Pontificia Universidad Católica del Ecuador

Sede Ibarra

ESCUELA DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES

ECAA

INFORME FINAL DEL PROYECTO

TEMA:

"EVALUACIÓN DE SOLUCIONES DE MICROALGAS COMO BIOESTIMULANTE NATURAL EN EL CULTIVO HIDROPÓNICO DE LECHUGA (*Lactuca sativa*) EN LA PUCE-SI."

PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE

INGENIERA EN CIENCIAS AMBIENTALES Y ECODESARROLLO.

LÍNEA DE INVESTIGACIÓN: Línea 1. Sostenibilidad y Desarrollo.

AUTOR/A: KATHERINE ALEJANDRA LEMA NÚÑEZ

ASESOR/A: M.Sc. EDMUNDO RENÉ RECALDE POSSO

IBARRA, AGOSTO – 2018

Ibarra, agosto de 2018

M.Sc. Edmundo René Recalde Posso

ASESOR

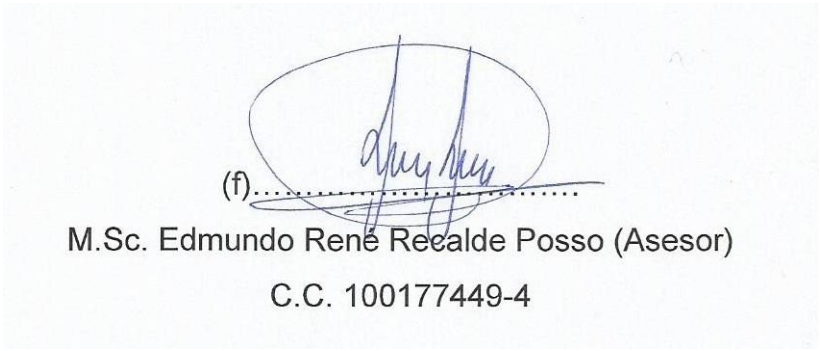
CERTIFICA:

Haber revisado el presente informe final de investigación, el mismo que se ajusta a las normas vigentes en la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales (ECAA),de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCESI); en consecuencia, autorizo su presentación para los fines legales pertinentes.



APROBACIÓN DEL TRIBUNAL

El jurado examinador, aprueba el presente informe de investigación en nombre de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra (PUCESI):



(f).....

M.Sc. Edmundo René Recalde Posso (Asesor)

C.C. 100177449-4



(f).....

M.Sc. Diego Miguel Puerres Vera

C.C. 100177898-2



(f).....

M.Sc. Santiago Xavier Mafla Andrade

C.C. 100265839-9

ACTA DE CESIÓN DE DERECHOS

Yo KATHERINE ALEJANDRA LEMA NÚÑEZ, declaro conocer y aceptar la disposición del Art. 165 del Código Orgánico de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad e Innovación, que manifiesta textualmente: "Se reconoce facultad de los autores y demás titulares de derechos de disponer de sus derechos o autorizar las utilizaciones de sus obras o prestaciones, a título gratuito u oneroso, según las condiciones que determinen. Esta facultad podrá ejercerse mediante licencias libres, abiertas y otros modelos alternativos de licenciamiento o la renuncia".

Ibarra, agosto de 2018

(f)……

Katherine Alejandra Lema Núñez

C.C.: 100334074-0

AUTORÍA

Yo, KATHERINE ALEJANDRA LEMA NÚÑEZ, portador de la cédula de ciudadanía N°100334074-0, declaro que la presente investigación es de total responsabilidad de la autora, y que se ha respetado las diferentes fuentes de información realizando las citas correspondientes.

(f)……

Katherine Alejandra Lema Núñez

C.C.: 100334074-0

DECLARACIÓN Y AUTORIZACIÓN

Yo: KATHERINE ALEJANDRA LEMA NÚÑEZ, con CC 100334074-0, autor del trabajo de grado intitulado: “EVALUACIÓN DE SOLUCIONES DE MICROALGAS COMO BIOESTIMULANTE NATURAL EN EL CULTIVO HIDROPÓNICO DE LECHUGA (*Lactuca sativa*) EN LA PUCE-SI.”, previo a la obtención del título profesional de INGENIERA EN CIENCIAS AMBIENTALES Y ECODESARROLLO, en la Escuela de CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES “ECAA”.

1.- Declaro tener pleno conocimiento de la obligación que tiene la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede- Ibarra, de conformidad con el artículo 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior de entregar a la SENESCYT en formato digital una copia del referido trabajo de graduación para que sea integrado al Sistema Nacional de Información de la Educación Superior del Ecuador para su difusión pública respetando los derechos de autor.

2.- Autorizo a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra a difundir a través de sitio web de la Biblioteca de la PUCESI el referido trabajo de graduación, respetando las políticas de propiedad intelectual de Universidad.

Ibarra, agosto del 2018

(f)……

Katherine Alejandra Lema Núñez

C.C.: 100334074-0

DEDICATORIA

El presente trabajo de investigación va dedicado a mi familia, en especial a mi sobrina y madre Anita, por brindarme todo el apoyo incondicional durante esta etapa universitaria, y por estar presente en todas los momentos importantes de mi vida.

A mi abuelita por haber sido quien me ha acompañado en todo mi proceso de formación profesional y quien me ha enseñado a luchar, quien ha estado pendiente todos los días de mi bienestar.

A mis tíos por apoyarme día a día en la culminación de esta meta y darme la fortaleza a diario para poder cumplir todo lo que me he propuesto.

AGRADECIMIENTO

Principalmente agradezco a Dios por permitirme culminar esta etapa de la mejor manera, por haberme dado la fortaleza de cumplir todos mis objetivos.

A mi familia que gracias a sus esfuerzos he logrado terminar mis estudios universitarios, quienes han sido un pilar muy importante para poder realizar todo lo que me he propuesto.

A mi asesor M.Sc. Edmundo René Recalde Posso, con quien aprendí a cumplir mis objetivos y gracias a quien logré culminar este proyecto experimental tan importante.

A mis amigos que aportaron con su ayuda durante este proceso, y compañeros de clases con quienes compartí esta experiencia.

INDICE

CERTIFICACIÓN: ii
PAGINA DE APROBACIÓN DEL TRIBUNAL iii
ACTA DE CESIÓN DE DERECHOS iv
AUTORÍA v
DECLARACIÓN Y AUTORIZACIÓN vi
DEDICATORIA vii
AGRADECIMIENTO viii
1. RESUMEN Y PALABRAS CLAVE 18
2. ABSTRACT 19
3. INTRODUCCIÓN 20
3.1 Objetivo General: 21
3.2 Objetivos Específicos: 21
4. ESTADO DEL ARTE 23
4.1 Las algas unicelulares 23
4.2 Aplicación de algas 24
4.3 Bioestimulantes 34
4.4 Invernadero 36
4.5 Hidroponía 37
4.6 Sistema de hidroponía NFT 37
4.6.1 Preparación de la solución nutritiva 40
4.6.2 Calidad del agua para la solución nutritiva 40
4.6.3 Duración y cambio de la solución nutritiva 40
4.6.4 Conductividad eléctrica 41
4.6.5 pH de la solución nutritiva 41
4.6.6 Oxigenación de la solución nutritiva 42
4.7 Cultivos en sistemas hidropónicos 42
4.8 Nutrientes en un sistema hidropónico 44
4.8.1 Nutrientes requeridos por las plantas 45
4.9. Cultivo de Lechuga 50
4.9.1 Descripción botánica 50

5. MATERIALES Y MÉTODOS 52
5.1. Materiales y equipo 52
5.2. Metodología 53
5.3. Procedimiento 57
5.3.1. Producción de microalgas 57
5.3.2. Instalación del sistema hidropónico 58
5.3.3. Adquisición de plantas de lechuga 58
5.3.4. Evaluación de variables 59
5.3.5. Aplicación de soluciones nutritivas 60
5.3.6. Aplicación de microalgas (Desmodesmus) 62
5.3.7. Cosecha 62
5.4. Socialización 63
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 65
6.1. Resultados 65
6.1.1. pH 65
6.1.2. Conductividad eléctrica 69
6.1.3. Resistividad 72
6.1.4. Sólidos disueltos totales 75
6.1.5. Sal 78
6.1.6. Absorbancia 81
6.1.7. Porcentaje de transmitancia 85
6.1.8. Consumo de agua 88
6.1.9. Crecimiento de microalgas 91
6.1.10. Índice de conentración de clorofila 94
6.1.11. Materia seca hoja 95
6.1.12. Materia seca raíz 96
6.1.13. Diámetro de tallo 97
6.1.14. Peso de raíz 98
6.1.15. Largo de raíz 99
6.1.16. Peso de hoja 100
6.1.17. Largo de hoja 101
6.2. Discusión 102

6.2.1. Comportamiento de pH 103
6.2.2. Comportamiento de Conductividad eléctrica y resistividad 103
6.2.3. Comportamiento de sólidos totales y sales 104
6.2.4. Absorbancia y transmitancia 104
6.2.5. Consumo de agua 105
6.2.6. Conteo de microlagas 105
6.2.7. Clorofila 106
6.2.8. Peso seco 106
6.2.9. Diámetro de tallo 107
6.2.10. Peso de raíz y hoja 107
6.2.11. Largo de raíz y hoja 108
6.2.10. Socializacón 110
7. CONCLUSIONES 111
8. RECOMENDACIONES 112
9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 113
10. CERTIFICACIÓN ANTIPLAGIO 120
11. ANEXOS 121

INDICE DE TABLAS

TABLA 1. Grados de libertad del diseño experimental 54

TABLA 2. Análisis de varianza del pH en la fase inicial de aplicación de nutriente 66

TABLA 3. Análisis de varianza del pH en la fase de aplicación de microalgas vivas..... 67

TABLA 4. Análisis de varianza del pH en la fase media de aplicación de nutriente..... 67

TABLA 5. Análisis de varianza del pH en la fase final del ciclo 68

TABLA 6. Análisis de varianza de C.E. en la fase inicial de aplicación de nutriente..... 70

TABLA 7. Análisis de varianza de C.E. en la fase de aplicación de microalgas vivas..... 70

TABLA 8. Análisis de varianza de C.E. en la fase media de aplicación de nutriente..... 71

TABLA 9. Análisis de varianza de C.E. en la fase final del ciclo..... 71

TABLA 10. Análisis de varianza de resistividad en la fase inicial de aplicación de nutriente..... 73

TABLA 11. Análisis de varianza de resistividad en la fase de aplicación de microalgas vivas 73

TABLA 12. Análisis de varianza de resistividad en la fase media de aplicación de nutriente..... 74

TABLA 13. Análisis de varianza de resistividad en la fase final del ciclo 74

TABLA 14. Análisis de varianza de TDS en la fase inicial de aplicación de nutriente..... 76

TABLA 15. Análisis de varianza de TDS en la fase de aplicación de microalgas vivas..... 76

TABLA 16. Análisis de varianza de TDS en la fase media de aplicación de nutriente..... 77

TABLA 17. Análisis de varianza de TDS en la fase final del ciclo 77

TABLA 18. Análisis de varianza de sal en la fase inicial de aplicación de nutriente..... 79

TABLA 19. Análisis de varianza de sal en la fase de aplicación de microalgas vivas.....79

TABLA 20. Análisis de varianza de sal en la fase media de aplicación de nutriente.....80

TABLA 21. Análisis de varianza de sal en la fase final del ciclo.....80

TABLA 22. Análisis de varianza de absorbancia en la fase inicial de aplicación de nutriente.....82

TABLA 23. Análisis de varianza de absorbancia en la fase de aplicación de microalgas 82

TABLA 24. Análisis de varianza de absorbancia en la fase media de aplicación de nutriente.....83

TABLA 25. Análisis de varianza de absorbancia en la fase final del ciclo……..84

TABLA 26. Análisis de varianza de transmitancia en la fase inicial de aplicación de nutriente.....86

TABLA 27. Análisis de varianza de absorbancia en la fase de aplicación de microalgas 86

TABLA 28. Análisis de varianza de transmitancia en la fase media de aplicación de nutriente.....87

TABLA 29. Análisis de varianza de transmitancia en la fase final del ciclo……..87

TABLA 30. Análisis de varianza de consumo de agua en el día 9.....89

TABLA 31. Análisis de varianza de consumo de agua en el día 15.....89

TABLA 32. Análisis de varianza de consumo de agua en el día 22.....90

TABLA 33. Análisis de varianza de consumo de agua en el día 26.....90

TABLA 34. Análisis de varianza de conteo en la fase de latencia 92

TABLA 35. Análisis de varianza de conteo en la fase exponencial. 92

TABLA 36. Análisis de varianza de conteo en la fase estacionaria 93

TABLA 37. Análisis de varianza de conteo en la fase exponencial. 93

TABLA 38. Análisis de varianza de cantidad de clorofila.....95

TABLA 39. Análisis de varianza de materia seca hoja.....96

TABLA 40. Análisis de varianza de materia seca raíz 97

TABLA 41. Análisis de varianza de diámetro tallo 98

TABLA 42. Análisis de varianza de peso raíz.....99

TABLA 43. Análisis de varianza de largo raíz.....100

TABLA 44. Análisis de varianza de peso hoja.....101

TABLA 45. Análisis de varianza de largo hoja *102*

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 1. Sistema NFT *38*
FIGURA 2. Invernadero de la granja experimental PUCE-SI 53
FIGURA 3. Diagrama del invernadero de la granja experimental PUCE-SI 54
FIGURA 4. Vista de cada unidad experimental del sistema hidropónico 55
FIGURA 5. Plantas requeridas para análisis de una unidad experimental 55
FIGURA 6. Producción de algas en botellones 57
FIGURA 7. Producción de algas en paneles 57
FIGURA 8. Instalación del sistema hidropónico 58
FIGURA 9. Adquisición de plantas 59
FIGURA 10. Evaluación diaria de variables 60
FIGURA 11. Aplicación de solución nutritiva 61
FIGURA 12. Aplicación de microalgas vivas 62
FIGURA 13. Cosecha 63
FIGURA 14. Evaluación de pH para 4 tratamientos 65
FIGURA 15. Prueba Tukey 5% en pH para 4 tratamientos aplicando microalgas 67
FIGURA 16. Prueba Tukey 5% en pH para 4 tratamientos aplicando nutrientes 68
FIGURA 17. Evaluación de C.E. para 4 tratamientos 69
FIGURA 18. Prueba Tukey 5% en C.E. para 4 tratamientos aplicando microalgas 71
FIGURA 19. Evaluación de resistividad para 4 tratamientos 72
FIGURA 20. Prueba Tukey 5% en resistividad para 4 tratamientos aplicando microalgas 74
FIGURA 21. Evaluación de SDT para 4 tratamientos 75
FIGURA 22. Prueba Tukey 5% en STD para 4 tratamientos aplicando microalgas 77
FIGURA 23. Evaluación de sal para 4 tratamientos 78
FIGURA 24. Prueba Tukey 5% en STD para 4 tratamientos aplicando microalgas 80

FIGURA 25. Evaluación de absorbancia para 4 tratamientos.....81
FIGURA 26. Prueba Tukey 5% en absorbancia para 4 tratamientos aplicando microalgas 83
FIGURA 27. Prueba Tukey 5% en absorbancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes.....84
FIGURA 28. Evaluación de transmitancia para 4 tratamientos.....85
FIGURA 29. Prueba Tukey 5% en transmitancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes.....87
FIGURA 30. Evaluación de consumo de agua para 4 tratamientos.....88
FIGURA 31. Prueba Tukey 5% en consumo de agua para 4 tratamientos día 9 89
FIGURA 32. Prueba Tukey 5% en consumo de agua para 4 tratamientos día 26 91
FIGURA 33. Evaluación de crecimiento de algas para 4 tratamientos 91
FIGURA 34. Prueba Tukey 5% en crecimiento de algas para 4 tratamientos ...94
FIGURA 35. Prueba Tukey 5% en evaluación de clorofila en 4 tratamientos 94
FIGURA 36. Prueba Tukey 5% en evaluación de materia seca hoja en 4 tratamientos.....95
FIGURA 37. Prueba Tukey 5% en evaluación de materia seca raíz en 4 tratamientos.....96
FIGURA 38. Prueba Tukey 5% en evaluación de diámetro tallo en 4 tratamientos.....97
FIGURA 39. Prueba Tukey 5% en evaluación de peso raíz en 4 tratamientos..98
FIGURA 40. Prueba Tukey 5% en evaluación de largo raíz en 4 trataientos 99
FIGURA 41. Prueba Tukey 5% en evaluación de peso hoja en 4 tratamientos 100
FIGURA 42. Prueba Tukey 5% en evaluación de largo hoja en 4 tratamientos 101
FIGURA 43. Organización del evento de socialización.....110
FIGURA 44. Ejecución del evento por parte del expositor.....110
FIGURA 45. Medición de impacto de la ejecucuión.....110

INDICE DE ANEXOS

ANEXO 1. Instalación de paneles para producción de microalgas Desmodesmus. *118*
ANEXO 2. Producción de microalgas. *118*
ANEXO 3. Cosecha de microalgas *118*
ANEXO 4. Instalación de invernadero *119*
ANEXO 5. Instalación de las plantas de lechuga. *119*
ANEXO 6. Aplicación de la solución nutritiva común *119*
ANEXO 7. Aplicación de diferentes dosis de algas *120*
ANEXO 8. Toma de datos diariamente *120*
ANEXO 9. Toma de datos de clorofila *120*
ANEXO 10. Desarrollo del cultivo día 10 ..... *121*
ANEXO 11. Desarrollo del cultivo día 15 ..... *121*
ANEXO 12. Desarrollo del cultivo día 18 ..... *121*
ANEXO 13. Desarrollo del cultivo día 20. ..... *122*
ANEXO 14. Desarrollo del cultivo día 24 ..... *122*
ANEXO 15. Desarrollo del cultivo día 27 ..... *122*
ANEXO 16. Desarrollo del cultivo día 29 ..... *123*
ANEXO 17. Cosecha del cultivo. *123*
ANEXO 18. Toma de datos de las plantas. *123*
ANEXO 19. Análisis de materia seca *124*
ANEXO 20. Registro de datos diario *124*
ANEXO 21. Tabla Tukey de pH para 4 tratamientos aplicando microalgas *125*
ANEXO 22. Tabla Tukey de pH para 4 tratamientos aplicando nutrientes. *125*
ANEXO 23. Tabla Tukey de C.E. para 4 tratamientos aplicando microalgas *125*
ANEXO 24. Tabla Tukey de resistividad para 4 tratamientos aplicando microalgas *126*
ANEXO 25. Tabla Tukey de TDS para 4 tratamientos aplicando microalgas *126*
ANEXO 26. Tabla Tukey de sal para 4 tratamientos aplicando microalgas *127*
ANEXO 27. Tabla Tukey de absorbancia para 4 tratamientos aplicando microalgas *127*

ANEXO 28. Tabla Tukey de absorbancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes 127
ANEXO 29. Tabla Tukey de transmitancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes 128
ANEXO 30. Tabla Tukey de consumo de agua para 4 tratamientos día 9 128
ANEXO 31. Tabla Tukey de consumo de agua para 4 tratamientos día 26 129
ANEXO 32. Tabla Tukey de crecimiento de algas 129
ANEXO 33. Tabla Tukey de clorofila en la planta 129
ANEXO 34. Tabla Tukey de peso seco hoja en la planta 130
ANEXO 35. Tabla Tukey de peso seco raíz en la planta 130
ANEXO 36. Tabla Tukey de diámetro de tallo en la planta. 131
ANEXO 37. Tabla Tukey de largo raíz en la planta 131
ANEXO 38. Tabla Tukey de largo hoja en la planta 131
ANEXO 39. Tabla Tukey de peso de raíz en la planta 132
ANEXO 40. Tabla Tukey de peso de hoja en la planta. 132
ANEXO 41. Socialización 133
ANEXO 42. Encuestas de la socialización 133
ANEXO 43. Datos de campo para pH 134
ANEXO 44. Datos de campo para C.E 135
ANEXO 45. Datos de campo para resistividad 136
ANEXO 46. Datos de campo para sólidos disueltos totales 137
ANEXO 47. Datos de campo para sal 138
ANEXO 48. Datos de campo para absorbancia 139
ANEXO 49. Datos de campo para porcentaje de transmitancia 140
ANEXO 50. Datos de campo para consumo de agua 141
ANEXO 51. Datos de campo para conteo 142
ANEXO 52. Datos de campo para clorofila 142
ANEXO 53. Datos de campo para peso seco raíz 143
ANEXO 54. Datos de campo para peso seco hoja. 143
ANEXO 55. Datos de campo de diámetro de tallo de la planta 144
ANEXO 56. Datos de campo de peso de raíz de la planta 145
ANEXO 57. Datos de campo de largo de raíz de la planta 145
ANEXO 58. Datos de campo de peso de hoja de la planta. 146

ANEXO 59. Datos de campo de largo de hoja de la planta 146

1. RESUMEN Y PALABRAS CLAVE.

En la presente investigación se evaluó tres dosis de solución de microalgas como bioestimulante natural en la producción de lechuga *(Lactuca sativa)* por medio de un cultivo hidropónico. La solución nutritiva que fue empleada inicialmente para la adaptación de los cultivos es la dosis recomendada por la FAO, (2002).

Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar, con cuatro tratamientos y tres repeticiones, en el invernadero de la ECAA en la PUCE-SI, ubicada en la ciudad de Ibarra, sector La Victoria.

En una primera etapa se realizó la siembra de las plantas de lechuga en el sistema hidropónico, en los primeros siete días se adaptaron las plantas al medio hidropónico con la solución nutritiva recomendada por la (FAO, 2002).

Luego de esta etapa de adaptación se aplicaron las tres dosis de solución de microalgas *Desmodesmus*: solución de algas baja (40 x 10^4 cél ml^{-1}.), solución de algas media (80 x 10^4 cél ml^{-1}.) y solución de algas alta (120 x 10^4 cél ml^{-1}.).

Diariamente se realizó el análisis de diferentes variables establecidas en las soluciones en estudio, de esta manera se mantuvo un pH constante de 6 a 7,3 que es adecuado para las condiciones de este cultivo, una C.E. en un rango de 1,7 y 2,8 que es apto para un buen desarrollo de la planta, así como también variables que caracterizan el rendimiento de la planta, para ello se tomó en cuenta el peso de raíz y peso de hoja, en donde se obtuvo los siguientes valores para peso de raíz: T1:5,23g; T2:7,17g; T3:7,37g y T4:6,56g; y para peso de hoja: T1:34,3g; T2:46,75g; T3:47,42g y T4:46,32g. Por lo que se puede decir que existieron diferencias significativas con relación a nuestro testigo (solución hidropónica común) y así se pudo determinar el mejor tratamiento.

El resultado de la investigación nos indica que el mejor tratamiento para el cultivo hidropónico de lechuga es el T3: solución hidropónica común + D2 (solución de algas media) = 80 x 10^4 cél ml^{-1}.

