	19.50000	0.100000	3	-0.333333	0.230940	-2.50000	2	0.129612	-0.907020	0.240354

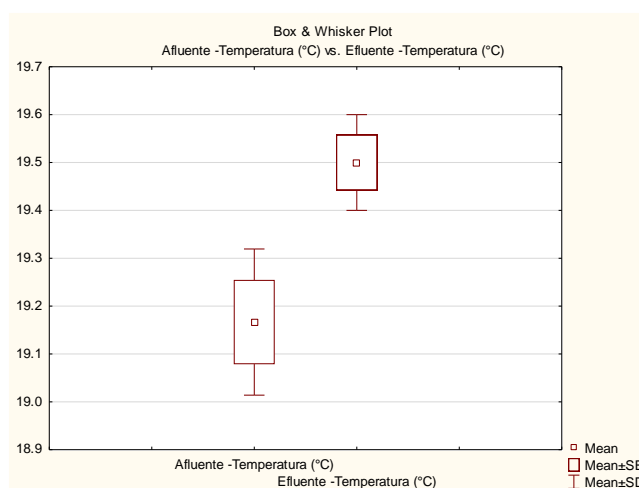


Figura 51. Caja de comparación de T (°C) en la piscigranja

Tabla 30. Análisis estadístico de oxígeno disuelto (mg/L) en piscigranja con significancia al $p < 0.05$

T-test for Dependent Samples (Afluente - Efluente Piscigranja)										
Marked differences are significant at $p < .05000$										
Variable	Mean	Std.Dv.	N	Diff.	Std.Dv. Diff.	t	df	p	Confidence -95.000%	Confidence +95.000%
Afluente - Oxígeno disuelto (mg/L)	5.810000	0.020000								
Efluente - Oxígeno disuelto (mg/L)	5.593333	0.025166	3	0.216667	0.025166	14.91202	2	0.004467	0.154151	0.279183

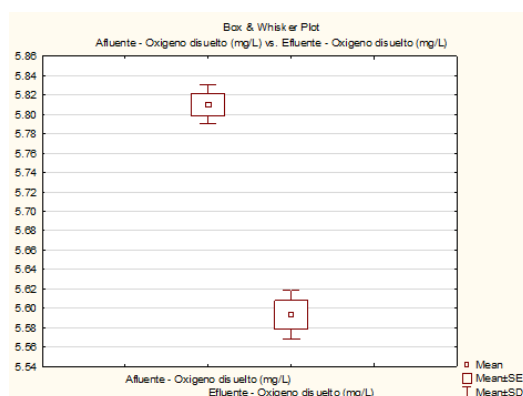


Figura 52. Caja de comparación de oxígeno (mg/L) disuelto en la piscigranja

Tabla 31. Análisis estadístico de conductividad eléctrica (us/cm) en piscigranja con significancia al $p < 0.05$

T-test for Dependent Samples (Afluente - Efluente Piscigranja)										
Marked differences are significant at $p < .05000$										
Variable	Mean	Std.Dv.	N	Diff.	Std.Dv. Diff.	t	df	p	Confidence -95.000%	Confidence +95.000%
Afluente - Conductividad electrica (us/cm)	463.3333	5.77350								
Efluente - Conductividad electrica (us/cm)	480.0000	10.00000	3	-16.6667	11.54701	-2.50000	2	0.129612	-45.3510	12.01768

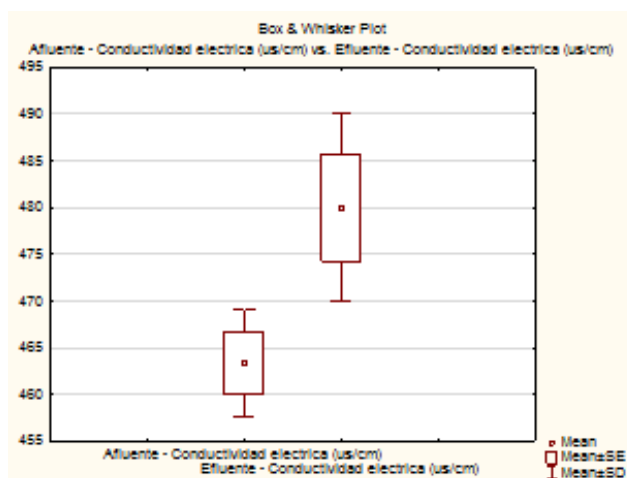


Figura 53. Caja de comparación de conductividad eléctrica (us/cm) en la piscigranja

Tabla 32. Análisis estadístico de potencial de hidrogeno en piscigranja con significancia al $p < 0.05$

T-test for Dependent Samples (Afluente - Efluente Piscigranja)										
Marked differences are significant at $p < .05000$										
Variable	Mean	Std.Dv.	N	Diff.	Std.Dv. Diff.	t	df	p	Confidence -95.000%	Confidence +95.000%
Afluente - pH	7.766667	0.057735								
Efluente - pH	7.633333	0.057735	3	0.133333	0.115470	2.000000	2	0.183503	-0.153510	0.420177

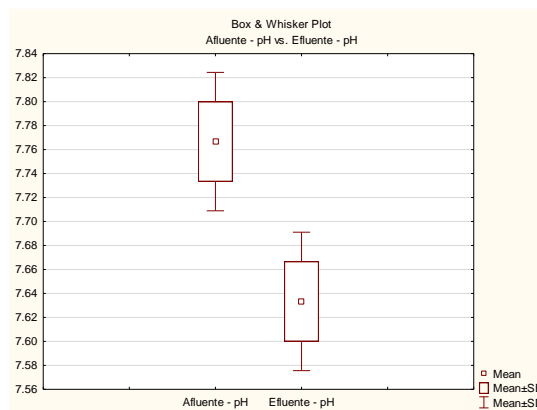


Figura 54. Caja de comparación de pH en la piscigranja

Tabla 33. Análisis estadístico de NAT (mg/L) en piscigranja con significancia al $p < 0.05$

Variable	Mean	Std.Dv.	N	Diff.	Std.Dv. Diff.	t	df	p	Confidence -95.000%	Confidence +95.000%
Afluente-NAT (mg/L)	1.30001	0.054916								
Efluente-NAT (mg/L)	36.96000	0.560000	3	-35.6600	0.536366	-115.154	2	0.000075	-36.9924	-34.3276