PALABRAS CLAVE. microalgas, hidroponía, bioestimulante, activador biológico, *Desmodesmus,* recirculación.

2. ABSTRACT.

In the present investigation, three doses of microalgae solution were evaluated as a natural biostimulant in the production of lettuce (*Lactuca Sativa*) through a hydroponic culture. The nutrient solution that was initially used for the adaptation of the crops is the dose recommended by the FAO, (2002).

A completely random block design was used with four treatments and three repetitions in the greenhouse of the ECAA in the PUCE-SI which is located in the city of Ibarra, La Victoria sector.

In a first stage, the planting of the lettuce plants in the hydroponic system was carried out. In the first seven days, the plants were adapted to the hydroponic medium with the nutritive solution recommended by the (FAO, 2002).

After this adaptation stage, the three doses of Desmodesmus microalgae solution were applied: low algae solution (40 x 104 cells ml^{-1}.) medium algae solution (80 x 104 cells ml^{-1}.), and high algae solution (120 x 104 cells ml^{-1}.).

Daily, the analysis of different variables established in the solutions under study was performed. Thus, a constant pH of 6 to 7,3 was maintained which is suitable for the conditions of this culture, a C.E. in a range of 1,7 and 2,8 that is suitable for a good development of the plant and variables that characterize the performance of the plant. For the variables, the root weight and leaf weight were taken into account, where the following values for root weight were obtained: T1: 5,23g; T2: 7,17g; T3: 7,37g and T4: 6,56g; and for leaf weight: T1: 34,3g; T2: 46,75g; T3: 47,42g and T4: 46,32g. So it can be said that there were significant differences in relation to the control (common hydroponic solution). The best treatment was determined.

The result of the investigation indicates that the best treatment for the hydroponic cultivation of lettuce is T3: common hydroponic solution + D2 (medium algae solution) = 80 x 104 cells ml^{-1}.

KEY WORDS. microalgae, hydroponics, biostimulant, biological activator, *Desmodesmus*, recirculation.

3. INTRODUCCIÓN.

Conforme transcurren los años ha aumentado el interés sobre el uso de algunos materiales biológicos provenientes de microalgas, esto ha permitido que dentro del desarrollo de la agricultura se involucre al medio ambiente directamente buscando opciones con las que se pueda aportar para evitar el uso de fertilizantes químicos a gran escala, por lo que se van creando algunos medios con los cuales se puede aprovechar las características naturales de las microalgas para ser usadas como bioestimulante natural.

Las consecuencias de condiciones como un mundo superpoblado, en donde los suelos han sido erosionados y se aprecian índices mayores de contaminación, con variaciones climáticas y con nuevas necesidades y aportes ecológicos de la población, se presenta la hidroponía, como una posibilidad amigable con el ambiente, por sus características y para promover los cultivos que son muy necesarios para la población.

Ciertos bioestimulantes de origen natural usados en agricultura son derivados de algas y basan su éxito en la recuperación de los elementos hormonales o nutricionales de los cultivos acuáticos, para ser aplicados en los cultivos agrícolas. La bioestimulación apunta a entregar pequeñas dosis de compuestos activos para el metabolismo vegetal, de tal manera de ahorrarle a las plantas gastos energéticos innecesarios en momentos de estrés. De esta forma se logra mejorar largo de brotes, cobertura foliar, profundidad de los sistemas radiculares, etc. (Reyes, 2009).

Es importante considerar que las personas hemos sido afectadas por factores como el precio de los cultivos y sobre todo de la calidad de los mismos, por lo que es importante que tomemos conciencia de donde provienen los alimentos y la vulnerabilidad de nuestra salud ante esta situación.

Se menciona que el cultivo en hidroponía es una alternativa para producir diferentes especies de plantas sin necesidad de usar el suelo, pues a partir de este método se producen cultivos, dando uso a diferentes áreas que pueden cubrir todas las necesidades de los cultivos como son la luz, el agua, la temperatura y disponibilidad de nutrientes (Beltrano, 2015).

Es muy importante tomar en cuenta que el gasto del agua y fertilizantes químicos en este sistema disminuye gracias a la recirculación de la solución nutritiva disponible, obteniendo ahorros de hasta 30%, por ende se inhibe un impacto directo de infiltración de sales que van directo a mares y ríos, según lo menciona (Gutiérrez, 2011).

En este sentido es importante mencionar que las planta de lechuga *Lactuca sativa L*. ha cobrado mayor importancia en el mercado como varias hortalizas, puesto a su contenido en vitaminas y minerales y por ser un cultivo de fácil de consumir (Barrios, 2004), por lo que su uso dentro de esta investigación nos permite determinar su rendimiento frente al procedimiento establecido.

3.1 Objetivo General

Evaluar la eficiencia de la aplicación de solución de algas como bioestimulante natural en el cultivo hidropónico de lechuga.

3.2 Objetivos Específicos

1. Producir un cultivo de lechugas bajo un sistema hidropónico a partir de distintas dosis de algas vivas.
2. Evaluar la eficiencia de la solución de microalgas vivas de acuerdo a los tratamientos empleados.
3. Establecer el mejor tratamiento propuesto mediante análisis estadísticos de diferentes variables.
4. Socializar los resultados de la investigación, con estudiantes de la PUCE-SI en el tema señalado.

Hipótesis: El uso de algas unicelulares mejora el rendimiento del cultivo de lechuga bajo el Sistema hidropónico en invernadero.

Variable independiente:

- T1: solución hidropónica común (Testigo).
- T2: solución hidropónica común + D1 (solución de algas baja) = 40 x 10^4 cél ml^{-1}.
- T3: solución hidropónica común + D2 (solución de algas media) = 80 x 10^4 cél ml^{-1}.
- T4: solución hidropónica común + D3 (solución de algas alta) = 120 x 10^4 cél ml^{-1}.

Variable dependiente:

En planta

- Altura de hoja
- Peso de hoja
- Largo de raíz
- Peso de raíz
- Diámetro de tallo

En solución

- pH
- Conductividad eléctrica
- Sal
- Absorbancia
- Sólidos disueltos totales
- Resistividad
- Transmitancia
- Clorofila
- Consumo de agua
- Peso seco
- Conteo de algas

4. ESTADO DEL ARTE.

4.1 Las algas unicelulares

Según Lora (2016), “las microalgas por su función son consideradas como organismos fotosintetizadores, puesto que su composición es muy simple”, por ello se desarrollan en hábitats en donde existe agua o en ambientes húmedos en donde se desarrollan a diferentes condiciones, es decir que son organismos unicelulares fotosintéticos y crecen en diferentes condiciones, en un rango amplio de temperaturas, disponibilidad de nutrientes y pH.

Estos seres unicelulares están entre una tasa de crecimiento poblacional de 25 y 30 veces mayor que otras muestras de biomaterial como fuente para combustible o derivados en general, pues “crecen a lo largo del año en diferentes climas, estos microorganismos son bases de varios productos importantes en el mercado como proteínas, pigmentos, entre otros.” (Norris, 2008), y como sabemos tienen un alto rendimiento fotosintético por lo que contribuyen al secuestro de CO_2 atmosférico.

Los principales componentes de la biomasa de la estructura algal son las proteínas, los lípidos y los hidratos de carbono, aunque dependiendo de la especie la composición de estos elementos varía, también tomando en cuenta bajo qué condiciones de cultivo se encuentran (Tarakhovskaya, 2007).

Las algas unicelulares según Lallana (2003) son descritas como estructuras microscópicas que no se pueden apreciar a simple vista, pero tienen una intensidad inconfundible de color verde ya que constituyen cuerpos fotosintéticos muy efectivos debido a la colonización de estos microrganismos en variedad de ecosistemas acuáticos y terrestres.

Las algas unicelulares son organismos fotosintetizadores de composición muy sencilla, se desarrollan el agua o en condiciones de humedad y realizan la fotosíntesis oxigénica por ser organismos autótrofos, por ello sus características permiten que se puedan usar como una fuente de minerales para ciertos cultivos en donde se pueden aprovechar estos beneficios naturales.

4.2 Aplicación de algas

El uso excesivo de agroquímicos sintéticos ha resultado en degradación ecológica masiva en todo el mundo, destacando a zonas muertas oceánicas, eutrofización, infertilidad del suelo y biodiversidad pérdida, esto menciona la FAO (2015) en un artículo en el que habla de la agricultura y sus enormes efectos en el medio ambiente.

Las algas “son un grupo de organismos fotosintéticos ubicuos, que tienen un gran potencial como fuente biológica para diversas industrias relacionadas con biocombustibles, productos farmacéuticos, nutracéuticos y alimentos” (Renuka, 2018).

Para Nirmal R. (2017) “las microalgas se consideran una excelente materia prima para un amplio rango de productos: compuestos bioactivos, biocombustibles y biofertilizantes y sus diversas aplicaciones en el tratamiento de aguas residuales, secuestro de carbono, etc.”.

En un estudio titulado: *Effect of Biostimulants on Several Physiological Characteristics and Chlorophyll Content in Broccoli under Drought Stress and Re-watering* Kałużewicz A. (2017) menciona que “los resultados actuales muestran que los bioestimulantes tienen un efecto significativo tanto en el intercambio de gases como en la tasa de transpiración tanto antes de la aplicación de estrés, bajo estrés por sequía y después de la rehidratación.

Para Michalak I. (2016), “los extractos obtenidos de las algas son una fuente económica de compuestos bioactivos de origen natural, que pueden utilizarse en la agricultura sostenible y horticultura”.

La biomasa de microalgas contiene altas concentraciones de proteínas, lípidos, y vitaminas, por lo tanto, además de ser una alternativa valiosa a los convencionales tratamientos de purificación, el uso de microalgas ofrece varias ventajas, ya que la biomasa de algas se puede reciclar o usar como fertilizantes y alimentos para el ganado (Shy Chyi Wuang, 2016).

Además, menciona que “bajo condiciones fotosintéticas, el crecimiento de algas permite que se libere oxígeno, mejorando así el potencial de autodepuración del agua”.

De manera similar Watanabe A. usó algas azul-verdes como fertilizante en aproximadamente 40 variedades de arroz y notó incrementos notables en los rendimientos de arroz en Japón, así se compara el rendimiento de un fertilizante químico y fertilizante a base de spirulina observando diferencias en los parámetros de crecimiento de la planta, y efectivamente es favorablemente (Shy Chyi Wuang, 2016).

Según García-Gonzales (2016), “las microalgas representan una posible alternativa sostenible para la mejora y protección de la agricultura cultivos”, en un estudio en el que se aplicaron extractos celulares y biomasa seca del alga verde *Acutodesmus dimorphus* se aplicaron como un iniciador de semillas, aerosol foliar y biofertilizante, para evaluar la germinación de la semilla, el crecimiento de la planta y la producción del fruto en plantas de tomate Roma, obteniendo resultados positivos con relación al uso de recursos naturales y mencionando que, “la aplicación de cultivo de microalgas vivas, celular acuoso los extractos y la biomasa seca no solo pueden aumentar el crecimiento de la planta pero también hacen que los sistemas de producción de algas sean más económicos factible” (Garcia-Gonzalez, 2016).

En este estudio García-Gonzales (2016), enfatiza en que “el desafío de producir alimentos con recursos limitados hace que las microalgas sean una alternativa adecuada para mejorar y proteger la producción agrícola y entregando beneficios económicos y ambientales a agricultores y productores de algas”. Sin embargo, como con agroquímicos sintéticos, parece haber un límite de concentración a la que, mayores concentraciones de extracto conducen a una disminución en el crecimiento y desarrollo general de la planta de tomate, en comparación con las concentraciones más bajas de extracto.

Las microalgas son un enorme recurso sin explotar con un gran potencial en el sector agrícola, y la investigación debe llevarse a cabo para descubrir y explotar su potencial (Garcia-Gonzalez, 2016).

Nirmal R. (2017), en su investigación ilustró la utilidad del cultivo de aguas residuales biomasa de dos consorcios de microalgas unicelulares las tensiones en el crecimiento y el rendimiento de la cosecha de trigo. Ciertamente mejoró la productividad y el rendimiento de los cultivos, en comparación con la dosis recomendada de fertilizantes NPK.

El estudio destacó la promesa de consorcios de microalgas cultivadas en aguas residuales como potencial, biofertilizante de bajo costo y sostenible para cultivos de trigo.

“A nivel de campo la evaluación de dicha biomasa cultivada en aguas residuales como suplementos nutricionales en las prácticas de manejo integrado de nutrientes puede ayudar en la evaluación de su eficiencia agronómica” (Nirmal, 2017).

Generalmente en otros países las microalgas se usa como fuente de nitrógeno en la agricultura, en lugar de fertilizantes químicos, como *C. vulgaris* ya que por su alto contenido de proteínas, resulta más barato y menos dañino para el medio ambiente en su aplicación (Özdemir, 2015).

Para Özdemir (2015), “la aplicación de algas mejora crecimiento de la planta, rendimiento y fruto, de acuerdo a los efectos en los parámetros de calidad” que han sido examinados en su estudio. Por lo tanto, *C. vulgaris* es particularmente eficaz en la agricultura orgánica y puede ser utilizado como una alternativa a los fertilizantes químicos.

Según Gutiérrez (2011), se asegura que “las algas vivas generan nutrientes que están disponibles para las plantas de los cultivos que se establezcan en un sistema y también sustancias que tienen un efecto comparado con los reguladores de crecimiento”, es decir que están aportan en la nutrición directa de las plantas en desarrollo.

Para Chatterjee, A. (2017), “la agricultura sostenible es ventajosa sobre la agricultura convencional por su capacidad de satisfacer la demanda de alimentos mediante el uso de recursos ambientales sin afectarla negativamente”.

Se ha descubierto que algunas algas utilizadas como biofertilizantes aumentan el valor nutritivo del crecimiento y el rendimiento de las plantas de cultivo, ya que para Nabti E. (2017), los beneficios de la aplicación de algas marinas en el campo agrícola son numerosos y diversos, como la estimulación de la germinación de semillas, mejora de la salud y crecimiento de las plantas, elongación de tallos y raíces, absorción mejorada de agua y nutrientes, resistencia a las heladas y salinas, control biológico y resistencia a organismos fitopatógenos, remediación de contaminantes del suelo contaminado y fertilización.

En otro estudio, para Tiwari (2017), “las algas juegan un papel importante como biofertilizantes en la agricultura. En este sentido esto proporcionan un fertilizante eco-amigable y orgánico a un precio más barato, por esta razón podemos decir que entre sus beneficios, podemos enumerar un aumento de los rendimientos de los cultivos, la sustitución de productos químicos como el nitrógeno y fósforo, y la mejora del crecimiento de las plantas”.

En un estudio Chatterjee, A. (2017), dice que “la función de beneficiario de las algas mediante el apoyo a la economía de nitrógeno de los arrozales y la mejora de la productividad del arroz está bien documentada”.

Se conoce que a partir del siglo XIX se colectaban algas las que al ser arrastradas por las mareas eran utilizadas para adicionarlas a los terrenos y mejorar la fertilidad del suelo. Debido al desarrollo de la agricultura orgánica y sustentable, estos organismo se usan con mayor frecuencia (Infoagro, 2013).

La presencia de la microalgas en el cultivo hidropónico, es un medio nutritivo para las hojas, el tallo y raíces de plantas de lechugas, ya que según existe un incremento significativo en la absorción de nutrientes (Gutiérrez, 2011).

En comparación, las microalgas son una fuente barata de N, que no causa contaminación. Por lo tanto las algas unicelulares se han considerado como bioestimulantes naturales o activadores biológicos orgánicos dentro de los cultivos, se recomienda usar más de una especie para aumentar el nivel de nutrientes, y mejorar la disponibilidad para una rápida y fácil asimilación de la planta durante el desarrollo (Carrasco G. , 2006).

De acuerdo a varias lecturas la aplicación de algas unicelulares en la producción de lechugas hidropónicas pretende reducir al mínimo el uso de fertilizantes químicos debido que las algas son de origen orgánico y natural, por ello para Gutiérrez (2011), “la aplicación de este compuesto orgánico permite que las lechugas tengan una coloración verdosa aparente a la aplicación de cada dosis y resultando en hojas mucho más grandes y gruesas”.

Las algas y sus derivados han permitido desarrollar nuevas modalidades de su aplicación, según Guerrero (2016), estos microrganismos “ayudan a mejorar y vigorizan a las plantas en donde sean aplicadas, ya que incrementan el rendimiento y la calidad del cultivo”, esta práctica es una opción factible en donde se reemplazaría los productos químicos por orgánicos, ayudando de esta forma a mantener una agricultura ecológica.

Las microalgas poseen propiedades reguladoras por lo que libera lentamente el nitrógeno, lo que resulta mejor que los fertilizantes, y son ricas en micro elementos y no desarrollan semillas como si fueran maleza, que puedan afectar el desarrollo de los cultivos (Días-Leguizamón, 2016).

Ciertamente el uso y aplicación de este recurso en un sistema de producción permite mejorar de manera natural y económica el rendimiento de la producción de una especie de planta que sea cultivada a baja o gran escala, puesto que no resulta nada complicado producir microalgas que puedan ser usadas para un fin determinado y que ayude a mejorar nuestro entorno ya que son eficaces y pueden tener apertura dentro del medio de la horticultura.

En las especien de algas hay muchas biodiversidad y por ello su biodiversidad química, por lo que enfatiza en ser un recurso ilimitado, el cual se puede usar de forma beneficiosa a través de la biotecnología, para así obtener productos naturales para el uso en la agricultura, siendo sustentable (Infoagro, 2013).

Por eso podemos decir que “las microalgas se consideran como posibles biofertilizantes para el cultivo de arroz, ya que están directamente relacionadas con su capacidad de fijación de nitrógeno y otros efectos positivos para las plantas y el suelo” según Dineshkumar (2018), en este caso se tomó como referencia un estudio realizado en un cultivo a nivel de suelo pero que ha

proporcionado resultados positivos para plantear esta conclusión en donde se enfatiza que el uso de los extractos de algas no son dañinos para el ambiente y proporcionan estimulación a la planta, lo que mejora su producción.

En Acadian Seaplants se han realizado investigaciones que revelan que los extractos de *Ascophyllum nodosum* que es una especie del Atlántico Norte, resulta un activador biológico compuesto de extractos de alga y es uno de los más activos, por ello "el resultado de esta bioactividad y sus efectos en el crecimiento y desarrollo del cultivo son positivos y se han usado para aumentar el rendimiento y la calidad del fruto en varios cultivos" (Norris, 2008).

Estos extractos se utilizan como suplementos nutricionales, bioestimulantes o biofertilizantes en la agricultura y la horticultura para aumentar el crecimiento y el rendimiento de las plantas (Fernández, 2012).

En un experimento, realizado en la Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Colombia en Bogotá DC, se probaron las aplicaciones foliares de bioestimulantes derivados del extracto de algas en el crecimiento de las plantas, las propiedades de intercambio de gases foliares y la acumulación de prolina en plántulas de lulo cultivadas en condiciones de invernadero. (Días-Leguizamón, 2016).

Es por ello que Días – Leguizamón (2016) menciona que, "la aplicación de bioestimulantes foliares como complemento al fertilizante es una técnica que puede emplearse en el cultivo de lulo porque pueden mejorar la acumulación y la floración de la materia seca".

La creciente demanda de algas ha estimulado que se inicien programas para cultivarlas, especialmente de aquellas que se utilizan para el consumo humano. El cultivo de algas representa una industria que se encuentra en expansión y en otras partes del mundo se está trabajando intensamente para lograr cultivarlas tanto con fines alimenticios como industriales (Guerrero, 2016).

Estos organismos son descritos como organismos fotosintetizadores, los cuales están compuestos de formas simples, vine en zonas húmedas y son consideradas como activadores biológicos y bioestimulantes orgánicos; y a la

vez su disponibilidad en nutrientes que permite una rápida asimilación durante el desarrollo de las plantas (Guerrero, 2016).

Según Lora “(2016) “se conoce que, al aplicar extractos de algas aumentan las defensas de las pantas por las enzimas que contienen, mejorando su nutrición y su fisiología, siendo más resistentes a posible estrés, y son vigorosas”.

La utilización de estos organismos como fertilizante empieza en el siglo XIX, seguido del siglo XX, aquí se desarrolló una industria que realizaba el secado y la molienda varias algas, y con el pasar de los años con la llegada de los fertilizantes químicos perdió importancia (infoagro, 2013).

Reconociendo el elevado contenido de las algas en fibra, macro y micronutrientes, aminoácidos, vitaminas, fitohormonas vegetales, y por su composición sobre todo de minerales, “son biofertilizantes útiles y una fuente rica de oligoelementos “ (León, 2010).

En la utilización de algas como fertilizante, Khan (2009) dice que “la utilización de extractos líquidos es un sector en desarrollo, ya que muchos de sus compuestos poseen varios efectos bioestimulantes e insectífugos, lo que resulta eficiente para la agricultura ecológica”, muchos de estos se aplican directamente a las plantas o se coloca en el sistema de riego directamente hacia las raíces.

Un estudio realizado en el cantón la Libertad reveló que “la adición de algas puede mejorar el crecimiento en todas las plantas que sean tratadas, pues se mostró que hay diferencias significativas en la altura de la planta, longitud de la raíz, número de hojas, peso fresco y seco de raíz, hoja y tallo” (Reyes, 2009).

Los extractos de algas marinas se utilizan como suplementos nutricionales, bioestimulantes o biofertilizantes en la agricultura y la horticultura para aumentar el crecimiento y el rendimiento de las plantas pues un agricultor podría usar biofertilizantes que se producen a partir de algas, etc. (Reyes, 2009).

Estas opciones ecológicas tienen muchas ventajas para el medio ambiente con relación a los fertilizantes sintéticos ya que mejoran las condiciones del medio

de cultivo, al aportar los nutrientes naturales propios, por ello la aplicación de bioestimulantes mejoran el crecimiento, el rendimiento y la calidad del fruto en tomates (Zodape, 2011) tasa de transpiración y concentración intercelular de CO_2 en maíz (Anjum SA, 2011) y desencadenó la floración temprana en varias plantas de cultivo (Khan, 2009).

Según Días – Leguizamón (2016) en un experimento “The effect of foliar applications of a bio-stimulant derived from algae extract on the physiological behavior of lulo seedlings (Solanum quitoense cv. Septentrionale)”, menciona que la aplicación bioestimulantes foliares como complemento al fertilizante es una técnica que puede emplearse en el cultivo de lulo porque pueden mejorar la acumulación y la floración de materia seca.

El uso de microalgas como biofertilizantes proporciona una posible solución es decir que “los biofertilizantes se consideran ambientalmente alternativa amistosa, rentable y sostenible a los fertilizantes sintéticos, porque no solo mejoran la producción agrícola sino también disminuyen la contaminación ambiental” (Reyes, 2009).