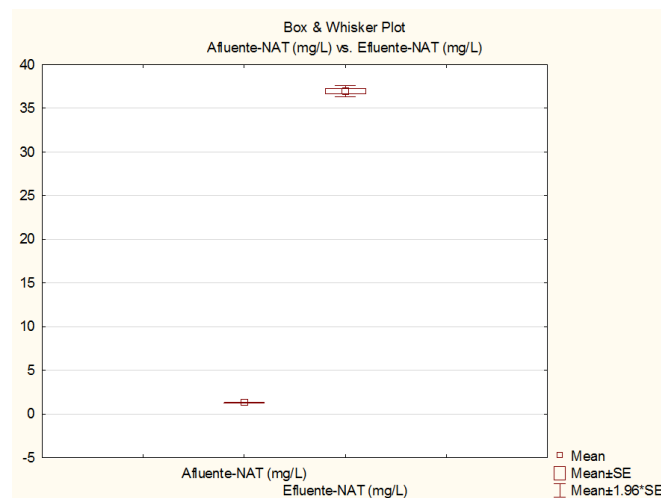


Figura 55. Caja de comparación de NAT (mg/L) en la piscigranja

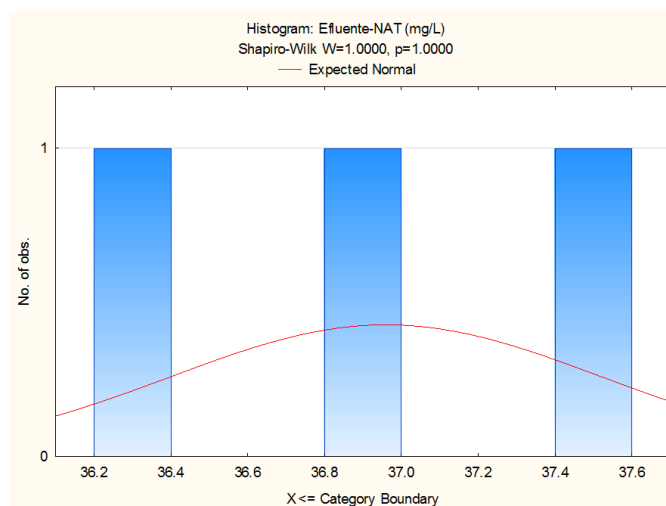


Figura 56. Prueba de normalidad de NAT en piscigranja

Tabla 34. Análisis estadístico de fósforo total (mg/L) en piscigranja con significancia al $p < 0.05$

Variable	Mean	Std.Dv.	N	Diff.	Std.Dv. Diff.	t	df	p	Confidence -95.000%	Confidence +95.000%
Afluente-fósforo total (mg/L)	0.21667	0.108542								
Efluente-fósforo total (mg/L)	26.89833	0.201361	3	-26.6817	0.253816	-182.077	2	0.000030	-27.3122	-26.0512

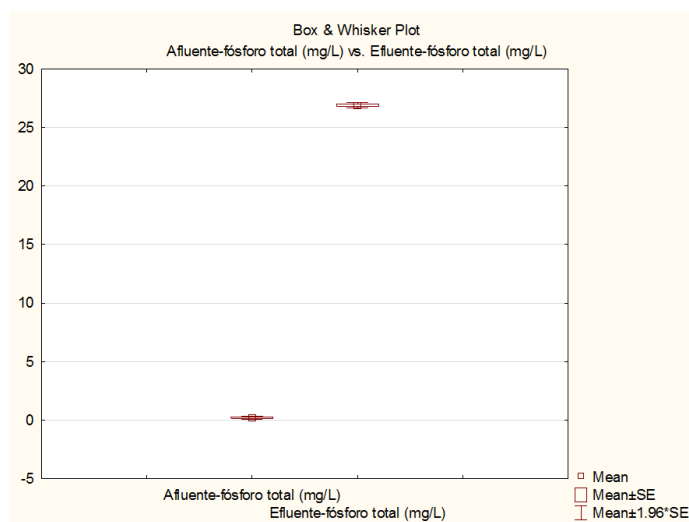


Figura 57. Caja de comparación de fósforo total (mg/L) en la piscigranja

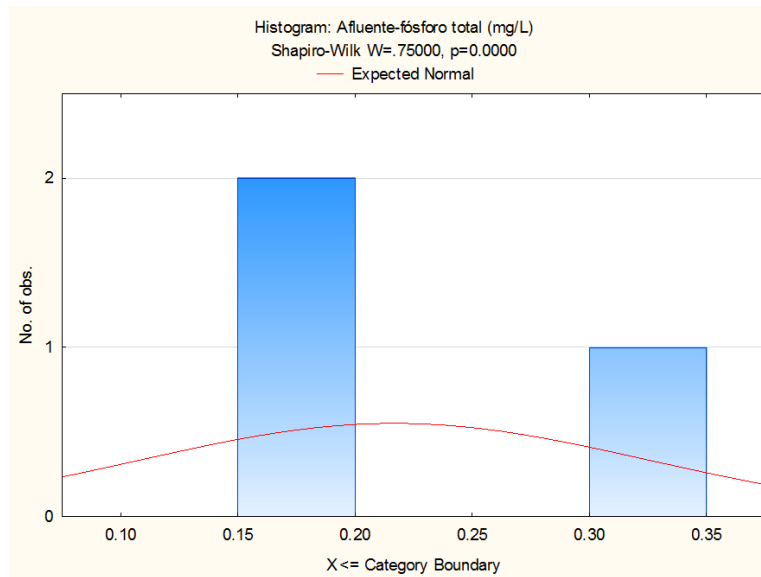


Figura 58. Prueba de normalidad de fósforo total (mg/L) en piscigranja

7.5. Anexo V. Análisis estadístico de parámetros físicos del sistema hidropónico

Tabla 35. Análisis de varianza de la temperatura (°C) en el cultivo hidropónico

ANOVA: Var.: Temperatura (°C); R-sqr=.99437; Adj.:.99212 2**(2-0) design; MS Pure Error=.0213333 DV: Temperatura (°C)					
Factor	SS	df	MS	F	p
Curvtr.	5.04600	1	5.04600	236.531	0.000000
(1)Polimero densidad (g/cm ³)	0.05333	1	0.05333	2.500	0.144928
(2)Tiempo (dias)	32.01333	1	32.01333	1500.625	0.000000
1 by 2	0.56333	1	0.56333	26.406	0.000439
Pure Error	0.21333	10	0.02133		
Total SS	37.88933	14			

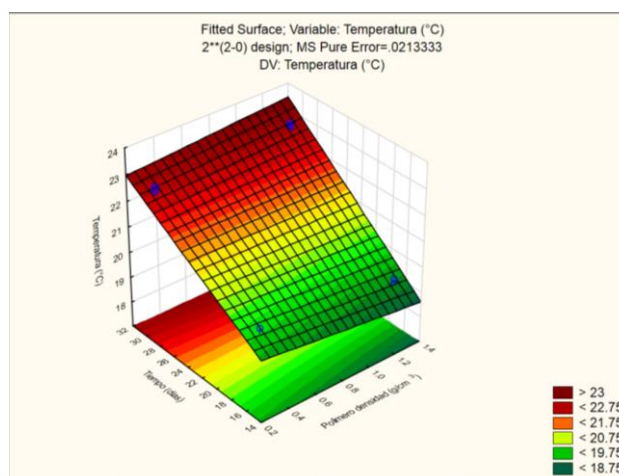


Figura 59. Diagrama de superficie de respuesta de la temperatura (°C)

Tabla 36. Análisis de varianza de oxígeno disuelto (mg/L) en el cultivo hidropónico

ANOVA; Var.:Oxigeno disuelto (mg/L); R-sqr=.97605; Adj.: 96648 2**(2-0) design; MS Pure Error=.00852 DV: Oxigeno disuelto (mg/L)					
Factor	SS	df	MS	F	p
Curvatr.	0.302460	1	0.302460	35.5000	0.000140
(1)Polimero densidad (g/cm ³)	0.010800	1	0.010800	1.2676	0.286511
(2)Tiempo (dias)	3.100833	1	3.100833	363.9476	0.000000
1 by 2	0.058800	1	0.058800	6.9014	0.025290
Pure Error	0.085200	10	0.008520		
Total SS	3.558093	14			

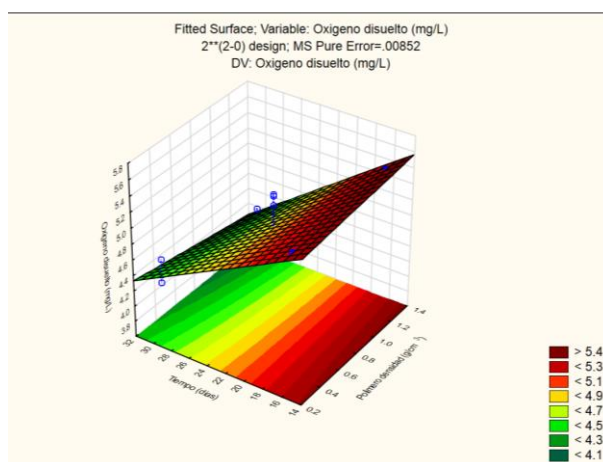


Figura 60. Diagrama de superficie de respuesta de oxígeno disuelto (mg/L)

Tabla 37. Análisis de varianza de la conductividad eléctrica (uS/cm) en el cultivo hidropónico

ANOVA; Var.:Conductividad electrica (uS/cm); R-sqr=. 88525; Adj.: 83934 2**(2-0) design; MS Pure Error=93.33333 DV: Conductividad electrica (uS/cm)					
Factor	SS	df	MS	F	p
Curvatr.	3375.000	1	3375.000	36.16071	0.000130
(1)Polimero densidad (g/cm ³)	1008.333	1	1008.333	10.80357	0.008193
(2)Tiempo (dias)	1408.333	1	1408.333	15.08929	0.003037
1 by 2	1408.333	1	1408.333	15.08929	0.003037
Pure Error	933.333	10	93.333		
Total SS	8133.333	14			

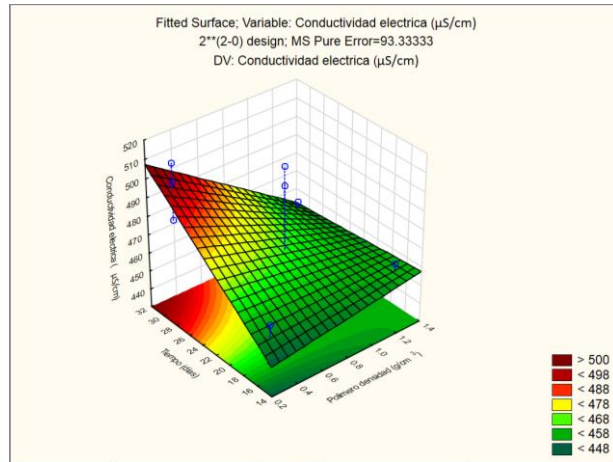


Figura 61. Diagrama de superficie de respuesta de conductividad eléctrica (uS/cm)

Tabla 38. Análisis de varianza de pH en el cultivo hidropónico

ANOVA; Var.: pH, R-sqr= .98146, Adj.: .97405 (Design: 2**(2-0) 2**(2-0) design; MS Pure Error= .0046667 DV: pH					
Factor	SS	df	MS	F	p
Curvatr.	0.024000	1	0.024000	5.1429	0.046746
(1)Polimero densidad (g/cm ³)	0.003333	1	0.003333	0.7143	0.417787
(2)Tiempo (dias)	2.430000	1	2.430000	520.7143	0.000000
1 by 2	0.013333	1	0.013333	2.8571	0.121849
Pure Error	0.046667	10	0.004667		
Total SS	2.517333	14			