Los bioestimulantes son productos que contienen microorganismos vivos o compuestos naturales derivados de organismos vivos, en este caso de algas, que mejoran el medio en el que se desarrollan las plantas y las estimulan en su crecimiento, ya que “son multifuncionales ya que son capaces de producir biomasa que puede utilizarse como combustible, alimento, alimento y biofertilizantes, pues tienen el potencial de una gran influencia en los servicios eco sistémicos esenciales ya que ellas se pueden cultivar en diferentes aguas y puede secuestrar dióxido de carbono y nitroso óxidos de fuentes industriales, reduciendo las emisiones de gases de efecto invernadero” (García, 2007). En este caso la producción de microalgas puede ser económicamente viable.

Es importante saber que una alternativa para que la producción de biomasa de microalgas sea económicamente viable, es incentivar y buscar medios en donde las aplicaciones potenciales para la estos cultivos de microalgas permitan a los productores compensar los costos de producción ya que las microalgas contienen altos niveles de micronutrientes y macronutrientes que

sin duda son esenciales para el crecimiento de las plantas, tienen potencial aplicación y en este sentido se pueden considerar biofertilizantes o bioestimulantes naturales (Fernández, 2012).

Es por esto que varios estudios han establecido una asociación entre una mayor absorción de nutrientes, mayor acumulación de biomasa y mayores rendimientos de los cultivos al existir una incorporación de biofertilizantes de microalgas. Ya que estos organismos vivos están involucrados en la producción de metabolitos tales como hormonas de crecimiento, polisacáridos, compuestos antimicrobianos, etc., que juegan un papel importante en la colonización de las plantas y la proliferación de comunidades. Actualmente, el desarrollo de consorcios de cianobacterias con bacterias u hongos o microalgas o sus biopelículas ha ampliado su ámbito de utilización.

Esta revisión se centra en las perspectivas y los desafíos de la aplicación de microalgas en diversas áreas de la agricultura, incluida la producción de cultivos, la protección y la gestión de los recursos naturales. También se incluyen una visión general de los avances recientes, las nuevas tecnologías desarrolladas, su estado de comercialización y las direcciones futuras (Renuka, 2018).

Un estudio que investiga los efectos de los extractos de algas en las semillas, determinó que se ha observado una germinación más rápida y mayor crecimiento de semillas de arroz (Shukla, 1967).

Otros estudios recientes obtuvieron resultados similares utilizando extractos de algas en semillas de tomate y trigo, aunque en este caso se observó la inhibición del crecimiento con el aumento de las concentraciones de extracto (Hernández-Herrera, et al. 2013).

Los extractos celulares y el medio de crecimiento de varias especies de microalgas han demostrado contener fitohormonas (giberelinas, auxinas y citoquininas), que son conocidas desempeñar papeles cruciales en el desarrollo de la planta (Tarakhovskaya, 2007).

Estudios que utilizan la aplicación de los extractos y de los medios celulares de varias especies de algas muestran un efecto claro en el desarrollo de la planta. Similares estudios en los que utilizan extractos de algas se ha observado un aumento en la acumulación de biomasa vegetal y mayor rendimiento de los cultivos (Hernández-Herrera et al. 2013).

Un estudio realizado en Ecuador con relación al uso de bioestimulantes llamado "Evaluación de híbridos de tomate (*Lycopersicon esculentum*) en hidroponía aplicando bioestimulante jisamar", nos menciona que el Bioestimulante Jisamar es un fertilizante especial NPK con aminoácidos y boro, especialmente para aplicación foliar, conteniendo aminoácidos libres, principalmente prolina, glicina y lisina, que tienen efecto directo sobre floración. Además, contiene extracto de algas puro, Ascophyllum Nodosum al 25,2 % p/v, ricas en fitohormonas naturales de origen vegetal, entre ellas citoquininas, auxinas y giberelinas que unidas al fósforo hacen que el producto sea muy indicado para la floración, y maduración de frutos. (Reyes, 2009)

En otro estudio llamado "Efecto de la suspensión de biofertilizante *Spirulina* se vio que tiene un potencial efectivo sobre el crecimiento y el rendimiento de *Vigna radiata* (*L.)* (Aung, 2011)

Investigaciones recientes demostraron que los fertilizantes de algas marinas son mejores que otros fertilizantes; son muy económicos y baratos, según Nedumaran (2017) "los fertilizantes de algas son preferidos no solo por su contenido de nitrógeno, fósforo y potasa, sino también por la presencia de oligoelementos y metabolitos similares a los reguladores del crecimiento de las plantas", puesto que los extractos de algas se utilizan para mejorar la germinación de las semillas y el crecimiento de las plantas; los extractos de algas marinas se han utilizado para aumentar el rendimiento de los cultivos, mejorar el crecimiento e inducir resistencia al ataque de hongos por heladas e insectos y aumentar la absorción de nutrientes del suelo. (Aung, 2011)

En una evaluación del rendimiento de maíz se aplicó microalgas vivas obteniendo como resultados que el tratamiento con microalgas marinas incrementó el rendimiento del crecimiento en las primeras etapas de

crecimiento y mejoró las características del rendimiento, además de una mayor germinación de las semillas (Sampathkumar, 2017).

Todas estas características mencionadas como fuente de factibilidad con relación a los beneficios que pueden generar el uso de microalgas también está respaldada por una investigación realizada en el 2012 en la que se propone el uso de los residuos de algas vivas en un cultivo hidropónico de *Lactuca sativa* y en donde se menciona que la aplicación de algas frente a los fertilizantes químicos convencionales da buenos resultados bajo invernadero, puesto que al observar tanto en su fase de germinación como de desarrollo la planta presento un mejor rendimiento, por lo que (Fernández, 2012) nos dice que "el biofertilizante algal tuvo los mismo resultados en la producción de biomasa aérea que el fertilizante comercial, lo que significa que éste biofertilizante puede ser una nueva alternativa para la fertilización de esta hortaliza".

Por estas razones en las que se ha utilizado este medio como una fuente de nutriente natural, se recomendó que las especies de microalgas se usen como biofertilizantes como alternativa a los fertilizantes sintéticos convencionales, ya que si nos acercamos más a la realidad, existe un mayor costo del fertilizante químico que causa la contaminación del suelo, el agua y el medio ambiente (Dineshkumar, 2018).

4.3 Bioestimulantes

Figueroa (2007) describe a los bioestimulantes como moléculas con una amplia gama de estructuras; pueden estar compuestos por hormonas o extractos vegetales metabólicamente activos, tales como aminoácidos (aa) y ácidos orgánicos. Son utilizados principalmente para incrementar el crecimiento y rendimiento de plantas, así como para superar periodos de estrés.

Las hormonas estimuladoras o reguladoras de crecimiento son básicamente tres: auxinas, giberelinas y citoquininas y están presentes en las microalgas.

Algunos de los bioestimulantes de origen natural más usados en agricultura son derivados de algas marinas. Estos productos basan su éxito en la

recuperación de los elementos hormonales y nutricionales de los cultivos acuáticos, para ser aplicados en los cultivos agrícolas. (Reyes, 2009)

Para Reyes (2009) “la bioestimulación apunta a entregar pequeñas dosis de compuestos activos para el metabolismo vegetal, de tal manera de ahorrarle a las plantas gastos energéticos innecesarios en momentos de estrés, así se logra mejorar largo de brotes, cobertura foliar, profundidad de los sistemas radiculares, etc.”.

La aplicación de bioestimulantes ejerce un efecto positivo en los indicadores: altura de la planta, masa fresca de la raíz, diámetro del fruto y también la masa fresca del fruto. Los rendimientos agrícolas se incrementan con la aplicación de bioestimulantes. (Reyes, 2009)

- **Auxinas**

Su función biológica es la regulación del crecimiento y desarrollo de las plantas. Tanto si son sintéticas como naturales son las responsables de los siguientes procesos según Reyes (2009)

1. Dominancia del brote principal e inhibición de la ramificación lateral.
2. Estimulación del crecimiento apical de toda la planta.
3. Diferenciación de los vasos conductores (xilema y floema).
4. Inhibición de la caída de las hojas y de los frutos.
5. Estimulación de la formación de raíces adventicias.
6. Tropismos.

- **Giberelinas**

Son compuestos sintetizados en todas las partes de la planta, especialmente en hojas jóvenes, encontrándose grandes cantidades en las semillas.

Ross CW. (1992) menciona efectos fisiológicos:

1. Suelen estimular el crecimiento y elongación de tallos.
2. Rompen los periodos de latencia en semillas y yemas en muchas especies (árboles y arbustos perennes y de hoja caduca).

3. Suplen la necesidad que tienen algunas especies (hortícolas en general) de un periodo inductivo frío si están a punto de florecer o para hacerlo más pronto.
4. Estimulación de germinación de varias especies y movilizan las reservas para el crecimiento inicial de la plántula, especialmente en granos de cereales.
5. Retardan el envejecimiento (senescencia) de hojas y frutos de cítricos.
6. Provocan el desarrollo de frutos partenocárpicos (sin semilla) en algunas especies. .

- **Citoquininas**

Las citoquininas son hormonas que activan la división celular y regulan la diferenciación de los tejidos. Sus niveles son máximos en órganos jóvenes y en los ápices de las raíces; comercialmente se utilizan para estimular el crecimiento de la fruta, provocar raleo e inducir la brotación lateral de yemas (Reyes, 2009).

4.4 Invernadero

Según Castellanos (2000) “el invernadero es una área delimitada por una estructura de madera o metal, esta se encuentra cubierta por vidrio o cualquier material plástico preferiblemente transparente y tiene como objetivo adaptar condiciones adecuadas para el desarrollo de diferentes especies de cultivos para su desarrollo y adaptación (Gutiérrez, 2011).

Según Castañeda (2007) el sistema de invernadero ofrece ventajas para su producción ya que establece una barrera entre el cultivo en desarrollo y el medio ambiente externo con el fin de controlar variables, ya que dentro del invernadero se crea un microclima que permite que se evite el viento, granizo, heladas, plagas, enfermedades, hierbas y animales. Esto también posibilita el poder controlar variables como temperatura, radiación solar, la humedad y así poder hacer un análisis químico y biológico que permita desarrollar y proteger

el cultivo para lograr rendimientos más altos en producción y supere el sistema tradicional que se enfoca en el uso de agroquímicos (Gutiérrez, 2011).

La agricultura ecológica busca mantener un equilibrio con el ambiente y los sistemas de producción de alimentos, intentando evitar que se usen sustancias químicas que afecten a la salud y al ambiente, por lo que se dice que “el uso excesivo de nitratos, uno de los fertilizantes más comunes, dado su gran rendimiento, puede provocar daños en la atmósfera y en el agua que finalmente repercuten en los productos que llegan a los consumidores” (León, 2010).

4.5 Hidroponía

Según Giménez O, (2015) la hidroponía se desarrolla como una opción para mejorar la calidad de cultivos y por la disminución de suelos para disponibilidad en agricultura, todo esto ocurre por la contaminación, la erosión, el cambio climático y el crecimiento poblacional en las ciudades.

Actualmente el desgaste de los suelos está afectando la fertilidad de los mismos y por ello es una opción el desarrollar el uso de biofertilizantes y la producción de microorganismos que puedan mejorar la disponibilidad de nutrientes en el uso de sistemas hidropónicos (Infoagro, 2013).

La contaminación por metales traza, está incrementando en el ambiente debido a la industrialización y otras actividades del hombre, tales como producción de fertilizantes, pesticidas y otras (Beltrano, 2015).

La hidroponía permite producir plantas principalmente de tipo herbáceo aprovechando sitios o áreas en este caso un invernadero. Se han desarrollado técnicas a partir de estos conceptos que se basan en sustratos y también en sistemas que tienen como fin soluciones de nutrientes estáticos o re circulantes, sin obviar las necesidades del cultivo como la temperatura, agua y nutrientes (Beltrano, 2015).

Cabe afirmar que esta técnica permite optimizar el crecimiento y desarrollo del cultivo, logrando reducir su producción con bajo consumo de agua. Además de

la obtención de plantas sanas y libres de enfermedades lo cual genera importantes ventajas de tipo sanitario y poder aprovechar áreas pequeñas.

4.6 Sistema hidropónico NFT

La solución nutritiva de recirculación en el sistema de hidroponía NFT (Nutrient Film Technique), se evidenció en el Glasshouse Crop Research Institute, Inglaterra, en los años sesenta. Este sistema hidropónico tiene como principio que exista una circulación constante de una lámina fina de solución nutritiva que viaja a través de las raíces del cultivo, en donde no existe perdida de agua o solución nutritiva, por lo que se convierte en un sistema cerrado (Beltrano, 2015).

Existe un tiempo establecido de trasplante a cosecha que es de 25 a 30 días aproximadamente, aquí la solución nutritiva se debe mantenerse en un nivel de conductividad de 1.5 a 2.5 S/m y un pH de 5.5 a 7, siendo el consumo de solución de aproximadamente 0.25 litros/planta, y dentro del sistema en este cultivo el canal es de porte bajo y con un ancho de 6 cm. (Carrasco S. G., 2004).

En este sistema, las plantas crecen sobre una lámina de agua en continuo movimiento, y enriquecida con soluciones nutritiva.

Para la recirculación del agua se utiliza una bomba sumergible que permite distribuir adecuadamente el flujo del agua a lo largo de tubos de PVC, este flujo debe ser constante sobre todo en periodos de mucho calor para evitar que las plantas o las raíces se desequen.

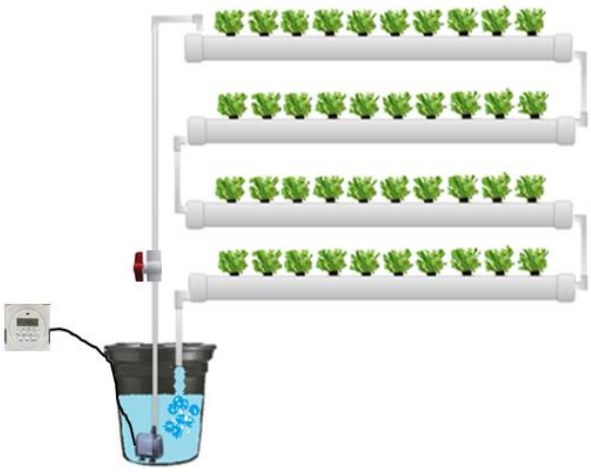


Figura 1. Sistema hidropónico NFT.
Fuente: LA FAO.

Según Garzón (2006) la técnica de NFT radica en un principio la recirculación de la solución nutritiva a través de varios canales de tubos de PVC, que llegan a un contenedor y que con la ayuda de una bomba la solución nutritiva regresa nuevamente.

Ventajas del NFT:
(Mafla, 2015) Menciona algunas ventajas que tiene el sistema NFT:

1. Ahorros significativos en solución nutritiva y en agua.
2. Máximo aprovechamiento de espacio ya que se puede cultivar en niveles.
3. Facilita la limpieza del sistema, a diferencia del cultivo en sustrato.
4. Se puede controlar la nutrición de la planta.
5. Disminuir la frecuencia de riego.
6. Mejora el contacto directo de las raíces con solución nutritiva, por lo que el rendimiento de los cultivos mejora siendo posible obtener en el año más producción.
7. Si se maneja de la forma correcta el sistema, permite cultivar hortalizas de consumo en fresco y de alta calidad.
8. Permite corregir deficiencias nutricionales.

Desventajas del NFT

1. se requiere de cuidado diario para obtener resultados favorables para el medio de cultivo.
2. los costos son mayores en relación a otros sistemas al inicio.

Factores a considerar en la producción de cultivos con NFT:

En el 2008, Hydroenvironment manifiesta que en el sistema NFT, hay que varios factores que se deben considerar:

1. Temperatura: se debe mantener entre 13 y 15 ºC para prevenir una absorción mínima de los nutrientes.
2. el pH para la mayoría de cultivos el ideal es entre 5.5 y 6.5.
3. la conductividad eléctrica, para que las plantas no se deshidraten por exceso de sales o haya poca absorción, lo deseado es un rango de 1.5 a 3 mS/cm o 750 a 1500 ppm.
4. La longitud del canal en hortalizas la longitud ideal es 20cm.
5. La anchura del canal es recomendable que exista una distancia entre plantas de 15 a 30cm.
6. La pendiente del canal es ideal que exista una pendiente entre 1.5 y 2 %.

En la actualidad los sistemas de cultivo sin suelo son una opción productiva para obtener hortalizas con alta rendimiento, entre las técnicas para hortalizas de cultivo forzado, con mayores rendimientos y calidad en relación a las cultivadas en tierra (Carrasco, 2004).

4.6.1 Preparación de solución nutritiva

Existen muchas soluciones de nutrientes establecidas que ya han sido evaluadas en varios cultivos y que tienen eficiencia adecuada a las necesidades de los cultivos y que en fin están compuestas de los mismos

elementos. Por lo general se propone para la mayoría de cultivos el uso y la preparación de dos soluciones madre, la solución A en la cual se incluyen todos los macronutrientes y la solución B en la cual se incluyen los micronutrientes (Carrasco S. G., 2004).

4.6.2 Calidad del agua para la solución nutritiva

En el sistema hidropónico el agua debe ser de buena calidad, potable y con bajos contenidos de cloro, ya que este en concentraciones altas resulta tóxico para las plantas, puesto que es por este medio por el que se proporciona al cultivo la solución nutritiva (Carrasco S. G., 2004).

4.6.3 Duración y cambio de la solución nutritiva

El tiempo de duración de una solución nutritiva depende de la cantidad que sea consumida por las plantas en un periodo determinado, es decir la cantidad de estos que queda disponible para las mismas. En este sentido se debe tomar en cuenta la conductividad eléctrica diaria para determinar el nivel de sales presentes en la solución, por esto es que se determina que, la duración de una solución que está en uso es hasta de dos meses realizando los respectivos análisis. En el caso de no efectuar los análisis ni mantener el control de esta variable, es recomendable hacer un cambio total de la solución al mes.

En el cultivo de lechuga podemos asegurar que la solución dura lo indicado de acuerdo a su tiempo de desarrollo, es decir 4 semanas, por lo que no existe ninguna alteración ni necesidad de cambio de solución, a diferencia de otras especies (Carrasco S. G., 2004).

4.6.4 Conductividad eléctrica

El parámetro de conductividad nos ayuda a determinar la cantidad de sales presentes en una solución, por lo que para un cultivo de lechuga se establece que el rango de conductividad eléctrica sea entre 1.5 a 2.5 mS/cm. Se

recomienda analizar esta variable por lo menos una vez a la semana en todas las etapas.

Si la solución nutritiva tiene índices elevados en su contenido se debe agregar cantidades de agua convenientes a los requerimientos y en el caso de que suceda lo contrario se debe renovar la solución nutritiva.

La medición de esta variable se puede realizar con un medidor portátil llamado conductivímetro, el que debe estar calibrado de acuerdo al manual de su proveedor, con el fin de evitar errores de datos en el control del estado de la solución (Carrasco S. G., 2004).

4.6.5 pH de la solución nutritiva

En una solución el pH es la variable que indica el grado de acidez o alcalinidad de una solución, es decir que cuando una solución es ácida su valor es menor a 7, si su valor es mayor a 7 es alcalina, y si es neutral su valor es de 7. En este sentido la disponibilidad de nutrientes cambia según el pH de la solución nutritiva, se debería mantener un rango de 5 a 7 en el cual los nutrientes plenamente disponibles para el cultivo. Una opción para disminuir el nivel del pH es agregando un ácido como el ácido sulfúrico, ácido fosfórico o ácido nítrico y en el caso de querer aumentar el pH se puede agregar hidróxido de potasio o hidróxido de sodio. Estas bases y ácidos mencionados se deben utilizar diluidos a concentraciones 1N. Es recomendable el uso de un pH metro o cinta de pH para el medir esta variable (Carrasco S. G., 2004).

4.6.6 Oxigenación de la solución nutritiva

Hay factores que pueden ocasionar pérdidas o daños en la planta por ellos la oxigenación es muy importante en este sistema, en este caso decimos que una raíz bien oxigenada y en óptimas condiciones debe ser blanca, por ello se recomienda que sea manual o dentro del sistemas este factor sea indispensable (agitando la solución manualmente por algunos segundos por lo

menos dos veces al día, cuando las temperaturas son altas se requiere mayor oxigenación) o mecánica en donde esté presente un motor las 24 horas.

Es importante cambiar el agua totalmente cuando haya presencia de hongos o algas cada tres semanas y así realizar la aireación se realiza por la mañana una vez al día por lo menos y así revisar el nivel de agua y verificar su contenido ya que debe completarse dado el caso de que lo requiera con una solución nueva (Carrasco S. G., 2004).

4.7 Cultivos en sistemas hidropónicos

Una modalidad nueva para el manejo de cultivos es la hidroponía que es un sistema sin suelo por el cual se producen diferentes tipos de plantas con el fin de aprovechar lugares o áreas poco usadas sin descuidar las necesidades principales de las plantas como la disponibilidad de nutrientes, luz solar agua entre otros. (Beltrano, 2015)

Según Lara A, (2015) en hidroponía, las plantas tienen necesidades de nutrimentos que son satisfechas por las soluciones hidropónicas, esto enfatizando en que sus necesidades dependes tanto de la especie, las condiciones ambientales, la variedad, etc. (Barrios, 2004).

La producción de cultivos en invernadero suele acompañarse de tecnología hidropónica ya que aquí se agregan los nutrimentos necesarios junto con el sistema de riego y no es indispensable el uso de un sustrato para su producción (Urrestarazu, 2004). En este ambiente se puede controlar las condiciones en donde se desarrolla la raíz de las plantas y se reducen los problemas que a veces surgen en la calidad de suelo con relación a las plagas o enfermedades (Van T, 2009), y diferentes cambios en sus propiedades de composición según lo menciona (Gutiérrez, 2011).

El sistema hidropónico es una técnica aplicada para la producción de cultivos con el reemplazo de suelo por agua, en donde las plantas toman gran cantidad de minerales de una variedad de soluciones nutritivas preparadas bajo laboratorio. La producción de alimentos en este caso lechugas mismas que

tienen ausencia de fertilizantes debido a las dosis aplicadas para efectividad en el cultivo, siendo un método empleado para la obtención de alimentos libres de químicos que con el tiempo resultan perjudiciales para la salud (Beltrano, 2015).

Este sistema de producción permite a los nutrientes llegar a la planta a través del agua, y ser aplicados en forma artificial y el suelo no participa en la nutrición (Gilzans J, 2007), cuyo crecimiento es viable gracias a la provisión adecuada de las exigencias hídricas que dependen de los nutrientes presentes.

Este método de cultivo sin sustrato posibilita producir hortalizas de buena calidad y sanidad y así manejar el uso eficiente del agua y nutrimentos.

Se enfatiza principalmente el uso de espacios pequeños, el ahorro de agua y maximizar la producción de una forma más sencilla, para mejorar la calidad de los cultivos.

Este apartado es muy importante mencionarlo puesto que en una parte sobre los sistemas de cultivos con agua Gutiérrez J. (2011) menciona que “el cultivo en un medio liquido permite suspender las raíces de una planta en una solución nutritiva que posee elementos necesarios para su desarrollo, evitando ciertos factores externos que pueden afectar la estabilidad de la planta y así reducir su absorción normal de nutrimento, pues hay factores que puede ocasionar la reducción de la acidez una solución, competencia por absorber nutrientes, menos oxígeno disponible para la raíz en la noche y por ende un menor rendimiento en la planta”, por tal motivo a partir del cuello de la raíz, las plantas se mantienen en una capa muy fina de medio inerte que tiene la función de apoyo para su desarrollo, por tal motivo es que la presencia de oxígeno en la raíz se realiza en base una bomba o motor que hace que el aire fluya hacia el interior de la solución nutritiva mediante de una tubería de pvc perforada (Resh, 1992).

Se asegura que la gracias a la recirculación de la solución nutritiva se van disminuyendo los consumos de agua y fertilización, pudiendo ahorrar hasta un 30% (Dhakal et al., 2005), añadiendo un menor impacto ambiental hacia ríos y mares por infiltraciones de sales minerales.

4.8 Nutrientes en un sistema hidropónico

Un factor muy significativo en el cultivo de plantas de cualquier tipo es la absorción de nutrientes por ello la raíz debe absorber los minerales necesarios para la planta. Cuando se cultiva en suelo las raíces buscan nutrientes, el aire y disponibilidad de agua y crecen continuamente y esta actividad usa una cantidad de energía considerable, por esto las raíces están siempre en contacto con las cantidades de nutrientes necesarias en este sistema hidropónico, y se desarrollan en un medio bastante adecuado por esto el exceso de energía de las plantas es usado para el desarrollo de los frutos y las partes superiores importantes (Hernández, 2013).

Las plantan obtienen agua, nutrientes y oxígeno a través de su sistema radicular, para su crecimiento adecuado, en este caso son esenciales los nutrientes importantes para que cualquier planta se mantenga viva y su función celular sea la adecuada ya que los nutrientes específicos no pueden ser reemplazada por otros nutrientes (Hernández, 2013).

Filippetti, VH. (2008), establece que los elementos esenciales para el desarrollo normal de la planta, están contenidos en algunas sales y en sustancias químicas compuestas y son, el nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), azufre (S), cloro (Cl), hierro (Fe), cobre (Cu), carbono (C), manganeso (Mn), boro (B), zinc (Zn) y molibdeno (Mo). Cada uno tiene una o varias funciones en el proceso de crecimiento de la planta; su carencia se traduce en síntomas específicos, reflejados en la estructura de la planta. (Reyes, 2009).

Igualmente señala que, a este conjunto de elementos químicos, se los divide en dos grupos: nutrientes principales, que son los que las plantas requieren en mayores cantidades, y los nutrientes menores, también llamados micronutrientes o elementos menores, que son tan esenciales como los primeros, pero requeridos solamente en cantidades ínfimas. Los que integran el primer grupo son el nitrógeno, el fósforo, el potasio, el calcio, el magnesio y el

azufre; los restantes, son los considerados micronutrientes: el hierro (Fe), cobre (Cu), manganeso (Mn), boro (B), zinc (Zn), molibdeno (Mo) y cloro (Cl) (Barrios, 2004).

4.8.1 Nutrientes requeridos por las plantas

- Nitrógeno (N)

En forma de nitrato (NO_3) es absorbido por los cultivos y también en forma de amonio (NH_4) disuelto en el agua. En sistemas hidropónicos la mayoría del nitrógeno se proporciona en base a nitratos, pues en la mayoría de los casos el amonio suele usarse como fuente de suplemento ya que elevadas concentraciones de este ión pueden dañar la planta y alterar su desarrollo. El nitrato de potasio es la principal fuente de nitrógeno y resulta muy difícil de conseguir ya que proporciona nitrógeno en forma de nitrato y potasio.

El nitrato de calcio es difícil de usar en el ámbito comercial, y solo podemos adquirir como reactivo analítico, ya que resulta una fuente rentable de nitrógeno y calcio soluble.

El nitrato de sodio es una excelente fuente de nitrógeno lo difícil es que el sodio que ingresa en la solución va a incrementar la cantidad de sales sin contribuir a la nutrición de los cultivos en desarrollo.

El nitrato de amonio a pesar de contener iones de nitrato y amonio no se debería ser usado como fuente exclusiva de nitrógeno puesto que la cantidad de nitratos es elevada. Por otro lado, el sulfato de amonio es muy accesible y fácil de conseguir, este puede proporcionar cantidades necesarias de amonio en una solución, ya que acidifica la solución y aporta también parte del azufre necesario.

Es un buen complemento el uso de fosfato mono amónico y fosfato diamónico como fuente de fosforo y nitrógeno en forma de amoniaco. En ciertos casos la urea se usa para la producción de forrajes en sistemas de hidroponía.

- Fósforo

Las plantas absorben este nutriente como ión fosfato (PO_4), tiene como fuentes principales el superfosfato de calcio que es fácil de adquirir y barato, está compuesto de calcio, azufre y varios micro elementos como impurezas pero es difícil de disolver, así es como el superfosfato de calcio triple contiene más fósforo que el superfosfato simple, aunque con menos impurezas, su precio es elevado y de difícil dilución. El fosfato de amonio y fosfato diamónico son de fácil dilución en comparación al fosfato de calcio simple y el superfosfato de calcio triple, y aporta nitrógeno amoniacal. El ácido fosfórico por lo general es una fuente suplementaria de fósforo, utilizada para controlar el pH, en reemplazo del ácido sulfúrico.

- Potasio

El nitrato de potasio y sulfato de potasio son sus principales fuentes y por lo general resulta barato y fácil de adquirir, añadiendo su aporte de azufre adicional. Se puede usar cloruro de potasio, pero hay que tener cuidado que no se eleve la cantidad de cloro de la solución ya que puede generar toxicidad en las plantas.

- Calcio

Las principales fuentes de calcio vienen de nitrato de calcio, es muy soluble pero no se consigue fácilmente como fertilizante comercial. El superfosfato simple y triple aportan buenas cantidades de calcio, pero es difícil su dilución. El sulfato de calcio o yeso también resulta difícil de diluir, es barato y fácil de conseguir y por último el cloruro de calcio se recomienda como fuente suplementaria, ya que aumenta la cantidad de cloro en la solución.

- Azufre

En las plantas este nutriente es usado en forma de sulfatos, ya que las plantas presentan límites de tolerancia amplia para el azufre, por esto no se contabiliza al hacer la solución nutritiva, ya que se determina que siempre queda dentro

de los límites necesarios Sus principales fuentes son sulfato de magnesio, sulfato de potasio y superfosfato.

- Magnesio

El sulfato de magnesio es su fuente principal, y es usado exclusivamente en sistemas de hidroponía como una fuente de magnesio debido a su fácil dilución, bajo costo y adquisición. En el caso del nitrato de magnesio podemos decir que es más caro y difícil de conseguir en el mercado.

- Hierro

Este nutriente posee tres fuentes principales que son el sulfato ferroso en el que la solución debe mantener un pH menor de seis para disolver bien, esta es la fuente más barata de hierro. En cambio, el cloruro férrico resulta más caro y es más difícil de conseguir. Los quelatos aportan hierro asimilable por períodos de tiempo más extensos que el sulfato ferroso y previenen la precipitación de fósforo, aunque su valor es mayor.

- Manganeso

Este nutriente es adicionado como sulfato en la solución dispuesta, puede ser también como cloruro o quelatos de manganeso.

- Boro

Este nutriente es asimilado como borato (BO_3) y sus principales fuentes para una solución son el ácido bórico, y el bórax o tetra borato de sodio.

- Cobre

Sus principales fuentes son el sulfato y cloruro de cobre.

- Zinc

Este nutrimento se aporta a la solución en forma de sulfato o cloruro de zinc.

- Molibdeno

Se lo encuentra como impurezas en otros fertilizantes pero es requerido en dosis pequeñas y por lo tanto no requiere de fuente adicional (Barrios, 2004).

Los nutrientes están relacionados directamente en el metabolismo celular y son irremplazables en casi todas las plantas superiores, es por esto que los nutrientes esenciales son absorbidos por las plantas en diferentes cantidades. En este sentido, podemos indicar que algunos de ellos forman las estructuras cuantitativamente más importantes y activas en el metabolismo, y por lo tanto son requeridos en cantidades superiores.

Los elementos minerales que son esenciales en el sistema de hidroponía son añadidos por una solución nutritiva, aquí están en forma de iones y son absorbidos como tal por las raíces (Olivarez, 2002).

Los nutrientes están en movimiento alrededor de la raíz ayudando a su absorción, por esto una de las claves para que el cultivo hidropónico tenga buenos resultados es la composición de la solución nutritiva que va a ser dispuesta durante el proceso puesto que debe estar compuesta de todos los nutrientes necesarios para las plantas, ya que lo importante es que estén disponibles de manera similar a cómo se encuentran en la solución del suelo, siendo importante controlar el pH y la conductividad eléctrica de la solución nutritiva y por ende la calidad del agua que se use.

El agua establecida para las preparaciones estas soluciones nutritivas contienen ciertas cantidades apreciables de CO_3HCa, CO_3HMg, SO_4^{-2} y NO_3^-, pudiendo encontrar con algunas pequeñas cantidades de Fe, trazas de Mn, Zn y B, un factor que resulta importante para tomarlo en cuenta es la alcalinidad del agua, la disponibilidad de O_2 desempeña un papel fundamental en la absorción iónica. Cuando existe restricción de O_2 por estancamiento en los sistemas de hidroponía o la falta de aireación se puede producir acumulación de CO_2 en la raíz de la planta (Gutiérrez, 2011).

Todos los órganos que están dentro del agua deben estar bajo condiciones adecuadas en relación a la temperatura ya que esto afecta directamente a su metabolismo, provocando la muerte de los vegetales por ello que exista

oxígeno disponible es importante para la vida y desarrollo de las celular y este elemento se disuelve mejor en aguas a temperatura baja.

Los nutrientes tienen un efecto directo sobre la absorción iónica. Según (García, 2007) “las soluciones que tienen pH≥7.5 tienden a disminuir en la absorción de NO_3, independientemente de la concentración de éstos, produciendo un efecto similar sobre el ión fosfato. La baja de pH limita la absorción de NH_4 y aumenta la de NO_3. Las soluciones con pH≤4 reduce la absorción de K provocando un desbalance en la polaridad de las membranas celulares de las raíces”. Así también nos menciona que el aumento de pH en la solución nutritiva produce la precipitación de iones, como el Fe que se ve interrumpida su normal absorción detallado por (Gutiérrez, 2011).

Existen varias ventajas del sistema cerrado o recirculación de solución nutritiva y se menciona que como el drenaje constantemente se está 9 reutilizando, existe una reducción del lixiviado de nutrientes al medio ambiente, un ahorro significativo de agua y como consecuencia un mejor control en el suministro de nutrientes, y un menor riesgo de contaminación del agua subterránea (Dhakal, 2005) con el fin de reducir los costos ambientales y económicos.

El rendimiento de la planta está especialmente influenciado por la fertilización suministrada durante su crecimiento y desarrollo (Mengel, 2001).

No existe una solución nutritiva óptima para todos los cultivos, porque no todos tienen las mismas exigencias nutricionales, principalmente en nitrógeno, fósforo y potasio. La fórmula puede ser ajustada de acuerdo a los fertilizantes que se puedan conseguir en otros países.

4.9 Cultivo de Lechuga

La lechuga es una hortaliza cuyas hojas se usan en ensaladas, aunque se puede encontrar de forma silvestre, en la actualidad la mayoría de las variedades de lechuga que se cultivan comercialmente son producto de la hibridación o recombinación ya que su valor en los mercados se debe a su gran

contenido de vitaminas y se la maneja como un producto de la cuarta gama (Maroto, 2000).

Es una especie anual que forma parte de la familia Compositae y tiene como nombre científico *Lactuca sativa L*. sus principales características se basan en que tienen un sistema de raíz columnar ramificado en abundancia, por las cuales las hojas se ubican formando un cogollo más o menos consistente y desarrollado (Barrios, 2004). Se la considera una planta fácil de cultivar, por lo que se ha escogido en este estudio.

4.9.1 Descripción botánica

La lechuga se considera una planta herbácea, anual y bianual, esta planta en su etapa juvenil contiene látex en sus tejidos, esta cantidad se ve reducida con su edad. Se conoce que las raíces que forman parte del sistema radicular principal de absorción está a una profundidad de 5 a 30 cm, así se conoce que la raíz principal puede llegar a medir hasta 1.80 m. esto explica su resistencia las condiciones de sequía.

La lechuga “tiene hojas lisas, apecioladas, arrosetadas, ovales, un poco gruesas, enteras y las hojas caulinares son semiamplexicaules, alternas, auriculado abrazadoras; el extremo puede ser redondo rizado”. Su color va del verde amarillo hasta el morado claro, de acuerdo al tipo de especie. Tienen un tallo pequeño que no tiende a ramificarse; sin embargo, cuando se exponen a altas temperaturas (mayor de 26 °C) y días largos (mayor de 12 horas) el tallo tiende a alargarse hasta 1.20 m de longitud, ramificándose el extremo y presentando en las puntas de las ramas terminales una inflorescencia.

Por todo esto, es así que la literatura consultada justifica la necesidad de llevar a cabo este proyecto experimental, que nos permite utilizar un sistema de producción agrícola que tiene gran importancia dentro de los avances de cuidado ecológico, económico y social. La importancia que le damos en este sentido se basa en la gran flexibilidad del sistema ya que existe la posibilidad de aplicarlo con éxito, bajo muy distintas condiciones y para diversos usos (García, 2007).

En la agricultura convencional del Ecuador actualmente se utilizan pesticidas prohibidos en el resto del mundo por su altísima toxicidad; al mismo tiempo se carece de los controles adecuados que aseguren el respeto a las normas vigentes en materia de sanidad vegetal. Un gran porcentaje de los alimentos que se consumen contienen elementos nocivos para la salud, entre ellos, las verduras y frutas son las más expuestas (Reyes, 2009).

Bajo las normativas que se implementan en la agricultura actual, la hidroponía aporta como beneficio a la sociedad, la mejora y conservación del medio ambiente, la oferta de productos alimenticios sanos y de alto valor nutritivo, como también ofrece grandes ventajas en producción y densidad poblacional de plantas siendo una excelente alternativa para mejorar los ingresos.

Este cambio, promovería las posibilidades de aplicación de la hidroponía en la producción de otro tipo de plantas, lo que fomentaría de alguna manera el concientizar a la población sobre cómo podemos mejorar nuestro estilo de vida sin productos sintéticos.

Los objetivos que fueron trazados en esta investigación, al mismo tiempo que proponen una alternativa al cultivo tradicional, junto con sus resultados pueden ser una fuente de consulta para aquellos que quieran implementarlo como sistema de producción amigable al ambiente. En este sentido se pueden generar opciones viables para aportar al desarrollo de métodos que mejoren el sistema de producción de varias plantas que se producen bajo sistemas de invernadero.

5. MATERIALES Y MÉTODOS.

5.1 Materiales Y Equipos

Campo

- Invernadero
- Tijera podadora
- Hojas de apuntes
- Lápiz
- Cámara digital

- Módulos hidropónicos

Laboratorio

- Botellones de algas unicelulares
- Plántulas de lechuga
- Baldes 20 lt
- Motores
- Difusores
- Mangueras
- Balanza digital
- Vasos plásticos
- Esponja
- Potenciómetro de campo
- Potenciómetro de laboratorio
- Conductímetro de campo
- Microscopio
- Cubre objetos
- Porta objeto
- Gradilla
- Tubos FALCON
- Calibrador digital

5.2 Metodología

Ubicación del sitio experimental

El experimento se llevó a cabo durante el período de octubre a diciembre de 2017, en un invernadero de la granja de la ECAA Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales, en la PUCE-SI, localizada en la Ciudad de Ibarra.



Figura 2. Invernadero de la granja experimental ECAA PUCE-SI.
Fuente: La autora.

Diseño experimental

DBCA: diseño de bloques completamente al azar

Unidades Experimentales: 12

Bloques: 3

Tratamientos a evaluar: 4

- T1: solución hidropónica común (TESTIGO).
- T2: solución hidropónica común + D1 (solución de algas baja) = 40 x 10^4 cél ml^{-1}.
- T3: solución hidropónica común + D2 (solución de algas media) = 80 x 10^4 cél ml^{-1}.
- T4: solución hidropónica común + D3 (solución de algas alta) = 120 x 10^4 cél ml^{-1}.

Tabla 1. *Grados de libertad del diseño experimental DBCA.*

FUENTES DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD
Total	11
Bloques	2
Tratamiento	3
Error experimental	6

Fuente: La autora

Diagrama del invernadero y tratamientos

Unidades Experimentales: 12

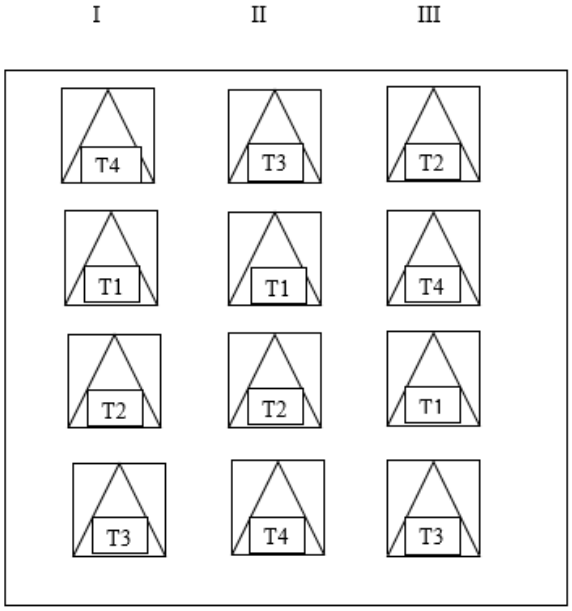
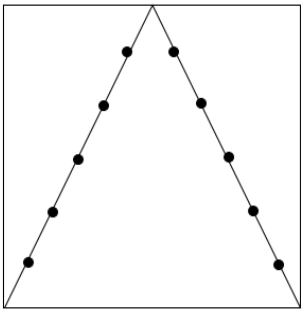
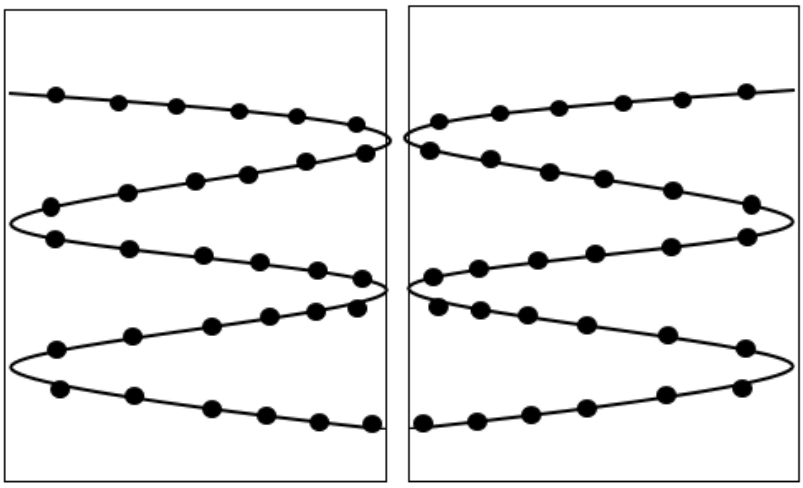


Figura 3. Diagrama del invernadero de la granja experimental PUCE-SI
Fuente: La autora.

Unidad experimental



VISTA ESTE VISTA OESTE



Número de plantas: 30 Número de plantas: 30

Número de filas: 5 Número de filas: 5

Figura 4. Vista de cada unidad experimental del sistema hidropónico
Fuente: La autora

Unidad experimental

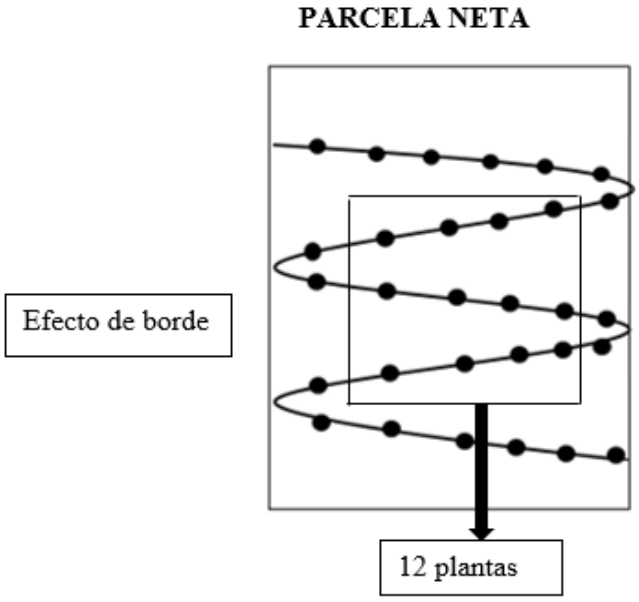


***Figura 5*.** Plantas requeridas para análisis de una unidad experimental.
Fuente: La autora.

Se tomaron las 12 plantas del lado oeste como del este, dándonos un total de 24 plantas en representación de la parcela neta de cada unidad experimental.

Técnicas: Evaluación de las variables

- pH: este parámetro fue medido todos los días con un potenciómetro que es un sensor utilizado en el método electroquímico para medir el pH de una disolución. La determinación de pH consiste en medir el potencial que se desarrolla a través de una fina membrana de vidrio que separa dos soluciones con diferente concentración de protones. En consecuencia, se conoce muy bien la sensibilidad y la selectividad de las membranas de vidrio durante el pH. El pH 6 a 7 es el óptimo en donde las algas unicelulares pueden sobrevivir y desarrollarse en el cultivo además que el agua de recirculación permite la producción de lechugas.
- Conductividad eléctrica: Este parámetro es medido diariamente, pues el Conductímetro o conductivímetro es un aparato que mide la resistencia eléctrica que ejerce el volumen de una disolución encerrado entre los dos electrodos.
- Salinidad: Cuando medimos la cantidad de sal en el agua, observamos cuánta concentración de sal está presente. Concentración es la cantidad (por peso) de sal que hay en el agua, y puede ser expresada en partes por millón (ppm).
- Absorbancia: Cuando un haz de luz incide sobre un cuerpo traslúcido, una parte de esta luz es absorbida por el cuerpo, y el haz de luz restante atraviesa dicho cuerpo. A mayor cantidad de luz absorbida, mayor será la absorbancia del cuerpo, y menor cantidad de luz será transmitida por dicho cuerpo.
- Sólidos disueltos: En el caso de medidas en soluciones acuosas, el valor de la conductividad es directamente proporcional a la concentración de sólidos disueltos, por lo tanto, cuanto mayor sea dicha concentración, mayor será la conductividad.
- Resistividad: Cuantifica la fuerza con la que se opone un material dado al flujo de corriente eléctrica. Una resistividad baja indica un material que permite fácilmente el movimiento de carga eléctrica.
- Conteo de algas: Con la ayuda del microscopio óptico se realizó el conteo diario de algas para determinar su crecimiento poblacional.