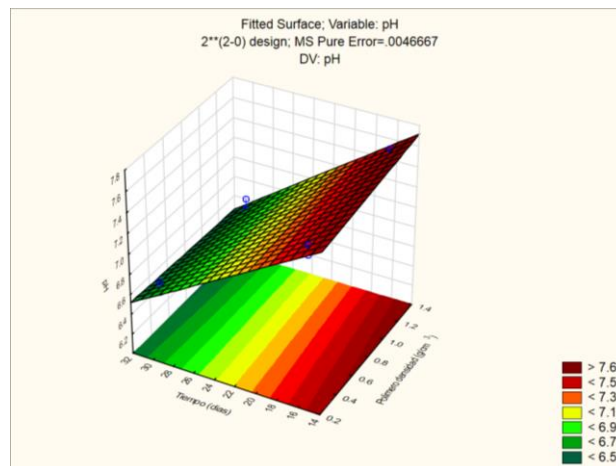


Figura 62. Diagrama de superficie de respuesta de pH

7.6. Anexo VI. Análisis estadístico de parámetros químicos en el cultivo hidropónico

Tabla 39. Resultados de NAT (mg/L) en el cultivo hidropónico y ECA

Parámetros	1.3/16 (g/cm ³ /día)	0.3/16 (g/cm ³ /día)	0.8/23 (g/cm ³ /día)	1.3/30 (g/cm ³ /día)	0.3/30 (g/cm ³ /día)
Temperatura (°C)	19.2	19.8	19.7	22.9	22.6
pH	7.6	7.5	7.0	6.6	6.6
NAT (mg/L)	1.1	1.0	0.9	0.7	0.8
*NAT (mg/L)	0.5	4.8	4.8	3.4	3.4

*Valor de ECA, categoría 4 de acuerdo Tabla N° 1 de Decreto Supremo N° 004-2017-MINAM

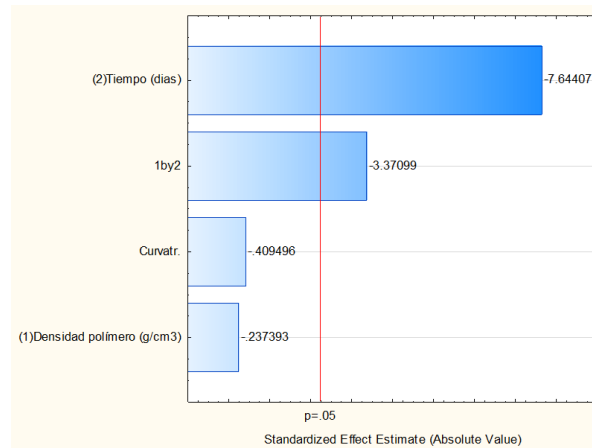


Figura 63. Significancia de NAT (mg/L) mediante sistema hidropónica

Tabla 40. Estimaciones del efecto del NAT (mg/L) en el cultivo hidropónico

Effect Estimates: Var. NAT (mg/L); R-sqr= .87503; Adj. 82504 2**(2-0) design; MS Pure Error=.0061652 DV: NAT (mg/L)										
Factor	Effect	Std Err. Pure Err	t(10)	p	-95. % Cnf.Limt	+95. % Cnf.Limt	Coeff.	Std Err. Coeff.	-95. % Cnf.Limt	+95. % Cnf.Limt
Mean/Interc.	0.900755	0.022666	39.73965	0.000000	0.850251	0.951259	0.900755	0.022666	0.850251	0.951259
Curvatr.	-0.041509	0.101367	-0.40950	0.690810	-0.267370	0.184351	-0.020755	0.050684	-0.133685	0.092175
(1)Densidad polímero (g/cm3)	-0.010762	0.045333	-0.23739	0.817144	-0.111769	0.090246	-0.005381	0.022666	-0.055885	0.045123
(2)Tiempo (días)	-0.346527	0.045333	-7.64407	0.000018	-0.447535	-0.245519	-0.173263	0.022666	-0.223767	-0.122760
1 by 2	-0.152816	0.045333	-3.37099	0.007110	-0.253824	-0.051808	-0.076408	0.022666	-0.126912	-0.025904

Tabla 41. Estimaciones del efecto del fósforo total (mg/L) en el cultivo hidropónico

Effect Estimates: Var.: Fosforo total (mg/L); R-sqr= 89536, Adj: 8535 2**(2-0) design; MS Pure Error= 0052409 DV: Fosforo total (mg/L)										
Factor	Effect	Std.Err. Pure Err	t(10)	p	-95. % Cnf.Limit	+95. % Cnf.Limit	Coeff.	Std.Err. Coeff.	-95. % Cnf.Limit	+95. % Cnf.Limit
Mean/Interc.	0.274770	0.020898	13.14790	0.000000	0.228206	0.321335	0.274770	0.020898	0.228206	0.321335
Curvatr.	-0.510874	0.093461	-5.46620	0.000275	-0.719117	-0.302631	-0.255437	0.046730	-0.359559	-0.151315
(1)Densidad polímero (g/cm3)	0.247059	0.041797	5.91096	0.000149	0.153930	0.340188	0.123530	0.020898	0.076965	0.170094
(2)Tiempo (días)	-0.184593	0.041797	-4.41643	0.001301	-0.277722	-0.091464	-0.092296	0.020898	-0.138861	-0.045732
1 by 2	0.046526	0.041797	1.11315	0.291687	-0.046603	0.139655	0.023263	0.020898	-0.023302	0.069828

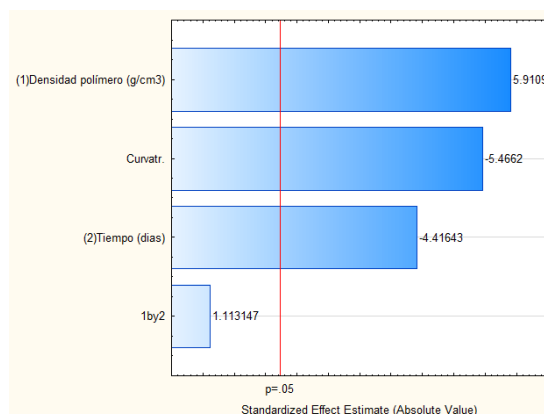


Figura 64. Significancia de fósforo total (mg/L) mediante sistema hidropónica

7.6. Anexo VII. Control del crecimiento de las plantas de lechuga

Tabla 42. Crecimiento del tallo en centímetro de la lechuga en diferentes tipos de polímeros