5.3 Procedimiento

5.3.1 Producción de microalgas

Inicialmente el desarrollo del proceso para el uso de microalgas en un sistema de cultivo se basó en la producción de la especie *Desmodesmus* mayoritariamente, este se realizó en botellones y paneles bajo recirculación de aire y añadiendo agua diariamente, bajo el mismo sistema de invernadero en donde se realizó toda la fase experimental, este proceso fue de gran importancia puesto que del cuidado y de la evaluación de su crecimiento dependía que exista la cantidad adecuada para que cumplan el requerimiento del proyecto y sobre todo que podamos producir esta especie desde una muestra mínima.



Figura 6. Producción de algas en botellones a nivel de invernadero.
Fuente: La autora.



Figura 7. Produ**cc**ión de algas en paneles a nivel de invernadero.
Fuente: La autora.

5.3.2 Instalación del sistema hidropónico

Para desarrollar el proyecto e instalar el cultivo de lechugas en el invernadero de la PUCE-SI, se dispuso el sistema preparado con módulos hidropónicos con instalación de tubos, mangueras y llaves para el paso de agua, además la identificación de los bloques y tratamientos en cada módulo.

Se distribuyeron 12 baldes de 20 litros conectados directamente a las llaves de paso de los tubos PVC, estos fueron conectados a un motor y difusor cada uno, esto para permitir la aireación y recirculación de agua, ya que este sistema de hidroponía además de ser indispensable para potenciar el uso de algas unicelulares en un cultivo de lechugas es además eficiente en la optimización del uso de agua debido que las bombas permiten la recirculación y reutilización del recurso durante todo el proceso de producción de lechugas.



Figura 8. Instalación del sistema hidropónico.
Fuente: La autora.

5.3.3 Adquisición de plantas de lechuga

Para lograr la instalación del cultivo mediante el sistema hidropónico se hizo la adquisición de pilones de lechugas (variedad crespa) de la empresa PIVILSA, con el fin de tener homogeneidad de las plántulas, mismas que fueron seleccionadas, lavadas cuidadosamente y colocadas en vasos plásticos con agujeros provistos de esponjas para retener las plántulas en los tubos y que estos no resbalen hacia su interior, cada planta fue colocada en el sistema

tomando en consideración que lo más importante es que las raicillas tengan contacto con la recirculación de agua, y esto permita la absorción que es lo indispensable para el desarrollo de las mismas.



***Figura 9*.** Adquisición de plantas.
Fuente: La autora.

5.3.4 Evaluación de variables

En la evaluación diaria de variables fue necesaria la utilización de diferentes instrumentos y aparatos de laboratorio mismos que se usaron durante un mes permitiendo la evaluación de las variables de control del cultivo hidropónico, en primera instancia fue necesaria la aplicación de Ácido Fosfórico (H_3PO_4) en el agua dispuesta para regular a un pH entre 6 y 7 que es el óptimo, donde se comenzó la medición con la ayuda de un potenciómetro de campo y con la opción de ir controlando su comportamiento con la aplicación gota a gota del ácido.

La toma de muestras se llevó a cabo de lunes a domingo a una hora determinada, preferentemente en la mañana, con la ayuda de tubos de centrífuga mismo que fueron etiquetados previamente según cada tratamiento, todo este procedimiento se llevó a cabo en el invernadero en donde se instaló el sistema hidropónico.

En esta etapa se evaluó también el consumo de agua desde el inicio hasta el final de la fase experimental, ya que existían diferentes factores que influyen

como la temperatura, la incidencia del sol y el nivel de producción cuando ya se colocaron las diferentes dosis de microalgas.

Una vez hecha la toma de datos a nivel del invernadero, los tubos fueron llevados al laboratorio para realizar la medición de todas las variables de control dispuestas, en donde se utilizó un potenciómetro de campo y uno de laboratorio HORIBA, un conductímetro marca EXTECH para variables como conductividad, sales, sólidos totales, resistividad, para la evaluación de absorbancia y porcentaje de transmitancia de cada uno de los tratamientos aplicados en los tanques de agua se usó el Espectrofotómetro (OPTIZEN).

Dado el caso se tomaron días específicos para evaluar también la cantidad de clorofila presente en las plantas en desarrollo y ver si existe alguna incidencia de la cantidad de microalgas colocadas en cada tratamiento con la ayuda de medidor de clorofila.



Figura 10. Evaluación diaria de variables.
Fuente: La autora.

5.3.5 Aplicación de soluciones nutritivas

Una vez establecido el sistema y controlado el pH optimo, al cuarto día se colocó la solución hidropónica común (FAO), es decir la solución A y la solución B. La solución A concentrada aporta a las plantas los elementos nutritivos que consumen en mayores cantidades y la solución B aporta los elementos que son requeridos por las mismas plantas y fundamentales, pero en menores cantidades.

Según la FAO:

Componentes de la solución A 1 litro:

- ✓ Fosfato mono amónico 34g
- ✓ Nitrato de calcio 208g
- ✓ Nitrato de potasio 110g

Componentes de la solución B ½ litro:

- ✓ Sulfato de magnesio 61,5g
- ✓ Sulfato de cobre 0,06g
- ✓ Sulfato de manganeso 0,31g
- ✓ Sulfato de zinc 0,15g
- ✓ Ácido bórico 0,78g
- ✓ Molibdato de amonio 0,0025g
- ✓ Quelato de hierro 6,25g

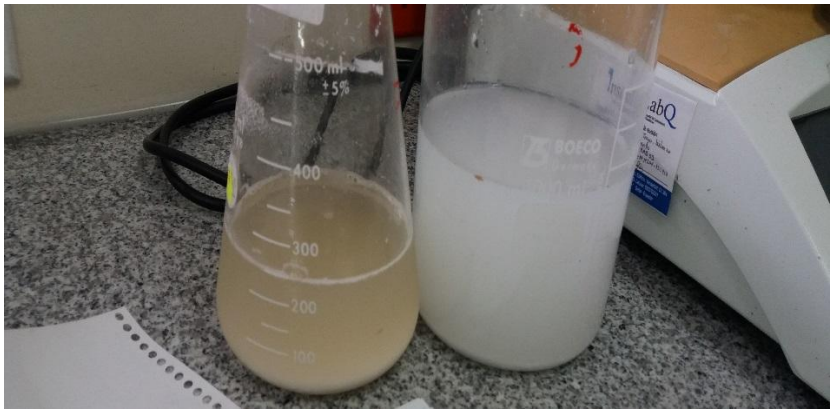


Figura 11. Aplicación de solución nutritiva.
Fuente: La autora.
.

5.3.6 Aplicación de microalgas (*Desmodesmus*)

Una vez adaptadas las plantas, el noveno día se procedió a colocar las dosis establecidas de solución de microalgas para cada uno de los tratamientos siendo los siguientes T1: D1 (testigo), T2: D2 + (solución de algas baja), T3: D3 + (solución de algas media), T4: D4 + (solución de algas alta). Una vez establecido el sistema con esta nueva atapa, se realizó el mismo proceso de evaluación de variables y posteriormente se realizó el conteo de algas unicelulares (*Desmodesmus*) con ayuda de un microscopio electrónico para observar la cantidad de microalgas presentes en cada tratamiento, esto se realizó pasando un día con el fin de constatar y asegurar la producción de esta especie dentro del sistema de recirculación.

Este procedimiento fue anotado y documentado diariamente para constatar, y una vez cumplido el tiempo establecido para el cultivo de lechuga, es decir un mes, viendo que existió el desarrollo normal y sin generar complicaciones con relación a lo experimentado.



Figura 12. Aplicación de microalgas vivas.
Fuente: La autora.

5.3.7 Cosecha

Finalmente las lechugas fueron cosechadas de manera que no se pierda el orden ni localización de su sitio, para proceder en este paso se aceptaron todas

las lechugas ubicadas al centro del sistema hidropónico llamándolas parcela neta, mientras que las que están localizadas alrededor de cada tratamiento fueron descartadas como efecto de borde, estas no fueron tomadas en cuenta debido a que las lechugas pudieron ser dañadas en el proceso de toma de muestras de agua, influencia del sol, entre otros factores, que pueden afectar a la evaluación de las demás plantas. Una vez retiradas las plantas del sistema hidropónico se las colocaron en una mesa de campo según el orden de sitio, tratamiento y bloques; y con la ayuda de un calibrador digital se procedió a tomar las medidas de cada planta según las variables establecidas de largo de raíz, largo de hoja y diámetro de tallo, con una balanza digital se tomaron los pesos de hoja y raíz, además que con la ayuda de una podadora se procedió a tomar muestras de raíz y hoja para posterior a la cosecha realizar la obtención de porcentaje de humedad y el valor de materia seca.



Figura 13. Cosecha de lechugas.
Fuente: La autora.

- **Diseño experimental y análisis estadístico**

Se utilizó un diseño experimental de bloques completamente al azar con 3 repeticiones en el programa de Excel, se hizo un análisis de varianza y comparaciones de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

5.4 Socialización.

La socialización del tema de investigación **"EVALUACIÓN DE SOLUCIÓNES DE MICROALGAS COMO BIOESTIMULANTE NATURAL EN EL CULTIVO**

HIDROPÓNICO DE LECHUGA (*Lactuca sativa*) EN LA PUCE-SI.” se llevó acabo el viernes 13 de abril del 2018, en la sala de audiovisuales del edificio 3 de la PUCE-SI

En esta exposición se dio a conocer a los estudiantes de quinto nivel de la carrera de ciencias agrícolas y ambientales conjuntamente con Docentes de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador sede Ibarra, cada uno de los parámetros de evaluación establecidos para este proyecto de investigación experimental, y por ende los resultados favorables obtenidos en relación al proceso de desarrollo y rendimiento del cultivo hidropónico en estudio.

Por lo tanto, se pudo dar a conocer todas las fases en las que se estudió nuestro proceso de cultivo y así afirmar cuál fue el mejor tratamiento de acuerdo a las condiciones del medio en el que se desarrolló el proyecto y también enfatizar en la importancia que tiene el aprovechar los recursos naturales para poder aportar a nuestro ambiente y al desarrollo sostenible.

De esta forma se concluyó el último de los objetivos que tenía como fin poner en conocimiento la evidencia del desarrollo del proyecto de investigación y proponer nuevas ideas para los estudiantes interesados en este tipo de actividades.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

6.1 RESULTADOS.

La instalación del sistema de hidroponía fue muy importante para la evaluación de tres dosis de algas unicelulares durante la producción y desarrollo de lechugas, las dosis de solución fueron las siguientes: Testigo, D1: (solución de algas baja), D2: (solución de algas media), D3 (solución de algas alta), se evidenció el crecimiento de cada tratamiento bajo la evaluación diaria de las variables y con la toma de datos se realizó la tabulación de cada resultado experimental.

La producción de algas unicelulares se manejó bajo el sistema de botellones y paneles, su mantenimiento se logró con la verificación diaria de circulación de agua, primero se realizó la adquisición de las plántulas, las cuales se colocaron en el sistema verificando que el agua con sus dosis llegaran a cada una de las raicillas de las plantas para posteriormente cosechar y evaluar las variables de control como; pH, Conductividad Eléctrica, Sólidos disueltos, Resistividad, Absorbancia, Porcentaje de T, Conteo de algas unicelulares y variables de cosecha siendo el Peso de raíz, Largo de raíz, Peso de hojas, Largo de hojas y Diámetro de tallo.

6.1.1 pH

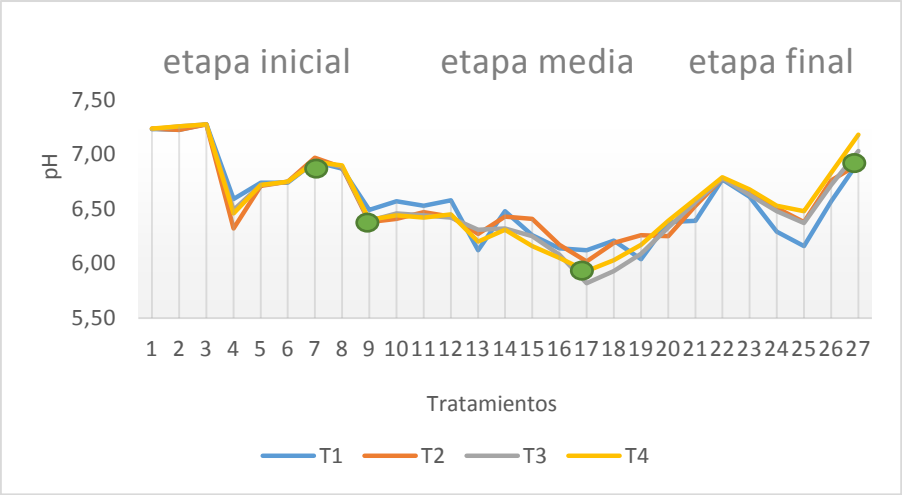


Figura 14. Evaluación de pH para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

El pH es una variable que pudo ser controlada en todas las etapas de la experimentación, se mantuvo en un rango de 6 a 7,3; en la etapa inicial el agua filtrada mantuvo un pH de 7,2 durante los tres primeros días de haber instalado el sistema hidropónico, en el día 4 se colocó la solución A y B para que las plántulas de lechuga tengan una mejor adaptación y por ende modificándose el pH a 6,3 al añadir el agua diariamente de acuerdo al consumo de la misma, una vez colocadas las soluciones de microalgas establecidas el día 9 en cada tratamiento se pudo observar en la fig.14 que el pH entre ellos tuvo diferencias y las microalgas se adaptaron fácilmente en este sistema, sin afectar el comportamiento de esta variable, en los dos puntos finales se volvieron a colocar las soluciones A y B con el fin de agregar nutrientes y mantener un equilibrio lo que significa que el pH es ligeramente ácido y el más óptimo es un pH neutro donde las algas unicelulares pueden sobrevivir y desarrollarse en el cultivo además que el agua de recirculación permite la producción de lechugas en estos rangos, siendo el más óptimo pH 7 tanto para las algas como para los tratamientos denominados testigos.

Etapa inicial

Colocación de nutriente

Tabla 2. *Análisis de varianza del pH en la etapa inicial de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,01	0,001		
BLOQUES.	2	0,003	0,001	3	
TRATAMIENTOS	3	0,003	0,001	1,78	ns
ERROR	6	0	0,001		
			CV	0,09%	

Fuente. La autora.

En la etapa inicial al realizar una aplicación de Ácido Fosfórico (H3PO4) para regular el pH y a su vez haber agregado la solución determinada por la FAO para cultivos hidropónicos en invernadero se pudo controlar y mantener estable este factor, como nos indica la Tabla 2, en donde no existe significancia entre los diferentes tratamientos.

Colocación de microalgas

Tabla 3. *Análisis de varianza del pH en la etapa de aplicación de microalgas*.

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,02	0,001		
BLOQUES	2	0,00	0,00	1,52	
TRATAMIENTOS	3	0,017	0,005	39,6	**
ERROR	6	0	0,0001		
			CV	0,05%	

Fuente: La autora.

Cuando fueron agregadas las diferentes dosis de microalgas en cada tratamiento se pudo evidenciar que la disminución del pH es altamente significativa, esto se debe a la presencia de los componentes de esta solución y la actividad que se empieza a generar al pasar los días con relación al testigo y a los otros tratamientos.

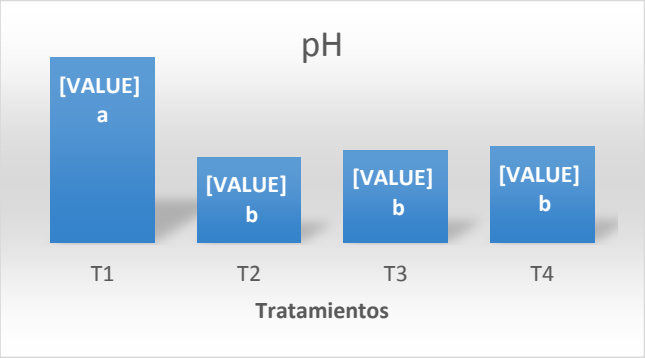


Figura 15. Prueba Tukey 5% en pH para 4 tratamientos aplicando microalgas.
Fuente: La autora.

Colocación de nutriente

Tabla 4. *Análisis de varianza del pH en la etapa media de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,07	0,006		
BLOQUES	2	0,00	0,00	0,08	
TRATAMIENTOS	3	0,05	0,001	9,29	*
ERROR	6	0,01	0,002		
			CV	0,18%	

Fuente: La autora.

Conforme pasaron los días producción de cultivo, se determinó que el pH de la solución de los tratamientos mantiene diferencias significativas entre sí, pero van aumentando en un rango normal u optimo al que se necesita para estas especies y este sistema.

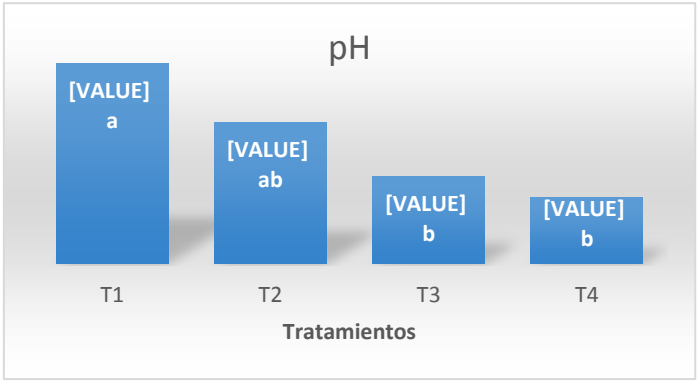


Figura 16. Prueba Tukey 5% en pH para 4 tratamientos aplicando nutriente.
Fuente: La autora.

Etapa final

Tabla 5. *Análisis de varianza del pH en la etapa final del ciclo.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,11	0,01		
BLOQUES	2	0,04	0,02	3,11	
TRATAMIENTOS	3	0,03	0,03	1,7	ns

ERROR	6	0,04	0,01		
			CV	0,28%	

Fuente: La autora.

En la etapa final podemos observar que no existe significancia o diferencia entre los tratamientos que contienen microalgas y el testigo, ya que han tomado valores similares en el último día de la experimentación por ciertos factores, como puede ser la muerte de las algas y disminución de sales.

6.1.2 CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA

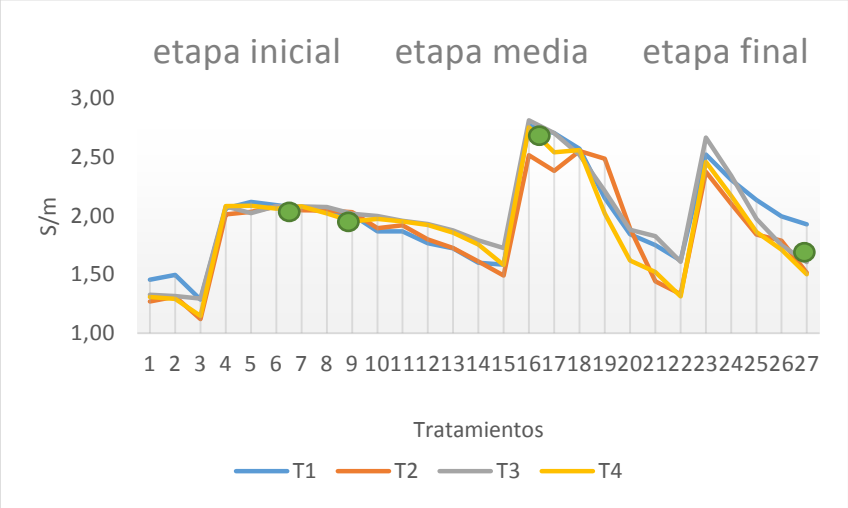


Figura 17. Evaluación de C.E. para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Los datos de conductividad eléctrica para las unidades experimentales nos demuestran que para todos los tratamientos hubo similitud en su comportamiento, manteniendo esta variable en un rango de 1,7 a 2,8 S/m dentro de toda la experimentación, destacando que cuando se colocó las soluciones de microalgas existió significancia entre los diferentes tratamientos, y por la presencia de la solución de nutrientes, en este caso lo importante era

mantener una conductividad baja a pesar de factores como la temperatura o nutrientes presentes, tomando en cuenta que para los 4 tratamientos las condiciones de solución no son las mismas, pero se pudo ver un comportamiento similar dentro de cada fase, mostrando que el agua de los tratamientos es muy dura ya que la solución de algas unicelulares tiene alto contenido de minerales como calcio y magnesio, por ende hubo momentos en los que la conductividad aumentaba por la presencia de estos metales.

Etapa inicial

Colocación de nutriente

Tabla 6. *Análisis de varianza de C.E. en la etapa inicial de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,01	0,00		
BLOQUES	2	0,00001	0,001	0,59	
TRATAMIENTOS	3	0,01	0,003	1,52	ns
ERROR	6	0,00	0,0001		
			CV	0,34%	

Fuente: La autora.

En la etapa inicial esta variable no presentó diferencias entre los 4 tratamientos en evaluación, puesto que se agregaron nutrientes y Ácido Fosfórico (H3PO4) para regular el pH a todos por igual, lo que permitió que todos los valores sean similares y se mantenga una conductividad baja.

Colocación de microalgas

Tabla 7. *Análisis de varianza de C.E. en la etapa de aplicación de microalgas.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,01	0,001		
BLOQUES	2	0,00	0,001	0,03	
TRATAMIENTOS	3	0,001	0,002	5,19	*
ERROR	6	0,00	0,0004		
			CV	0,27%	

Fuente: La autora.

En esta etapa existió diferencia con relación a los 4 tratamientos ya que en el testigo no se colocó las soluciones de microalgas, y la presencia de estas soluciones influenció en este proceso puesto que la conductividad fue disminuyendo, debido ciertamente al consumo de nutrientes.

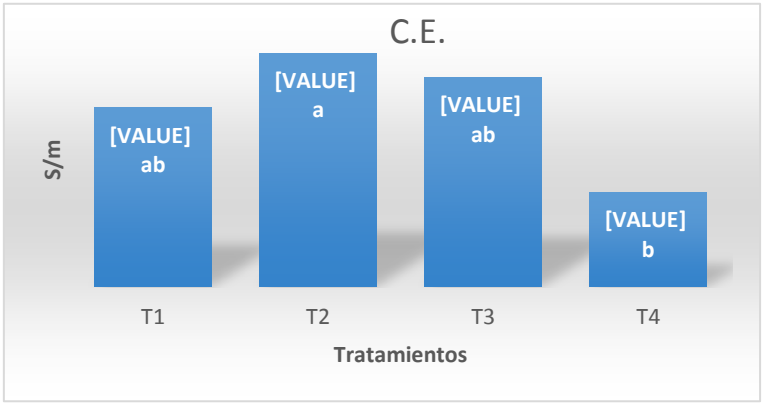


Figura 18. Prueba Tukey 5% en C.E. para 4 tratamientos aplicando microalgas.
Fuente: La autora.

Colocación de nutriente

Tabla 8. *Análisis de varianza de C.E. en la etapa media de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,20	0,02		
BLOQUES	2	0,06	0,03	1,38	
TRATAMIENTOS	3	0,01	0,004	0,19	ns
ERROR	6	0,13	0,02		
			CV	1,32%	

Fuente: La autora.

En esta etapa la conductividad tuvo un pequeño incremento debido a la agregación de nutriente en todos los tratamientos, pero ya no hubo diferencias

entre uno y otro, ya que era necesario incorporar nutriente para regular la solución de los mismos y proveer alimento para el cultivo.

Etapa final

Tabla 9. *Análisis de varianza de C.E. en la etapa final del ciclo.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,38	0,03		
BLOQUES	2	0,17	0,09	4,06	
TRATAMIENTOS	3	0,07	0,03	1,19	ns
ERROR	6	0,13	0,02		
			CV	2,02%	

Fuente: La autora.

Los datos de conductividad eléctrica para las unidades experimentales en la etapa final disminuyen de manera similar ya que el consumo de nutrientes por parte de las plantas de cultivo aumenta y la disponibilidad de los mismos se restringe, que es lo que se espera con relación a los días expuestos.

6.1.3 RESISTIVIDAD

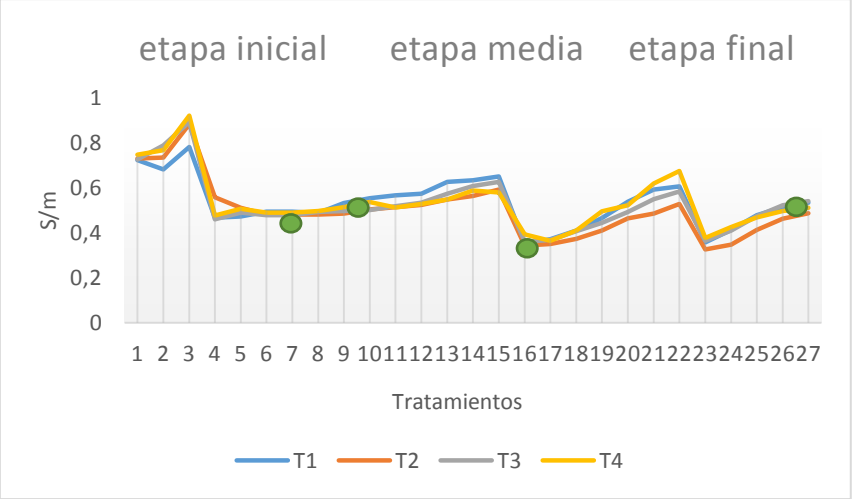


Figura 19. Evaluación de resistividad para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

En el análisis de Resistividad de los tratamientos se mantuvo rangos de resistividad de 0.30 a 0.9 S/m, puesto que cuando hubo presencia de la soluciones de microalgas se pudo observar una diferencia significativa entre los tratamientos en estudio, lo que significa que existen materiales en el agua que permiten el fácil movimiento de cargas eléctricas, ya que se encuentra la presencia de minerales y sales por acción de las microalgas que inciden en su calidad y por ende la resistividad tendía a disminuir en las fases en las que se colocaban nutrientes.

Etapa inicial

Colocación de nutriente

Tabla 10. *Análisis de varianza de resistividad en la etapa inicial de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,00	0,00001		
BLOQUES	2	0,00001	0,00001	0,13	
TRATAMIENTOS	3	0,0001	0,00001	1,36	ns
ERROR	6	0,00	0,00001		
			CV	0,33%	

Fuente: La autora.

En esta etapa al haber presencia de nutrientes y la misma cantidad en todos los tratamientos no se encuentran diferencias que alteren el comportamiento o los rangos en los que se encuentran inicialmente, por ende la resistividad disminuye y se puede determinar que el comportamiento en de los tratamientos es similar.

Colocación de microalgas

Tabla 11. *Análisis de varianza de resistividad en la etapa de aplicación de microalgas.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,00	0,0003		
BLOQUES	2	0,0001	0,0001	0,52	
TRATAMIENTOS	3	0,003	0,001	7,89	*
ERROR	6	0,00	0,0001		
			CV	0,58%	

Fuente: La autora.

En esta etapa la esta variable presentó diferencias significativas entre los tratamientos puesto que la presencia de las microalgas altera la composición del agua, por lo que conforme las plantas y las algas unicelulares consumen los minerales presentes aumentan la resistividad.

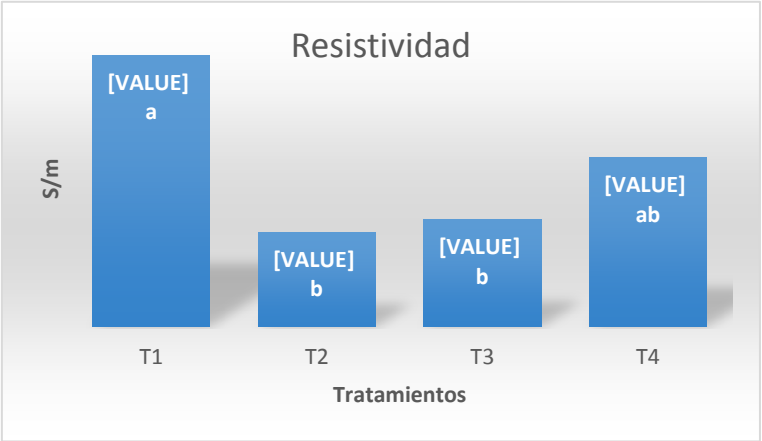


Figura 20. Prueba Tukey 5% en resistividad para 4 tratamientos aplicando microalgas.
Fuente: La autora.

Colocación de nutriente

Tabla 12. *Análisis de varianza de resistividad en la etapa media de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,02	0,0002		
BLOQUES	2	0,001	0,0003	1,22	
TRATAMIENTOS	3	0,02	0,01	0,24	ns
ERROR	6	0,00	0,0002		
			CV	1,21%	

Fuente: La autora.

En esta etapa cuando se vuelve a incorporar nutrientes de acuerdo a los requerimientos del cultivo, la resistividad del agua disminuye debido al

incremento de minerales en el agua, pero ya no se evidencias diferencias significativas en los tratamientos.

Etapa final

Tabla 13. *Análisis de varianza de resistividad en la etapa final del ciclo.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,12	0,01		
BLOQUES	2	0,06	0,03	3,93	
TRATAMIENTOS	3	0,02	0,01	0,70	ns
ERROR	6	0,04	0,01		
			CV	3,71%	

Fuente: La autora.

En la etapa final podemos determinar que la resistividad aumenta debido al consumo de los minerales disponibles en la solución de cada tratamiento, y que en todos hay similitud por lo que no hay diferencias significativas para los tratamientos en estudio en esta última fase.

6.1.4 SOLIDOS DISUELTOS TOTALES (SDT)

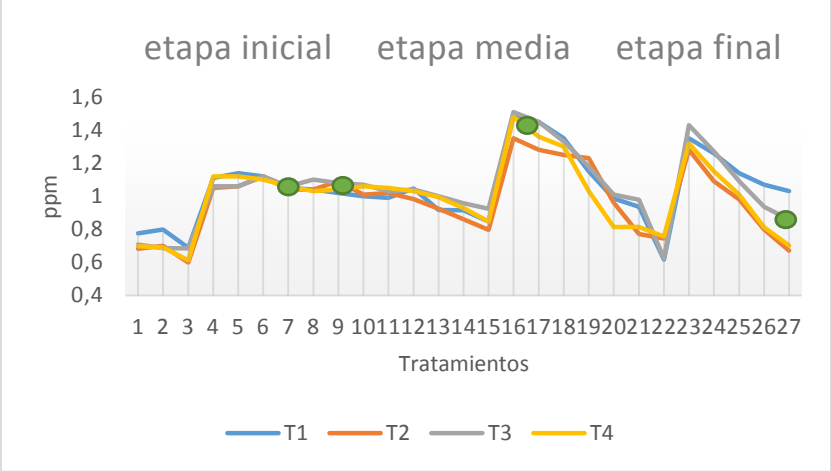


Figura 21. Evaluación de SDT para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

En la evaluación de SDT o sólidos disueltos de las unidades experimentales se han mantenido rangos de 0,9 a 1,5 ppm, ya que cuando se colocaron las

soluciones de microalgas para los tratamientos dispuestos se verificó una diferencia altamente significativa entre los mismo, lo que significa que los sólidos disueltos totales son altos por la presencia de moléculas y sólidos en suspensión ya que el agua utilizada para el sistema hidropónico permite altas concentraciones de minerales provenientes de las algas unicelulares.

Etapa inicial

Colocación de nutriente

Tabla 14. *Análisis de varianza de SDT en la etapa inicial de aplicación de nutriente*.

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,01	0,0001		
BLOQUES	2	0,0001	0,0001	1,18	
TRATAMIENTOS	3	0,002	0,001	0,65	ns
ERROR	6	0,01	0,001		
			CV	0,81%	

Fuente: La autora.

En esta primera etapa la concentración de solidos disueltos es la solución es baja ya que a pesar de haber nutrientes que han sido incorporados, las características para todos los tratamientos son similares.

Colocación de microalgas

Tabla 15. *Análisis de varianza de SDT en la etapa de aplicación de microalgas.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,02	0,001		
BLOQUES	2	0,0002	0,0001	0,35	
TRATAMIENTOS	3	0,02	0,01	17,1	**

ERROR	6	0,00	0,0003		
			CV	0,42%	

Fuente: La autora.

Cuando se colocó las microalgas a los tratamientos respectivos, se pudo ver claramente la diferencia existente entre los tratamientos en estudio, ya que en relación del testigo los otros tres tratamientos presentaron valores superiores y por ende la alta significancia.

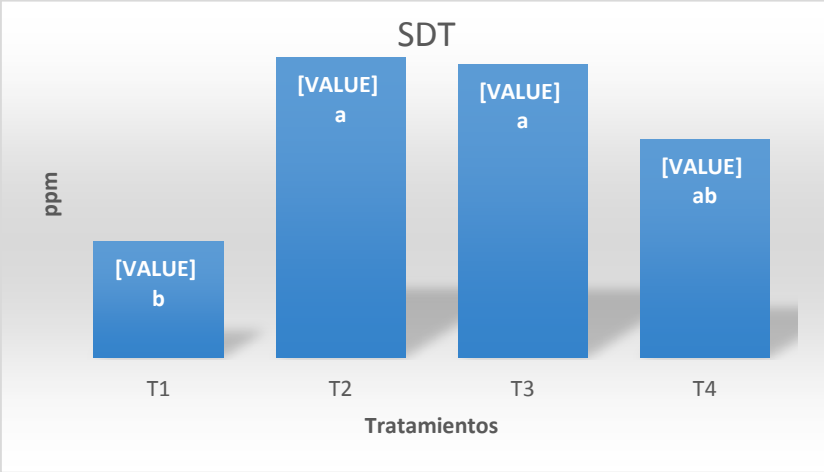


Figura 22. Prueba Tukey 5% en SDT para 4 tratamientos aplicando microalgas.
Fuente: La autora.

Colocación de nutriente

Tabla 16. *Análisis de varianza de SDT en la etapa media de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,06	0,01		
BLOQUES	2	0,02	0,01	1,49	
TRATAMIENTOS	3	0,003	0,001	0,19	ns
ERROR	6	0,04	0,01		
			CV	1,29%	

Fuente: La autora.

En esta siguiente etapa al incrementar una cantidad de nutrientes en todos los tratamientos y por la presencia de minerales se pudo observar que volvieron a tener similitud en sus valores y que, aunque todos aumentaron en la presencia de solidos disueltos mantuvieron un comportamiento muy similar.

Etapa final

Tabla 17. *Análisis de varianza de SDT en la etapa final del ciclo.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,21	0,02		
BLOQUES	2	0,10	0,05	3,87	
TRATAMIENTOS	3	0,03	0,01	0,70	ns
ERROR	6	0,08	0,01		
			CV	3,05%	

Fuente: La autora.

En la etapa final se puede determinar la disminución de solidos disueltos tanto por el consumo de minerales que realizan las plantas y también las microalgas, puesto que en esta fase la población de algas unicelulares tiende a disminuir.

6.1.5 SAL

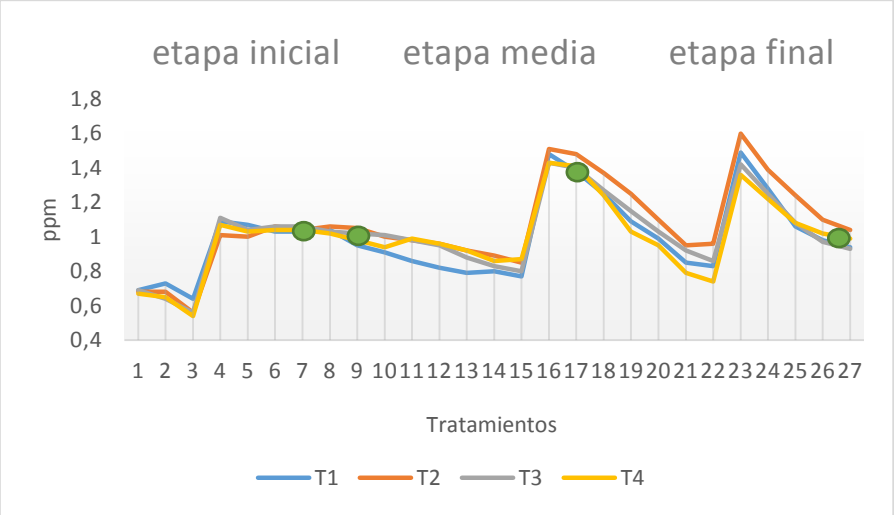


Figura 23. Evaluación de sal para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al evaluar la presencia de sales en las unidades experimentales se puede apreciar que al aplicar la solución nutritiva se mantienen valores muy similares en todos los tratamientos, y que cuando se aplica la solución de microalgas existe una diferencia significativa en cada tratamiento. Tomando en cuenta que los rangos de sales encontradas van de 0.8 a 1,4 ppm, lo que significa que el

agua de circulación del sistema hidropónico es de buena calidad debido a la concentración de sales, ya que, si hubiera un excedente de esta, el crecimiento de las plantas no sería efectivo ya que no existiría absorción.

Etapa inicial

Colocación de nutriente

Tabla 18. *Análisis de varianza de sal en la etapa inicial de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,00	0,0002		
BLOQUES	2	0,0001	0,0001	0,11	
TRATAMIENTOS	3	0,001	0,0003	1,6	ns
ERROR	6	0,00	0,0002		
			CV	0,37%	

Fuente: La autora.

En la etapa inicial, cuando se coloca la solución nutritiva se evidencia un incremento de los valores en todos los tratamientos como podemos observar en la fig. 5, aquí no existen diferencias entre los tratamientos ya que contienen cantidades similares de sales en su composición.

Colocación de microalgas

Tabla 19. *Análisis de varianza de sal en la etapa de aplicación de microalgas.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,02	0,001		
BLOQUES	2	0,0003	0,0001	0,33	
TRATAMIENTOS	3	0,01	0,004	9,64	*
ERROR	6	0,00	0,0004		

			CV	0,55%	

Fuente: La autora.

En la etapa en donde fueron colocadas las soluciones de microalgas es evidente la significancia que resulta entre cada tratamiento, puesta que en el testigo no hay presencia de las mismas, ya que al incorporarlas estas aumentan la cantidad de sales y minerales en la composición de la solución recirculante, lo que beneficia a la estimulación de consumo del cultivo, por lo que la cantidad de las mismas va disminuyendo.

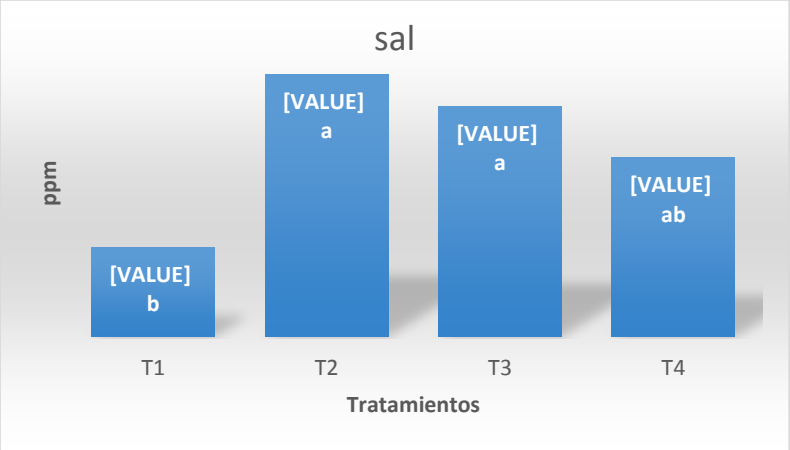


Figura 24. Prueba Tukey 5% en sal para 4 tratamientos aplicando microalgas.
Fuente: La autora.

Colocación de nutriente

Tabla 20. *Análisis de varianza de sal en la etapa media de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,04	0,003		
BLOQUES	2	0,02	0,01	2,41	
TRATAMIENTOS	3	0,001	0,001	0,18	Ns
ERROR	6	0,02	0,003		
			CV	1%	

Fuente: La autora.

Es esta etapa hay un incremento de los valores de la sal presente en la solución debido a la incorporación de la solución de nutrientes, esta vez este

incremento resulta en todos los tratamientos por lo que ya no se encuentran diferencias significativas y los tratamientos vuelven a tener valores similares.

Etapa final

Tabla 21. *Análisis de varianza de sal en la etapa final del ciclo.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,20	0,02		
BLOQUES	2	0,10	0,05	3,86	
TRATAMIENTOS	3	0,04	0,01	1,06	ns
ERROR	6	0,07	0,01		
			CV	3,03%	

Fuente: La autora.

En la última fase de análisis de esta variable se puede evidenciar que el nivel de sales de la solución ha disminuido y su disponibilidad no es la misma como consecuencia del consumo del cultivo y porque en los tratamientos con microalgas se determinó que estas también van disminuyendo o empiezan a morir.

6.1.6 ABSORBANCIA

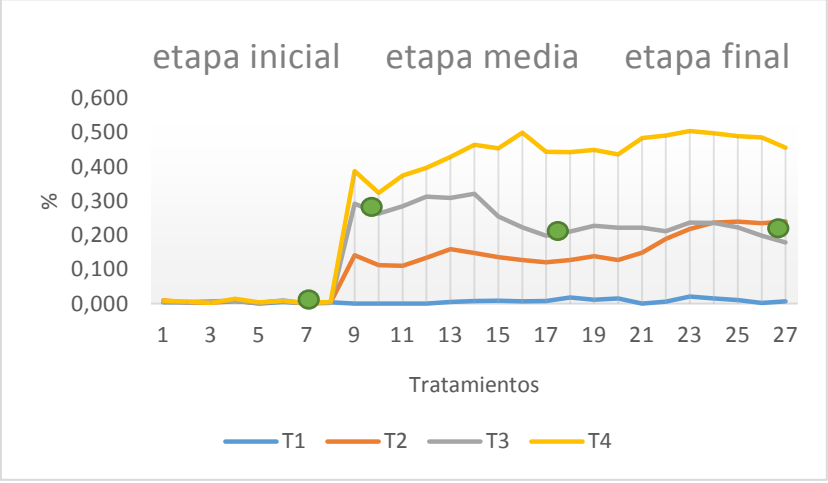


Figura 25. Evaluación de absorbancia para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al analizar los datos de absorbancia para los tratamientos presentes, en la etapa inicial hubo homogeneidad en sus valores, y cuando se aplicó las

soluciones de microalgas se puedo observar que hubo diferencias entre cada uno, esto por la cantidad dispuesta en cada uno de los tratamientos, lo que representa un valor altamente significativo en la aplicación de microalgas y nutriente, ya que los rangos de absorbancia van de 0,0 a 0,5%, lo que significa que la absorción ultravioleta-visible es relativamente baja y existe buena calidad del agua re circulante del sistema de hidroponía que permite medir las concentraciones de minerales y sales presentes. De este modo se aprecia que T1 el cual no posee dosis de algas el agua es transparente, mientras que T4 posee mayor cantidad de absorbancia debido que la dosis de algas es alta, detectando materia en suspensión en alta concentración por la producción de los microorganismos a través de los días.

Etapa inicial

Colocación de nutriente

Tabla 22. *Análisis de varianza de absorbancia en la etapa inicial de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,00001	0,00001		
BLOQUES	2	0,00001	0,00001	1,75	
TRATAMIENTOS	3	0,00001	0,00001	1,1	ns
ERROR	6	0,00001	0,00001		
			CV	26,9%	

Fuente: La autora.

En esta etapa inicial no existían diferencias entre los tratamientos dispuestos ya que la composición del agua de recirculación era la misma, con las mismas dosis de nutrientes, lo que nos permitió ver un comportamiento muy similar durante esta etapa.

Colocación de microalgas

Tabla 23. *Análisis de varianza de absorbancia en la etapa de aplicación de microalgas*.

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,28	0,03		
BLOQUES	2	0,001	0,001	1,58	

TRATAMIENTOS	3	0,28	0,09	271,7	**
ERROR	6	0,00	0,0003		
			CV	2,19%	

Fuente: La autora.

En esta etapa se evidenció la existencia de una diferencia significativa entre tratamientos, ya que la incidencia de las distintas dosis de microalgas influenció directamente en el comportamiento de cada tratamiento, y por ello la variabilidad de los valores obtenidos con relación a la materia en suspensión presente.

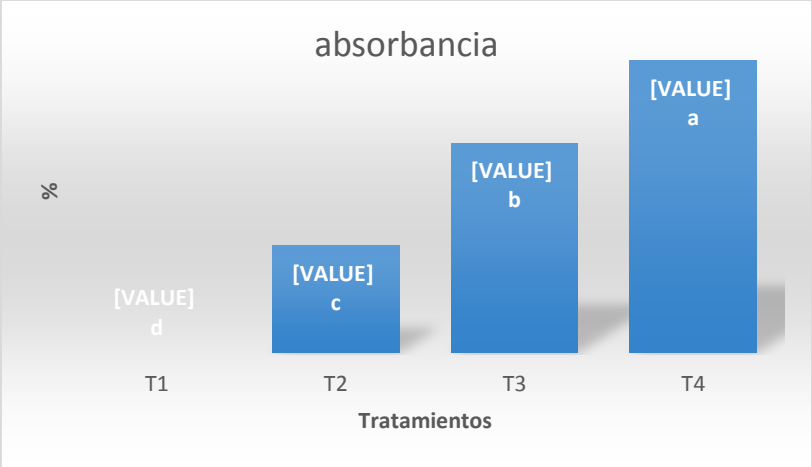


Figura 26. Prueba Tukey 5% en absorbancia para 4 tratamientos aplicando microalgas.
Fuente: La autora.

Colocación de nutriente

Tabla 24. *Análisis de varianza de absorbancia en la etapa media de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,31	0,03		
BLOQUES	2	0,01	0,002	0,76	
TRATAMIENTOS	3	0,29	0,10	26,25	**
ERROR	6	0,02	0,00		
			CV	7,23%	

Fuente: La autora.