Día	PET	PU	PET/PU
0	6.74	6.30	6.05
4	7.17	6.56	6.38
7	7.39	6.85	6.69
11	7.75	7.12	8.91
15	8.35	7.81	9.13
19	9.41	8.25	9.18
23	9.51	8.39	9.47
27	9.60	8.47	9.51
31	9.54	8.50	9.76

Tabla 43. Crecimiento de la raíz en centímetros de la lechuga en diferentes tipos de polímeros

Día	PET	PU	PET/PU
0	16.01	12.75	17.15
4	20.64	17.36	17.53
7	25.85	20.89	18.01
11	27.41	24.55	22.15
15	30.97	28.11	32.77
19	34.57	31.25	38.93
23	39.50	34.75	45.19
27	40.09	35.51	48.94
31	40.53	36.02	49.29

Tabla 44. Regresión lineal del crecimiento de tallo con sustrato de PET

Regression Summary for Dependent Variable: 1.3 g/cm ³ (PET) (Spreadsheet85)						
R= .96197824 R ² = .92540214 Adjusted R ² = .91474530						
F(1,7)=86.836 p< .00003 Std. Error of estimate: .33804						
N=9	b*	Std. Err. of b*	b	Std. Err. of b	t(7)	p-value
Intercept			6.790258	0.204784	33.15821	0.000000
Tiempo (días)	0.961978	0.103232	0.104679	0.011233	9.31861	0.000034

Tabla 45. ANOVA del crecimiento de tallo de lechuga con sustrato de PET

Analysis of Variance, DV: 1.3 g/cm ³ (PET) (Spreadsheet85)					
Effect	Sums of Squares	df	Mean Squares	F	p-value
Regress.	9.92279	1	9.922788	86.83647	0.000034
Residual	0.79989	7	0.114270		
Total	10.72268				

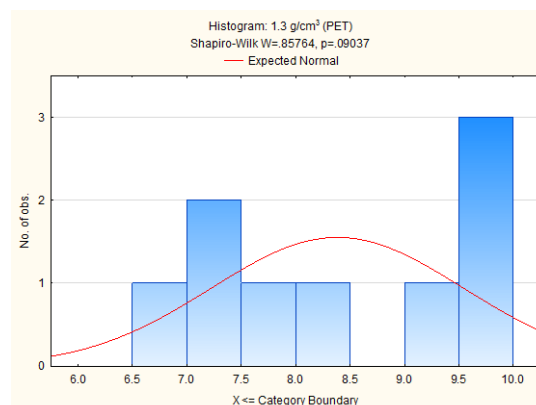


Figura 65. Prueba de normalidad de crecimiento del tallo de lechuga en sustrato PET

Tabla 46. Regresión lineal del crecimiento de tallo con sustrato de PU

Regression Summary for Dependent Variable: 0.3 g/cm ³ (PU) (Spreadsheet85)						
R= .96793474 R ² = .93689766 Adjusted R ² = .92788304						
F(1,7)=103.93 p<.00002 Std.Error of estimate: .23682						
N=9	b*	Std.Err. of b*	b	Std.Err. of b	t(7)	p-value
Intercept			6.363193	0.143464	44.35406	0.000000
Tiempo (dias)	0.967935	0.094945	0.080228	0.007870	10.19465	0.000019

Tabla 47. ANOVA del crecimiento de tallo de lechuga con sustrato de PU

Analysis of Variance: DV: 0.3 g/cm ³ (PU) (Spreadsheet85)					
Effect	Sums of Squares	df	Mean Squares	F	p-value
Regress.	5.828669	1	5.828669	103.9309	0.000019
Residual	0.392575	7	0.056082		
Total	6.221244				

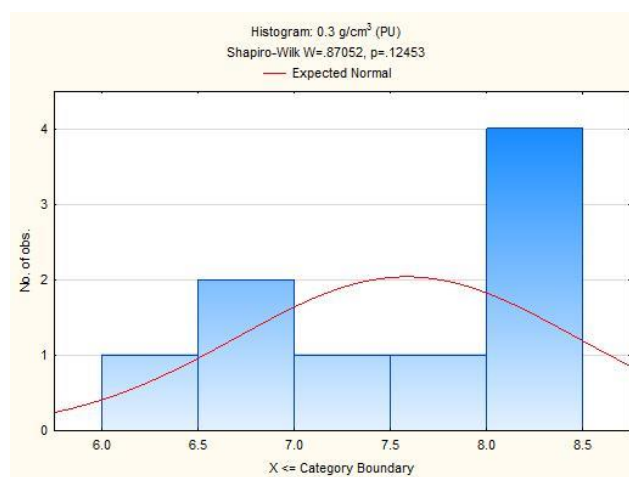


Figura 66. Prueba de normalidad de crecimiento del tallo de lechuga en sustrato PU

Tabla 48. Regresión lineal del crecimiento de tallo con sustrato de PET/PU

Regression Summary for Dependent Variable: Densidad de polimero (0.9 g/cm ³) (Tallo Regresion t dependientes)						
R= .90504085 R ² = .81909893 Adjusted R ² = .79325592						
F(1,7)=31.695 p<.00079 Std.Error of estimate: .68478						
N=9	b*	Std.Err. of b*	b	Std.Err. of b	t(7)	p-value
Intercept			6.393553	0.414840	15.41210	0.000001
Tiempo (dias)	0.905041	0.160758	0.128112	0.022756	5.62985	0.000791

Tabla 49. ANOVA del crecimiento de tallo de lechuga con sustrato de PET/PU

Analysis of Variance; DV: 0.8 g/cm ³ (PET/PU) (Spreadsheet85)					
Effect	Sums of Squares	df	Mean Squares	F	p-value
Regress.	14.86261	1	14.86261	31.69518	0.000791
Residual	3.28246	7	0.46892		
Total	18.14508				