En esta etapa se mantiene un comportamiento similar a la etapa anterior, porque aún existe una diferencia significativa con relación a las condiciones de

los tratamientos, ya que en el desarrollo de la población de microalgas incide también la aplicación de nutrientes y por ello el mantenerse los tratamientos con estas soluciones en equilibrio y con valores más elevados que el testigo.

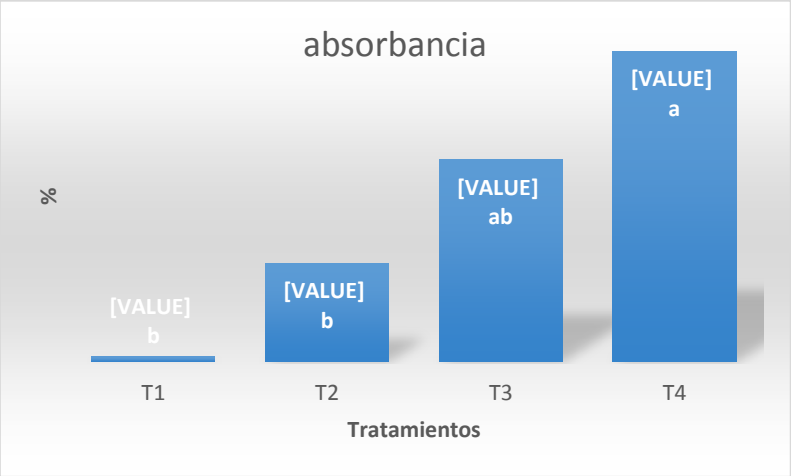


Figura 27. Prueba Tukey 5% en absorbancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes.
Fuente: La autora.

Etapa final

Tabla 25. *Análisis de varianza de absorbancia en la etapa final del ciclo.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	0,33	0,03		
BLOQUES	2	0,07	0,03	1,99	
TRATAMIENTOS	3	0,15	0,05	2,93	ns
ERROR	6	0,10	0,02		
			CV	18,6%	

Fuente: La autora.

En la etapa final del análisis de esta variable se pudo verificar la disminución de los valores de los tratamientos en cuanto la absorbancia, en esta fase ya no existen diferencias significativas puesto que el color de algunos tratamientos se aclara por la muerte de las microalgas y su disminución poblacional.

6.1.7 PORCENTAJE DE TRANSMITANCIA

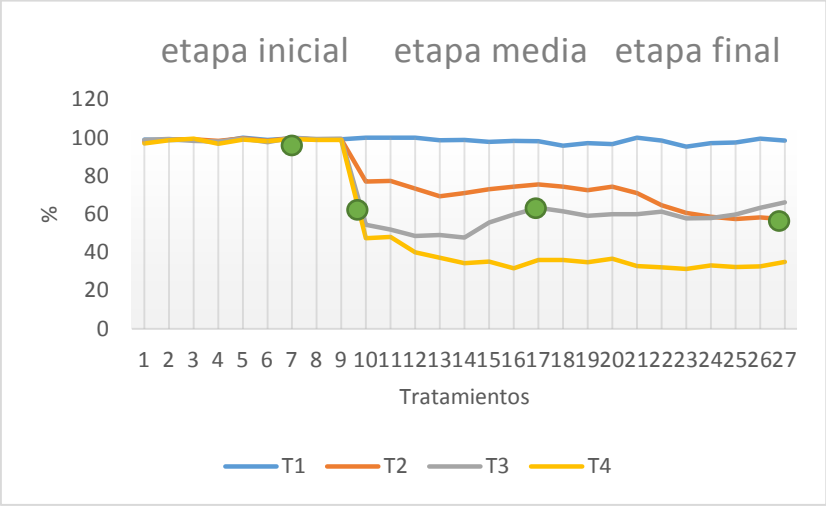


Figura 28. Evaluación de transmitancia para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al evaluar el porcentaje de transmitancia para cada una de las unidades experimentales se puede decir que existe un valor altamente significativo en la fase de microalgas y colocación de nutrientes posterior a esta, los rangos de transmitancia van de 36 a 100%, lo que significa que existe un porcentaje de luz adecuada para el agua de cada uno de los tratamiento, ya que como se puede apreciar T1 posee porcentaje de transmitancia mayor porque el agua es trasparente, mientras que T4 posee menor porcentaje ya que la transmitancia se relaciona con lo orgánico, es decir partículas suspendidas que absorben y se esparcen en la longitud de onda, siendo T1 el testigo y T4 alta dosis de algas, todo esto dado por la presencia y la producción de algas unicelulares al pasar de los días.

Etapa inicial

Colocación de nutriente

Tabla 26. *Análisis de varianza de transmitancia en la etapa inicial de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	16,7	1,42		
BLOQUES	2	9,6	4,8	8,23	
TRATAMIENTOS	3	2,57	0,86	1,47	ns
ERROR	6	3,5	0,58		
			CV	0,19%	

Fuente: La autora.

En esta etapa no existe diferencia significativa con relación a los tratamientos puesto que el agua se mantiene transparente ya que en la etapa de adaptación no hubo presencia de ninguna otra solución que afecte a esta variable, por lo que los valores se mantienen iguales y con el mismo comportamiento.

Colocación de microalgas

Tabla 27. *Análisis de varianza de absorbancia en la etapa de aplicación de microalgas.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	9,38	0,85		
BLOQUES	2	2,57	1,29	1,75	
TRATAMIENTOS	3	2,39	0,79	1,08	ns
ERROR	6	4,41	0,74		
			CV	0,22%	

Fuente: La autora.

En esta fase empiezan a variar los valores por incidencia de su coloración, en este momento no es tan evidente el cambio puesto que la producción de

microalgas inicia en esta fase y aunque no se encuentran diferencias significativas, es aquí cuando se empiezan a generar.

Colocación de nutriente

Tabla 28. *Análisis de varianza de transmitancia en la etapa media de aplicación de nutriente.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	6571,8	597,4		
BLOQUES	2	41,07	20,5	0,58	
TRATAMIENTOS	3	6317,2	2105,7	59,2	**
ERROR	6	213,57	35,6		
			CV	2,27%	

Fuente: La autora.

En esta etapa las microalgas han crecido exponencialmente por lo que la coloración del agua ha aumentado y por ende de acuerdo a la cantidad existente en cada tratamiento se ha evidenciado diferencias significativas entre ellos, esta variable se dispersa en cuanto a los valores de cada tratamiento y se relaciona directamente con la incidencia de materia orgánica presente en la solución.

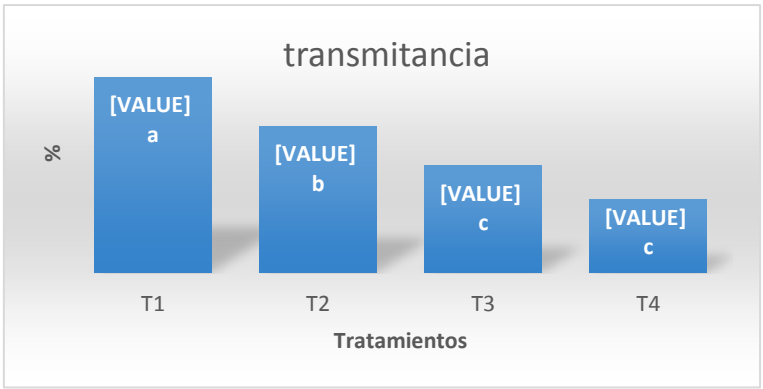


Figura 29. Prueba Tukey 5% en transmitancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes.
Fuente: La autora.

Etapa final

Tabla 29. *Análisis de varianza de transmitancia en la etapa final del ciclo.*

FV	GL	SC	CM	Fo	

TOTAL	11	6383,9	580,4		
BLOQUES	2	1298,8	649,4	2,44	
TRATAMIENTOS	3	3488,6	1162,9	4,37	ns
ERROR	6	1596,5	266,1		
			CV	5,76%	

Fuente: La autora.

En la etapa final los valores de cada tratamiento ya no representan mayor significancia puesto a que la materia orgánica o las microalgas van muriendo y en los últimos días hay menos incidencia de coloración por lo que, aunque no son iguales los tratamientos hay una disminución en cuento a su presencia.

6.1.8 CONSUMO DE AGUA

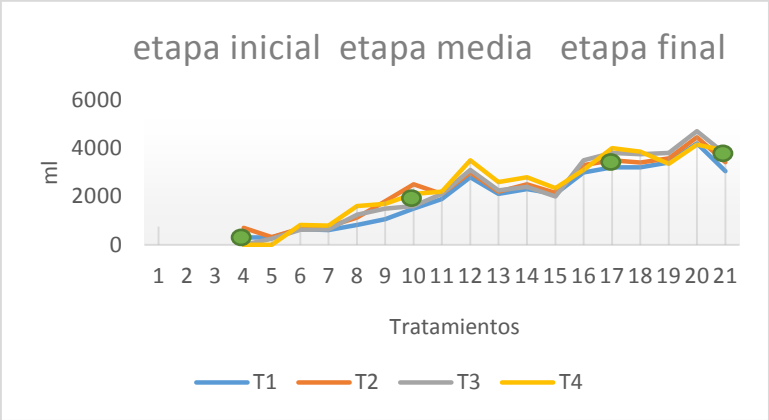


Figura 30. Evaluación de consumo de agua para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

El evaluar el consumo de agua podemos determinar que es altamente significativa la diferencia entre los tratamientos establecidos después de haber aplicado la solución de microalgas, los rangos de consumo varían de 0 a 4000 ml puesto que en la etapa inicial T1 tiende a no consumir porque no existe presencia de microalgas a diferencia de los demás tratamientos en los que se aplicaron las tres soluciones establecidas siendo T2: 1l, T3: 2l, T4: 3l, ya que estas empiezan a crecer exponencialmente por ello el aumento de microalgas hace que el consumo de agua vaya aumentando de acuerdo a este factor y también a la influencia de la luz solar y evaporación de agua, lo que incide en los diferentes días establecidos en el análisis.

Etapa inicial

Colocación microalgas

Día 9

Tabla 30. *Análisis de varianza de consumo de agua en el día 9.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	1007306,9	91573		
BLOQUES	2	29,17	14,58	1	
TRATAMIENTOS	3	1007190,3	335730	23,51	**
ERROR	6	87,5	14,58		
			CV	0,4%	

Fuente: La autora.

En esta atapa se pudo determinar que el consumo de agua es altamente significativo puesto que, tanto el cultivo de lechuga como las microalgas asimilan este recurso, dado que empiezan a reproducirse exponencialmente y su población aumenta en esta etapa alcanzando los 2000 ml de consumo promedio.

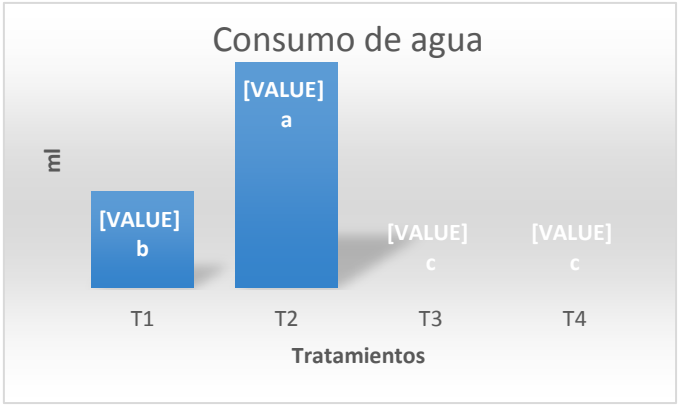


Figura 31. Prueba Tukey 5% en consumo de agua para 4 tratamientos día 9.
Fuente: La autora.

Día 15

Tabla 31. *Análisis de varianza de consumo de agua en el día 15.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	1988300	180755		
BLOQUES	2	1088850	529425	3,91	
TRATAMIENTOS	3	117233,3	39078	0,29	ns
ERROR	6	812217,7	135369		
			CV	6,1%	

Fuente: La autora.

En esta etapa cuando se volvió a agregar el nutriente común establecido, se pudo notar que el consumo de agua sigue aumentando y que el comportamiento de los tratamientos va siendo similar en cuanto a las cantidades aplicadas diariamente, por lo que ya no se encuentran diferencias significativas como se vio anteriormente.

Día 22

Tabla 32. *Análisis de varianza de consumo de agua en el día 22.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	1027291,7	93390		
BLOQUES	2	475416,7	237708	6,2	
TRATAMIENTOS	3	322291,7	107431	2,8	ns
ERROR	6	229583,3	38264		
			CV	1,46%	

Fuente: La autora.

En esta fase el consumo de agua sigue aumentando en todos los tratamientos con valores muy similares debido al incremento de algas vivas en las soluciones establecidas en cada tratamiento y en el testigo porque el cultivo asimila directamente este recurso, por lo que no se hallan diferencias significativas en esta etapa.

Día 26

Tabla 33. *Análisis de varianza de consumo de agua en el día 26.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	1632000	148364		
BLOQUES	2	651650	325825	62,2	**
TRATAMIENTOS	3	948933,3	316311	60,4	**
ERROR	6	31416,7	5236,1		
			CV	0,55%	

Fuente: La autora.

En la etapa final aparecieron nuevamente diferencias significativas puesto a que el consumo del testigo denominado T1 (sin microalgas) consume menos cantidades de agua, 3000ml aproximadamente solamente por el cultivo, en relación al T4 que fue agregado 3 litros de solución de microalgas, lo que incide directamente en esta variable, puesto que aunque es la etapa final hay mayor concentración de algas unicelulares consumiendo 4000ml de este recurso tanto por el cultivo como por la materia orgánica presente. En este caso también es importante mencionar la incidencia del sol que influye directamente en este sistema.

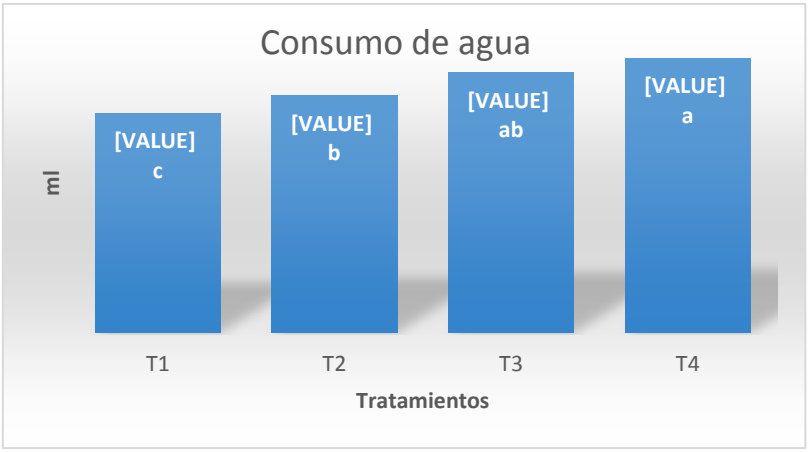


Figura 32. Prueba Tukey 5% en consumo de agua para 4 tratamientos día 26.
Fuente: La autora.

6.1.9 CRECIMIENTO DE MICROALGAS

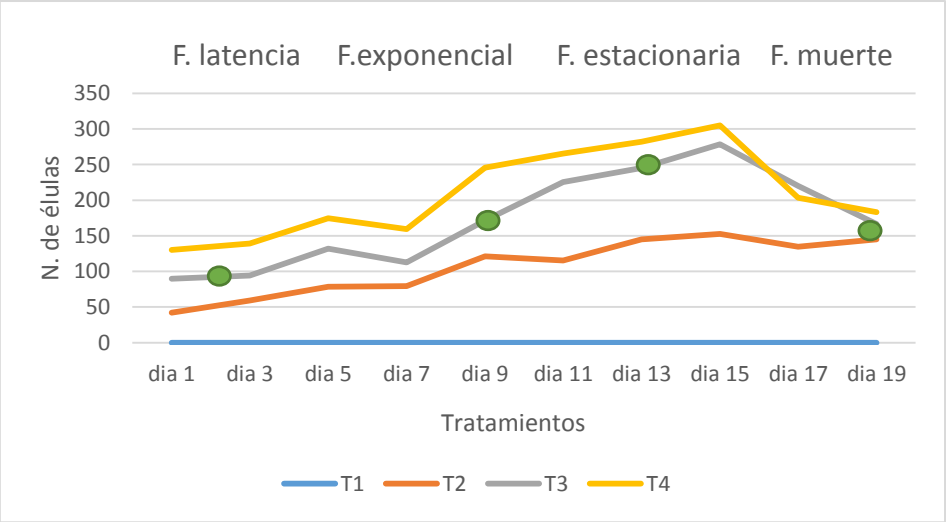


Figura 33. Evaluación de crecimiento de algas para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

El análisis del conteo de microalgas en toda la etapa de producción representa un valor altamente significativo con relación a la presencia de las misma en las soluciones de cada tratamiento, en un rango de crecimiento poblacional de 0u en T1 hasta 305 x 10^4 cél/ ml. en T4. Esto se da por la cantidad de material agregado en T2, T3 y T4, lo que incide directamente en la disponibilidad de minerales en la solución y por ende en la absorción de las plantas de lechuga.

Día 3 – fase de latencia

Tabla 34. *Análisis de varianza de conteo en la fase de latencia.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	21719,2	2701,7		
BLOQUES	2	6,8	3,4	0,23	
TRATAMIENTOS	3	29623,4	9874,5	665,4	**
ERROR	6	89,04	14,8		
			CV	1,33%	

Fuente: La autora.

Al realizar la prueba de significancia se pudo determinar que hubo diferencias altamente significativas en los tratamientos expuestos, ya que tomando en cuenta que en el testigo no se agregó ninguna dosis de microalgas es obvia la diferencia, pero también entre los tratamientos en los que fue colocada la

respectiva dosis se observó que, aunque tenían comportamientos similares en crecimiento sus valores no eran iguales.

Día 9 – fase exponencial

Tabla 35. *Análisis de varianza de conteo en la fase exponencial.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	81368,7	7397,2		
BLOQUES	2	1655,8	827,9	7,3	*
TRATAMIENTOS	3	79036,4	26345,5	233,6	*
ERROR	6	676,5	112,8		
			CV	2,2%	

Fuente: La autora.

En esta fase tenemos valores con significancia, esto debido a que en el T4 el crecimiento poblacional tuvo valores mayores pero un comportamiento similar, en donde la fase exponencial se mantuvo en los 3 tratamientos que contienen microalgas.

Día 13 –fase estacionaria

Tabla 36. *Análisis de varianza de conteo en la fase estacionaria.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	109054,8	9914,1		
BLOQUES	2	5649,5	2824,8	6,1	*
TRATAMIENTOS	3	100614,8	33538,3	72,1	*
ERROR	6	2790,5	465,1		
			CV	3,9%	

Fuente: La autora.

En la fase estacionaria podemos decir que T4 duro menos días y no tuvo el mismo comportamiento a diferencia de los T2 y T3 en donde esta fase tuvo más días de permanencia.

Día 19- fase de muerte

Tabla 37. *Análisis de varianza de conteo en la fase exponencial.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	59575,1	5415,9		
BLOQUES	2	9902,4	4951,2	7,5	*
TRATAMIENTOS	3	45737,7	15245,9	23,2	*
ERROR	6	3934,9	655,8		
			CV	6,2%	

Fuente: La autora.

En la fase de muerte podemos ver que existe significancia, lo que nos indica que a pesar de haber reducción de la cantidad de microalgas, T2 tiene una permanencia más duradera que los otros dos tratamientos, por ende, esta etapa para T3 y T4 más rápida.

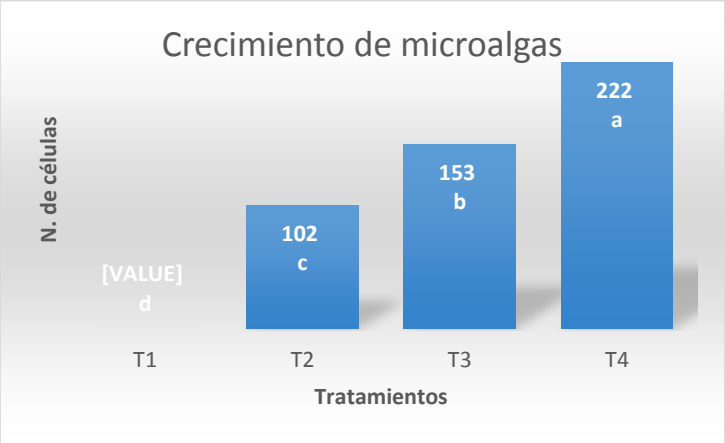


Figura 34. Prueba Tukey 5% en crecimiento de algas para 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

6.1.10 ÍNDICE DE CONCENTRACIÓN CLOROFILA EN PLANTAS

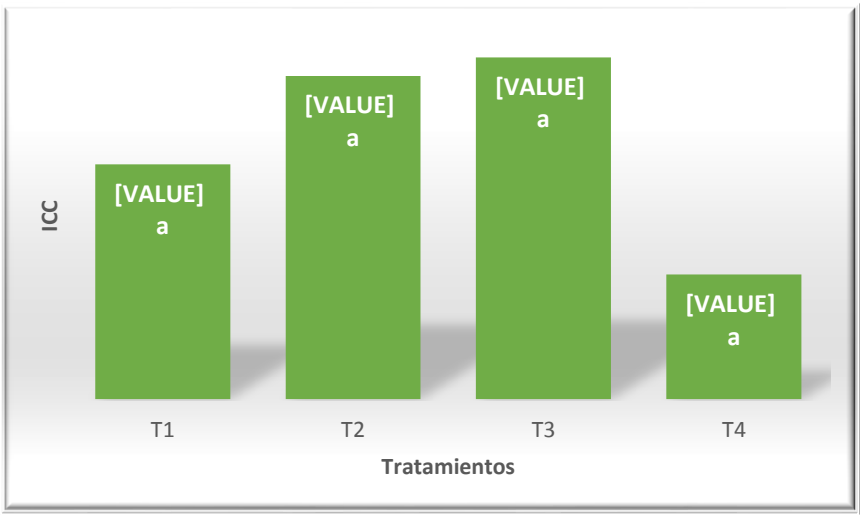


Figura 35. Prueba Tukey 5% en evaluación de clorofila en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al evaluar el índice de concentración de clorofila en cada tratamiento durante la etapa de producción de lechugas se determinó que la diferencia no es significativa con relación a la presencia microalgas vivas en cada tratamiento, esta variable se mantuvo en un rango de 29,5 a 30,1 por lo que no se evidenció una diferencia amplia al aplicar las diferentes soluciones de microalgas en los tratamientos dispuestos.

Tabla 38. *Análisis de varianza del índice de clorofila.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	15,32	1,39		
BLOQUES	2	10,52	5,26	7,64	
TRATAMIENTOS	3	0,66	0,22	0,32	ns
ERROR	6	4,13	0,69		
			CV	2,8%	

Fuente: La autora.