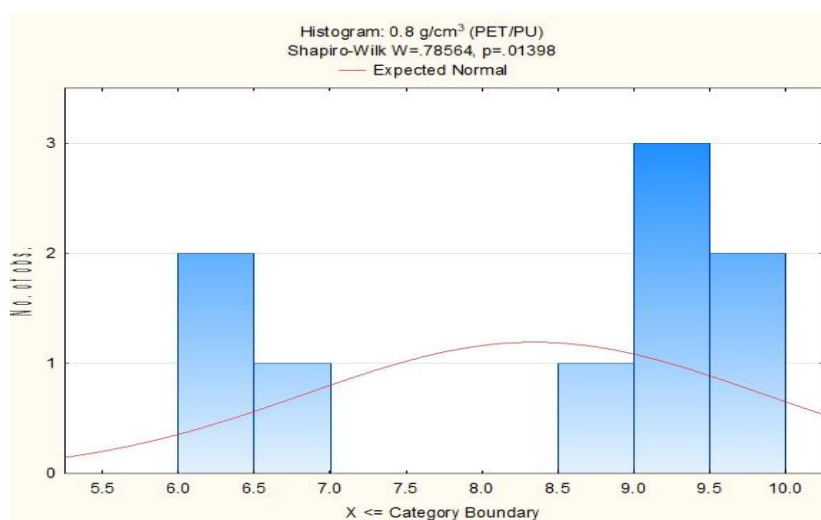


Figura 67. Prueba de normalidad de crecimiento del tallo de lechuga en sustrato PET/PU

Tabla 50. Regresión lineal del crecimiento de la raíz con sustrato de PET

Regression Summary for Dependent Variable: 1.3 g/cm ³ (PET) (Regresion raiz)						
R= .97943306 R ² = .95928913 Adjusted R ² = .95347329						
F(1,7)=164.94 p<.00000 Std.Error of estimate: 1.9118						
N=9	b*	Std.Err. of b*	b	Std.Err. of b	t(7)	p-value
Intercept			18.19738	1.158180	15.71205	0.000001
Tiempo (dias)	0.979433	0.076262	0.81594	0.063531	12.84306	0.000004

Tabla 51. ANOVA del crecimiento de la raíz de lechuga con sustrato de PET

Analysis of Variance; DV: 1.3 g/cm ³ (PET) (Regresion raiz)					
Effect	Sums of Squares	df	Mean Squares	F	p-value
Regress.	602.8789	1	602.8789	164.9442	0.000004
Residual	25.5853	7	3.6550		
Total	628.4643				

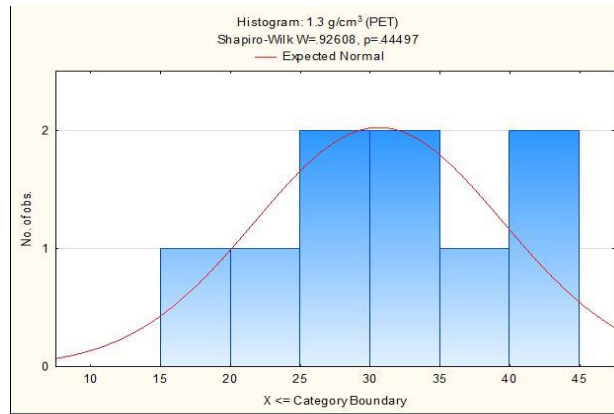


Figura 68. Prueba de normalidad de crecimiento de la raíz de lechuga en sustrato PET

Tabla 52. Regresión lineal del crecimiento de la raíz con sustrato de PU

Regression Summary for Dependent Variable: 0.3 g/cm ³ (PU) (Regresion raiz)						
R= .97855326 R ² = .95756648 Adjusted R ² = .95150455						
F(1,7)=157.96 p<.00000 Std.Error of estimate: 1.8620						
N=9	b*	Std.Err. of b*	b	Std.Err. of b	t(7)	p-value
Intercept			14.96143	1.127982	13.26389	0.000003
Tiempo (dias)	0.978553	0.077858	0.77767	0.061875	12.56837	0.000005

Tabla 53. ANOVA del crecimiento de la raíz de lechuga con sustrato de PU

Analysis of Variance; DV: 0.3 g/cm ³ (PU) (Regresion raiz)					
Effect	Sums of Squares	df	Mean Squares	F	p-value
Regress.	547.6504	1	547.6504	157.9639	0.000005
Residual	24.2685	7	3.4669		
Total	571.9190				

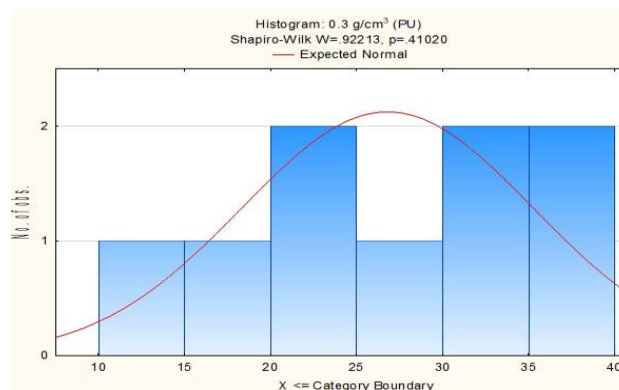


Figura 69. Prueba de normalidad de crecimiento de la raíz de lechuga en sustrato PU

Tabla 54. Regresión lineal del crecimiento de la raíz con sustrato de PET/PU

Regression Summary for Dependent Variable: 0.8 g/cm ³ (PET/PU) (Regresion raiz)						
R= .97334168 R ² = .94739402 Adjusted R ² = .93987889						
F(1,7)=126.06 p<.00001 Std.Error of estimate: 3.3916						
N=9	b*	Std.Err. of b*	b	Std.Err. of b	t(7)	p-value
Intercept			12.95642	2.054624	6.30598	0.000402
Tiempo (dias)	0.973342	0.086690	1.26544	0.112706	11.22786	0.000010

Tabla 55. ANOVA del crecimiento de la raíz de lechuga con sustrato de PET/PU

Analysis of Variance; DV: 0.8 g/cm ³ (PET/PU) (Regresion raiz)					
Effect	Sums of Squares	df	Mean Squares	F	p-value
Regress.	1450.106	1	1450.106	126.0647	0.000010
Residual	80.520	7	11.503		
Total	1530.626				

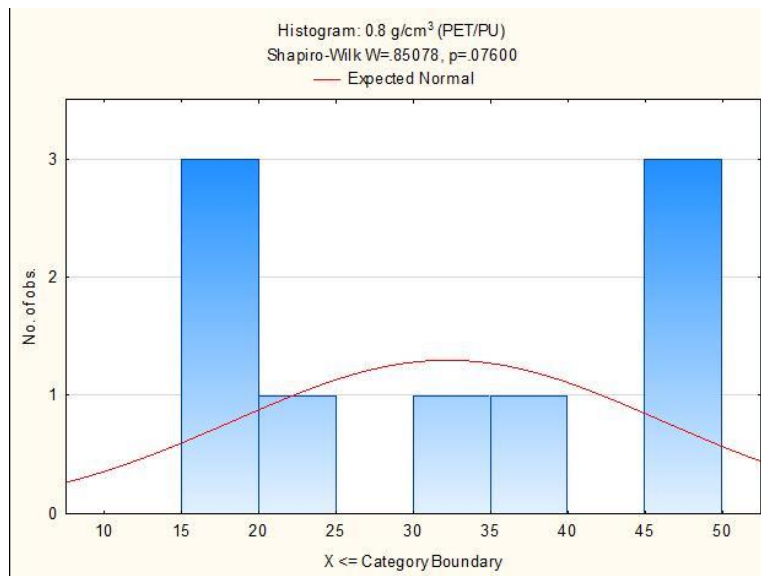


Figura 70. Prueba de normalidad de crecimiento de la raíz de lechuga en sustrato PET/PU

7.7. Anexo VIII. Flujo experimental

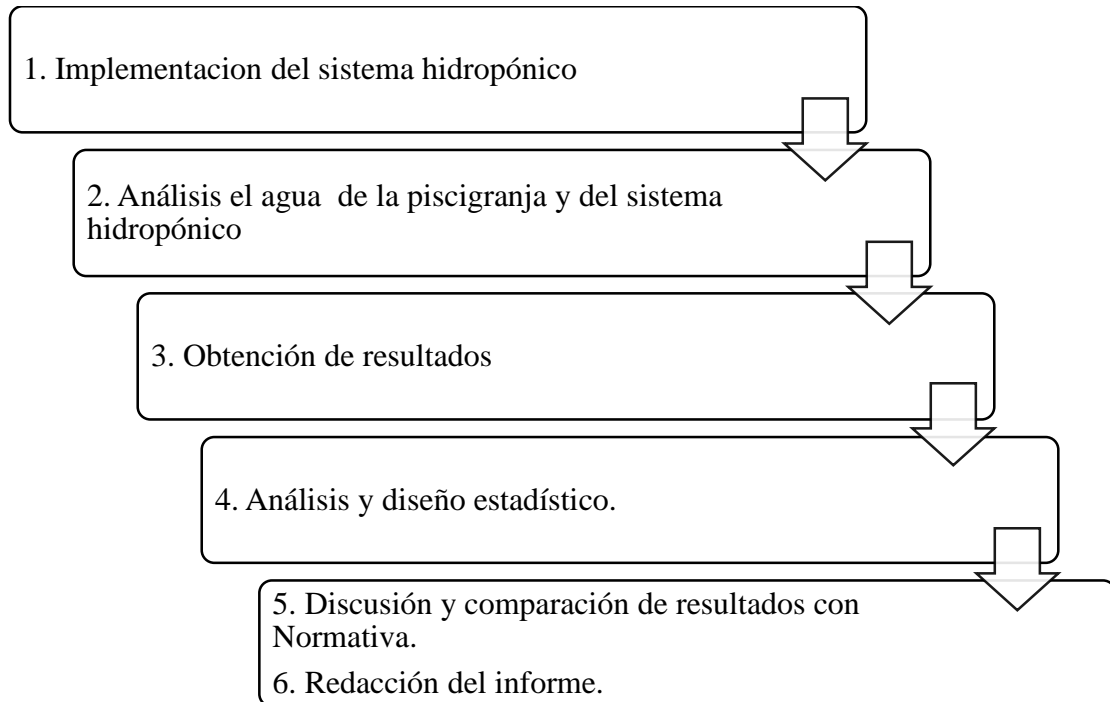


Figura 71. Proceso de diseño de investigación

7.8. Anexo IX. Resultados de los análisis de NAT y PT

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE INGENIERÍA AGRÍCOLA
DEPARTAMENTO DE RECURSOS HÍDRICOS PARA
LABORATORIO DE AGUA, SUELO, MEDIO AMBIENTE Y FERTILIZADO
Av. La Molina en Tronconales s/n 1202 Lima - Perú. Teléfono: 311 4200

ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DE AGUA

SOLICITANTE : RICHARD QUISPE FERNÁNDEZ
PROYECTO : TRABAJO PRÁCTICO (REMOCIÓN DE NUTRIENTES (NITRÓGENO AMONÍACAL Y FOSFORO TOTAL) EN EFLENTE DE PISCICULTURA MEDIANTE CULTIVO HIDROPÓNICO)
PROCEDECIA : Alca de Cuzco - Lurigancho - Chosica - Lima
RESPONSABLE ANÁLISIS : Ing. Elizabeth Montenegro Flores
FECHA DE ANÁLISIS : La Molina, 28 de agosto de 2018

Nº LABORATORIO	Alfuerate a Piscigranja		
Nº DE CAMPO	R ₁	R ₂	R ₃
Nitrogeno Ammoniacal Total (NAT) mg/l	1.30	1.36	1.25
Fósforo total mg/l	0.154	0.342	0.154

Ing. Mónica Sánchez Delgado
JEFE DE LABORATORIO

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
LABORATORIO DE ANÁLISIS DE SUELOS, PLANTAS, AGUAS Y FERTILIZANTES

INFORME DE ANÁLISIS ESPECIAL EN AGUA

SOLICITANTE : RICHARD QUISPE FERNÁNDEZ
PROCEDECIA : LIMA/LIMA CHOSICA
REFERENCIA : H.R. 65114
BOLETA : 1946
FECHA : 01/10/18

Nº LAB	CLAVES	Nitrogeno amoniacal total (mg/L)	P total (mg/L)
3411	EFluente de piscigranja 24/08/18	37.57	25.737
3414	8 a.m.	36.96	26.834
3415		38.40	27.154

Metodología:
Análisis: Método de oxidación con óxido de magnesio.
Fósforo total: Método con azul de molibdeno.

Ing. Georgette González
JEFE DE LABORATORIO

Av. La Molina s/n Campus UNALM
Tel.: 814-7800 Anexo 222 Teléfono Director: 349-6622
e-mail: labrucc@unalm.edu.pe

ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DE AGUA

SOLICITANTE : RICHARD QUISPE FERNÁNDEZ
 PROYECTO : TESIS PREGRADO [REMOCIÓN DE NUTRIENTES (NITRÓGENO AMONIAICAL Y FÓSFORO TOTAL) EN EFLUENTE DE FISIOPANAJA MEDIANTE CULTIVOS HIDROPÓNICOS]
 PROCEDENCIA : Asoc. Campesino del Distrito de Lurigancho - Chosica- Lima
 RESPONSABLE ANÁLISIS : Ing. Elizabeth Monterrey Porras
 FECHA DE ANÁLISIS : La Molina, 13 de septiembre de 2018

N° LABORATORIO	4098	Agua del cultivo hidropónico con sustrato Pálpollurteño al día 18	
N° DE CAMPO	R ₁	R ₂	R ₃
Nitrógeno Amoniacal Total (NAT) (mg/l)	1.03	1.03	0.96
Fósforo total mg-PIL	0.30	0.15	0.34

LABORATORIO DE ANÁLISIS DE AGUA Y SUELO
 Ing. Msc. Miguel A. Sánchez Delgado
 JEFE DEL LABORATORIO



ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DE AGUA

SOLICITANTE : RICHARD QUISPE FERNÁNDEZ
 PROYECTO : TESIS PREGRADO [REMOCIÓN DE NUTRIENTES (NITRÓGENO AMONIAICAL Y FÓSFORO TOTAL) EN EFLUENTE DE FISIOPANAJA MEDIANTE CULTIVOS HIDROPÓNICOS]
 PROCEDENCIA : Asoc. Campesino del Distrito de Lurigancho - Chosica- Lima
 RESPONSABLE ANÁLISIS : Ing. Elizabeth Monterrey Porras
 FECHA DE ANÁLISIS : La Molina, 13 de septiembre de 2018

N° LABORATORIO	4097	Agua del cultivo hidropónico con sustrato PET (Tweelato de polietileno) al día 18	
N° DE CAMPO	R ₁	R ₂	R ₃
Nitrógeno Amoniacal Total (NAT) (mg/l)	1.20	1.10	1.14
Fósforo total mg-PIL	0.53	0.34	0.53

LABORATORIO DE ANÁLISIS DE AGUA Y SUELO
 Ing. Msc. Miguel A. Sánchez Delgado
 JEFE DEL LABORATORIO



INFORME DE ANÁLISIS ESPECIAL EN AGUA

SOLICITANTE : RICHARD QUISPE FERNÁNDEZ
 PROCEDENCIA : LIMA/ LIMA/ CHOSICA
 REFERENCIA : H.R. 65069
 BOLETA : 1936
 FECHA : 27/09/18

N° LAB	CLAVES	Nitrógeno amoniacal total (mg/L)	P total mg/L
5397	Agua hidropónica con sustrato	0.93	0.017
5398	(PET/PU) 20/09/2018 8 a m	0.89	0.022
5399		0.82	0.019

Metodología:

Amonio: Metodo de destilación con óxido de magnesio.
 Fosforo total: Metodo con azul de molibdeno.



Sady García Benítez
 Jefe de Laboratorio

ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DE AGUA

SOLICITANTE : RICHARD QUIRPE FERNÁNDEZ
PROYECTO : TESIS PREGRADO [REMOCIÓN DE NUTRIENTES (NITRÓGENO AMONÍACAL Y FÓSFORO TOTAL) EN EFLENTE DE FISICIRRIAJA MEDIANTE CULTIVOS HIDROPÓNICOS]
PROCEDENCIA : ASOC. Campesino del Distrito de Lurigancho - Chocoma - Lima
RESPONSABLE ANÁLISIS : Ing. Elizabeth Montenegro Poma
FECHA DE ANÁLISIS : La Molina, 28 de septiembre de 2018

N° LABORATORIO	4112 Agua del cultivo hidropónico con sustrato PVL(polihortano) al día 30		
	R ₁	R ₂	R ₃
Nitrogeno Amónico Total (NAT) mg/l	0.70	0.68	0.85
Fósforo total mg-P/L	0.03	0.05	0.02

Método: 4500-NH₂ / Método Titrimétrico Pág. 4-137
 Método Normalizado para el análisis de agua potable y residual: 2002
 4500-P / Método del Ácido Ascórbico Pág. 4-239
 Método Normalizado para el análisis de agua potable y residual: 2002

LABORATORIO DE AGUA, SUELO Y SUELO
 Ing. Micaela Sánchez Delgado
 JEFE DE LABORATORIO



ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICO DE AGUA

SOLICITANTE : RICHARD QUIRPE FERNÁNDEZ
PROYECTO : TESIS PREGRADO [REMOCIÓN DE NUTRIENTES (NITRÓGENO AMONÍACAL Y FÓSFORO TOTAL) EN EFLENTE DE FISICIRRIAJA MEDIANTE CULTIVOS HIDROPÓNICOS]
PROCEDENCIA : ASOC. Campesino del Distrito de Lurigancho - Chocoma - Lima
RESPONSABLE ANÁLISIS : Ing. Elizabeth Montenegro Poma
FECHA DE ANÁLISIS : La Molina, 28 de septiembre de 2018

N° LABORATORIO	4111 Agua del cultivo hidropónico con sustrato PET (Tereftalato de polietileno) al día 30		
	R ₁	R ₂	R ₃
Nitrogeno Amónico Total (NAT) mg/l	0.52	0.74	0.68
Fósforo total mg-P/L	0.30	0.28	0.40

Método: 4500-NH₂ / Método Titrimétrico Pág. 4-137
 Método Normalizado para el análisis de agua potable y residual: 2002
 4500-P / Método del Ácido Ascórbico Pág. 4-239
 Método Normalizado para el análisis de agua potable y residual: 2002

LABORATORIO DE AGUA, SUELO Y SUELO
 Ing. Micaela Sánchez Delgado
 JEFE DE LABORATORIO