Como se puede apreciar los valores obtenidos en los análisis de la prueba de significancia con relación a la cantidad de clorofila presente, no demuestran que haya alteraciones en las plantas obtenida en nuestro cultivo y que su proceso de fotosíntesis se ha llevado a cabo de forma correcta, lo que nos indica que existe relación y equilibrio de esta variable en todas las plantas.

6.1.11 MATERIA SECA HOJA

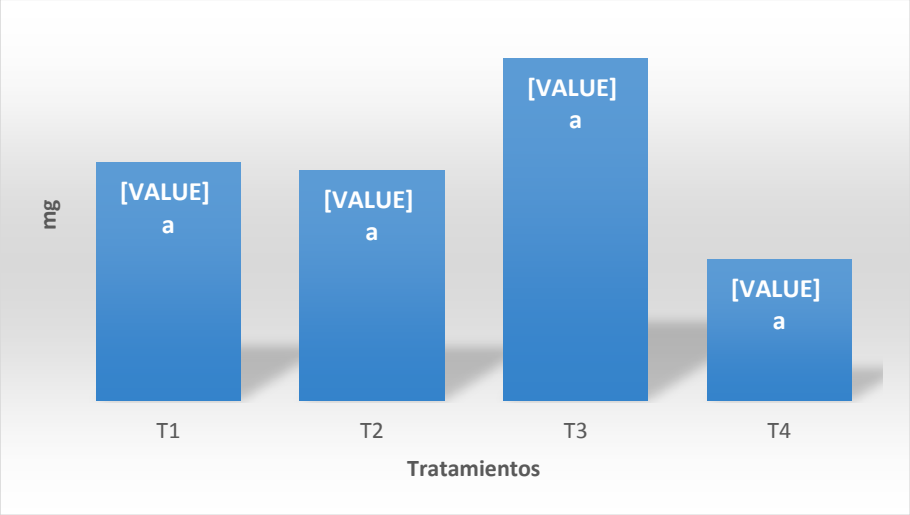


Figura 36. Prueba Tukey 5% en evaluación de materia seca hoja en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al evaluar materia seca en las hojas de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor no significativo de los 4 tratamientos, en un rango de 5,3mg y 6,4mg, lo que determino que no existe diferencia entre los tratamientos y que la biomasa de las hojas de todas las unidades experimentales analizadas tiene proporciones similares.

Tabla 39. *Análisis de varianza de materia seca hoja.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	9,67	0,88		
BLOQUES	2	2,99	1,49	1,62	
TRATAMIENTOS	3	1,13	0,38	0,41	ns
ERROR	6	5,54	0,92		
			CV	4,27%	

Fuente: La autora.

En el análisis de la significancia podemos ver que los valores son similares y que no existe diferencia con relación a los tratamientos establecidos.

6.1.12 MATERIA SECA RAIZ

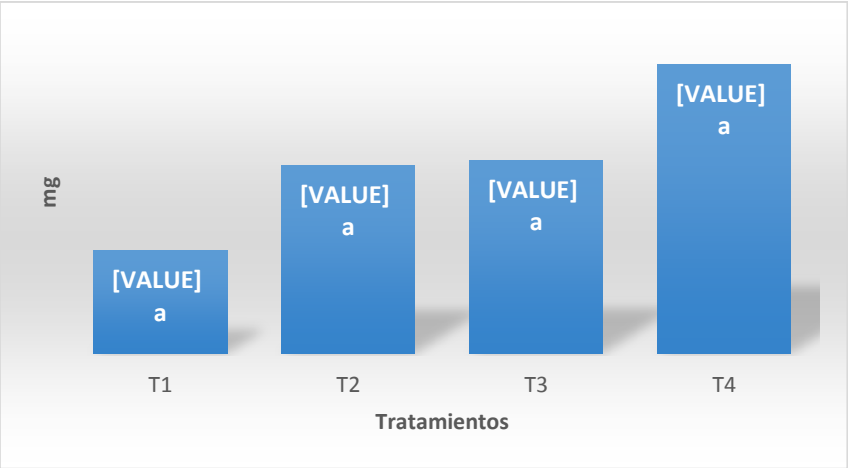


Figura 37. Prueba Tukey 5% en evaluación de materia seca raíz en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al evaluar materia seca en la raíz de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor no significativo de los 4 tratamientos establecidos, con valores en un rango de 5,2 y 6mg, lo que determino que no existe diferencia entre los tratamientos y que la biomasa de las raíces en estudio tiene proporciones parecidas.

Tabla 40. *Análisis de varianza de materia seca raíz*.

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	5,06	0,46		
BLOQUES	2	0,49	0,25	0,5	
TRATAMIENTOS	3	1,63	0,54	1,1	ns
ERROR	6	2,94	0,49		
			CV	2,98%	

Fuente: La autora.

Al realizar el análisis de materia seca podemos determinar que no hay diferencias entre los tratamientos en estudio ya que los valores obtenidos son similares.

Con los datos obtenidos con relación al diámetro del tallo, peso raíz, largo raíz, peso hoja y largo hoja se han tomado 12 plantas en estudio de cada tratamiento, una vez que se eliminó el margen de error o efecto de borde; y de

estas se tomaron 7 plantas al azar para su evaluación, con los que se procedió a realizar los análisis.

6.1.13 DIAMETRO TALLO

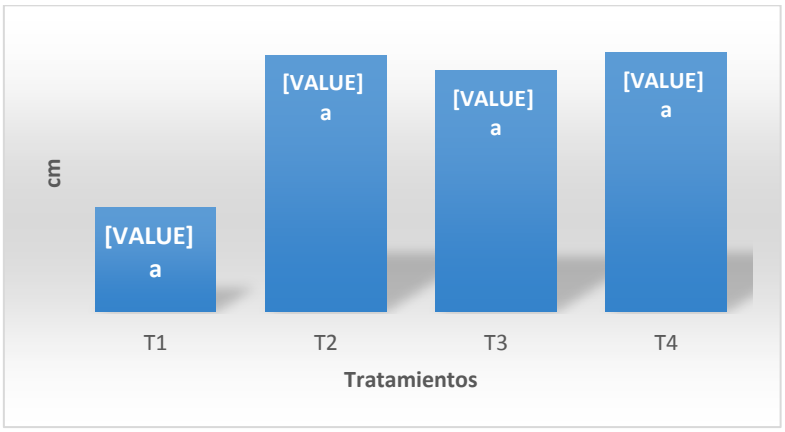


Figura 38. Prueba Tukey 5% en evaluación de diámetro tallo en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al evaluar el diámetro del tallo de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor no significativo de los 4 tratamientos, obteniendo en T1: 5,93; T2: 6,70; T3: 6,62 y T4: 6,71; lo que determinó que no existe diferencia de diámetro de tallo entre los diferentes tratamientos, puesto que las microalgas no alteran o aumentan los valores comunes en el desarrollo del tallo.

Tabla 41. *Análisis de varianza de diámetro tallo*.

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	4,34	0,39		
BLOQUES	2	2,3	1,15	8,86	
TRATAMIENTOS	3	1,26	0,42	3,23	ns
ERROR	6	0,78	0,13		
			CV	5,56%	

Fuente: La autora.

En la tabla 41, podemos verificar que no hubo diferencias significativas entre los tratamientos propuestos, pero si se evidencia en la fig. 26 que el que tuvo menor desarrollo es el T1, y que el diámetro de los demás tratamientos que

tienen la presencia de microalgas, como estimulante natural en este cultivo, tienen valores mínimamente más altos.

6.1.14 PESO RAIZ

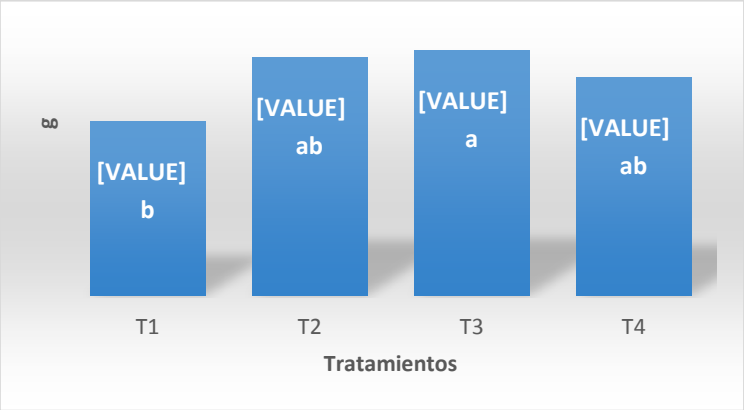


Figura 39. Prueba Tukey 5% en evaluación de peso raíz en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Podemos observar en la fig. 27 que no existe similitud entre los valores de los tratamientos, en este caso T1: 5,23g con los siguientes T2: 7,16g; T3:7,37g; T4:6,56g; por lo que se encontró diferencias significativas en esta variable enfatizando en que, si el peso de la raíz es mayor, mejora su capacidad de absorción de nutrientes disponibles.

Tabla 42. *Análisis de varianza de peso raíz.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	19,31	1,76		
BLOQUES	2	7,75	3,88	7,22	*
TRATAMIENTOS	3	8,33	2,78	5,17	*
ERROR	6	3,22	0,54		
			CV	11,1%	

Fuente: La autora.

Al evaluar el peso de raíz de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor significativo, en los tratamientos establecidos obteniendo 5,2 y 7,3g, con un coeficiente de variación de 11,1%, lo que determinó que si existe diferencias en entre los diferentes tratamientos.

6.1.15 LARGO RAIZ

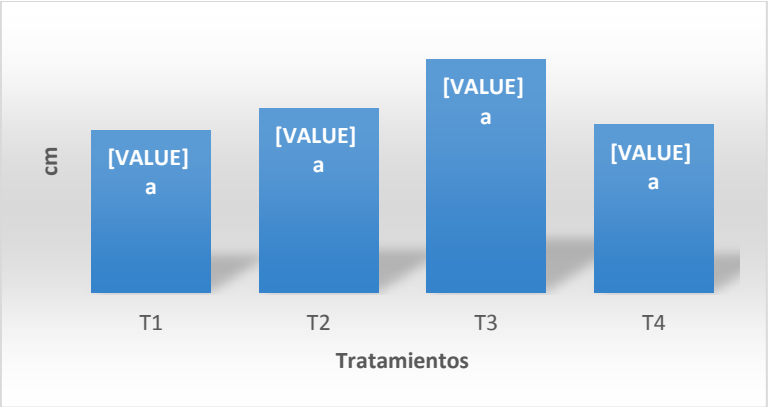


Figura 40. Prueba Tukey 5% en evaluación de largo raíz en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

En el análisis de la variable de largo de raíz, podemos ver que no todos los valores son iguales, y que no existen diferencias significativas entre tratamientos, en este caso el T1 es muy semejante al T4, a pesar de que la composición de las soluciones en las que se desarrollaron son diferentes, en el caso de T2 se observa que el valor aumenta mínimamente, y que en T3 podemos ver que hay un aumento aun mayor, pero con relación a los valores esperados no existe diferencia significativa.

Tabla 43. *Análisis de varianza de largo raíz.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	626,9	58		
BLOQUES	2	137,4	68,7	1,51	
TRATAMIENTOS	3	217,1	72,4	1,59	ns
ERROR	6	272,4	45,4		
			CV	23,6%	

Fuente: La autora.

Al evaluar el largo de raíz de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor no significativo en los tratamientos establecidos, en un rango de 24 y 36cm y con un coeficiente de variación del 23,6%, lo que determino que no existen diferencias en el largo de raíz entre los diferentes tratamientos.

6.1.16 PESO HOJA

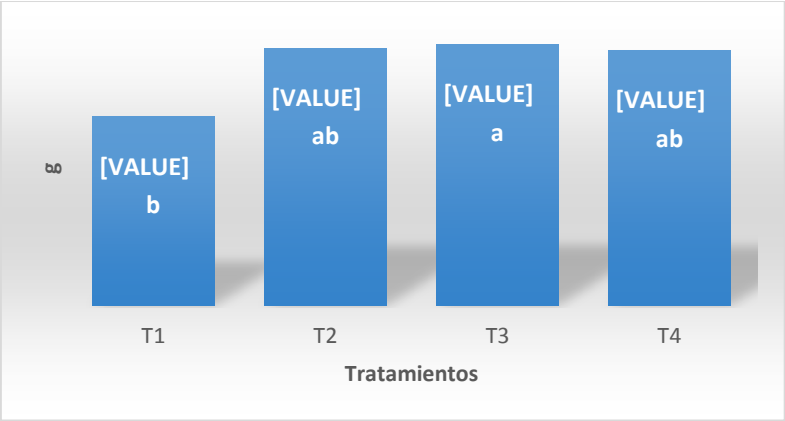


Figura 41. Prueba Tukey 5% en evaluación de peso hoja en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

Al evaluar los valores de peso de hoja de las unidades experimentales presentes en cada tratamiento establecido, se pudo evidenciar que existen diferencias significativas entre los mismos, ya que T1 que es el testigo presentó un valor de 34,3g; a diferencia de los tratamientos T2 con 46,75; T3 con 47,42 y T4 con 46,32, que son los que presentan soluciones de microalgas como bioestimulante natural, siendo así que decimos que, si el peso de la hoja es mayor, su rendimiento mejora.

Tabla 44. *Análisis de varianza de peso hoja.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	712,8	64,8		
BLOQUES	2	242,6	121,3	6,34	*
TRATAMIENTOS	3	355,3	118,4	6,19	*
ERROR	6	114,8	19,14		
			CV	10%	

Fuente: La autora.

Al evaluar el peso de hoja de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor significativo en los tratamientos establecidos, en un rango de 34 y 47g, lo que determino que, si existe diferencias en el peso de hoja entre los diferentes tratamientos, y que los que obtuvieron mejores resultados fueron en los que se incorporó la solución de microalgas vivas.

.

6.1.17 LARGO HOJA

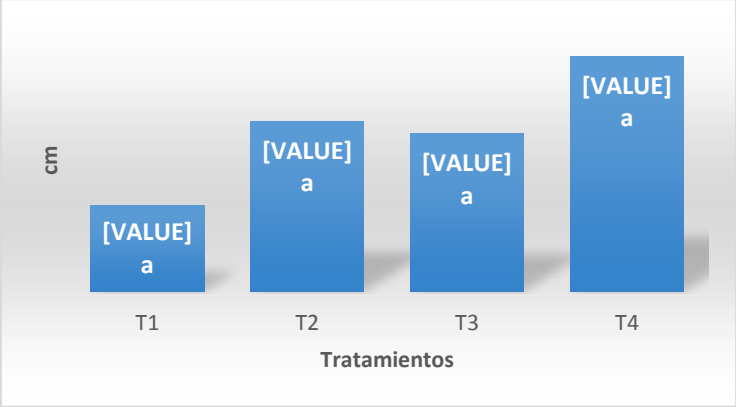


Figura 42. Prueba Tukey 5% en evaluación de largo hoja en 4 tratamientos.
Fuente: La autora.

En el análisis de largo de hoja como variable de control no encontramos diferencias significativas puesto que T1, T2, T3 y T4 mantienes valores muy similares, fig. 17, es decir que no existe ninguna influencia ante la presencia de algas vivas, con relación a la altura de las plantas ya que esta esta mayormente influenciada por la luz solar.

Tabla 45. *Análisis de varianza de largo hoja.*

FV	GL	SC	CM	Fo	
TOTAL	11	55,8	5,07		
BLOQUES	2	38,3	19,13	7,95	
TRATAMIENTOS	3	3,03	1,01	4,76	ns
ERROR	6	14,45	2,41		
			CV	5%	

Fuente: La autora.

Al evaluar el largo de hoja de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor no significativo en los tratamientos establecidos, en un rango de 30cm y 31,7cm, con un coeficiente de variación de 5%, lo que determino que no existen diferencias en el largo de hoja entre los diferentes tratamientos.

6.2 DISCUSIÓN.

En la presente investigación de acuerdo a los resultados que hemos obtenido con relación a los datos de cada tratamiento podemos decir que la hipótesis planteada al inicio de la experimentación es aceptada, debido a que los valores de las variables que fueron tomadas en cuenta como indicadores de diferencias entre tratamientos nos han permitido determinar que los tratamientos en los que se incorporaron soluciones de algas vivas como bioestimulante natural en el cultivo hidropónico de lechuga han dado mejores resultados en cuanto a su rendimiento.

Como sabemos el crecimiento de las microalgas en la naturaleza o en un medio de cultivo tienen que ver con factores que actúan directamente sobre el comportamiento de los mismos en este caso ciertas variables detalladas a continuación.

6.2.1 Comportamiento de pH

Esta variable de control que es el pH se logró mantener un rango de 6 a 7 con lo que se obtuvo buenos resultados, según registros de la FAO (2009), el pH se mantiene en un rango óptimo de 6 a 8 para las microalgas, esto se debe a que se favoreció la absorción de cationes como el Ca++ y K+. Canavas (1999), menciona que al tener pH altos se ve reducida la absorción de aniones, además de que la planta cuando absorbe cationes libera iones OH, lo que alcaliniza el medio y por tanto los drenajes tienden a aumentar su pH.

La disponibilidad de nutrientes varía de acuerdo al pH de la solución nutritiva, por eso es recomendable mantenerlo dentro de un rango que va de 5.5 a 7 en el cual los nutrientes están disponibles para la planta.

6.2.2 Comportamiento de conductividad y resistividad eléctrica

La conductividad eléctrica en este caso se mantuvo lo más baja posible, en un rango de 1,7 a 2,8 S/m aproximadamente dado que en las etapas establecidas se colocó una determinada cantidad de solución nutritiva lo que permitía que este valor aumente por la presencia de sales y conforme pasaban los días este valor disminuía puesta al nivel de absorción que había en el sistema. La disminución de la CE de la solución nutritiva en el tratamiento de hidroponía profunda, se debió a que en este sistema el agua que se perdía por el consumo de las plantas, era sustituida constantemente con agua pura (sin fertilizantes) para mantener un volumen constante en el contenedor como lo menciona (Castellano, 2004).

El autor Van der Boon (1998), encontró que la conductividad eléctrica en la solución nutritiva que permite un mayor rendimiento en el cultivo de lechuga oscila entre 1.6 a 2.13 S/m, que coincide con los valores de la solución que se manejó en el tratamiento de hidroponía del presente estudio. (Barrios, 2004)

La mayor absorción nutrimental para cultivo de lechuga en condiciones de hidroponía, se da cuando la conductividad eléctrica en la solución tiene valores que oscilan entre 1.5 a 1.8 S/m, ya que la presión osmótica que ejerce la raíz bajo estas condiciones, favorece una mayor absorción de nutrimentos. (Hadid, 1996)

En el caso de la resistividad eléctrica sabemos que es la inversa a la conductividad, por ello podemos decir que en nuestra investigación mantuvimos inicialmente una resistividad 0,9 S/m, pero con la adición de nutrientes y microalgas esta disminuyo hasta 0,3 S/m puesto que había presencia de materiales conductores.

6.2.3 Comportamiento de sólidos totales y sales

Los sólidos disueltos y las sales, que fueron evaluadas en esta experimentación para mantener las condiciones adecuadas para el medio de cultivo, se mantuvieron en rangos de 0,8 a 1,5 ppm, que según Martínez (2010) “el crecimiento de una microalga es el resultado de una interacción e

interrelación de diversos factores: biológicos, físicos y químicos". Los factores físicos y químicos influyen de manera importante este proceso, por lo que es muy importante analizar el factor de la luz, la disponibilidad de nutrientes y salinidad.

6.2.4 Absorbancia y transmitancia

La absorbancia y transmitancia son otros factores que debieron ser evaluados, en esta experimentación pudimos determinar que la absorbancia inicialmente se mantuvo en 0% puesto que no existía presencia de ningún material en suspensión, pero una vez dispuestas las diferentes dosis de soluciones de algas conforme se cumplía el ciclo se observó que llego hasta a 0,5% lo que significa que la absorción ultravioleta-visible es relativamente baja y existe buena calidad del agua recirculante del sistema de hidroponía que permite medir las concentraciones de minerales y sales que están dentro del sistema recirculante.

La transmitancia que resulta lo contrario a lo mencionado anteriormente, en este caso tenemos un rango de 100 % inicial en donde no existe presencia de sólidos suspendidos, y conforme pasa el ciclo se aprecia entre un 36%, lo que nos indíca que existe un porcentaje de luz adecuada para el agua de cada uno de los tratamientos establecidos.

6.2.5 Consumo de agua

Esta variable fue medida en una probeta todos los días y en relación a los datos obtenidos podemos decir que la presencia de microalgas si aumenta significativamente el consumo de agua, así como la luz solar y el crecimiento de las plantas de cultivo conforme pasa el ciclo, por lo que inicialmente la cantidad era mínima en relación al promedio de consumo final que fue de 4000ml al pasar los días.

Gutiérrez (2011) menciona que "el consumo uniforme de agua puede deberse a que las condiciones ambientales de la solución nutritiva (temperatura, pH y CE) fueron también más estables en este sistema".

En este caso la influencia de la luz afecto directamente a los cultivos de lechuga en relación a la dirección de su crecimiento y a su biomasa, y en el caso de las microalgas a su crecimiento poblacional, a la síntesis de proteínas, lípidos, carbohidratos, etc., por ende, su importancia.

6.2.6 Conteo de micro algas

La evaluación del conteo de microalgas en cada una de las fases de producción representa un valor significativo con relación a la presencia de las misma en las soluciones de cada tratamiento, como sabemos el ciclo de vida de estos microrganismos tiene cuatro fases, las que nos permitieron determinar el comportamiento de las algas de acuerdo a la cantidad que se ha aplicado, hemos evaluado datos en un rango de crecimiento poblacional de 0u en T1 hasta $305x10^4$ u en T4. Esto se da por la cantidad de material agregado en T2, T3 y T4, lo que incide directamente en la disponibilidad de minerales en la solución y por ende en la absorción de las plantas de lechuga,

La presencia de las microalgas en el cultivo hidropónico, es un medio nutritivo para las hojas, el tallo y raíces de plantas de lechugas, ya que existe un incremento significativo en la absorción de nutrientes (Gutiérrez, 2011).

Entonces podemos decir que con relación a las dosis aplicadas en cada tratamiento dieron mejores resultados los que tuvieron dosis baja y media puesto que su permanencia en cada fase fue más larga y había disponibilidad de sus nutrientes.

6.2.7 Clorofila

Esta es una variable que presentó similitud en los valores obtenidos y con relación a los análisis de la prueba de significancia, no demuestran que haya alteraciones en las plantas obtenida en este cultivo y que su proceso de fotosíntesis se ha llevado a cabo de forma correcta, pues según (Infoagro, 2013) “la presencia de clorofila en las hojas de las plantas está estrechamente relacionado con las condiciones nutricionales de la planta”. El contenido de clorofila se incrementa proporcionalmente a la cantidad de nitrógeno (un importante nutriente) presente en la hoja.

El principio de esta variable parte de que la luz que llega a la hoja es absorbida por la clorofila y el resto que se refleja entra en contacto con la celda detectora del medidor Spad y es convertida en una señal eléctrica. La cantidad de luz captada por la celda es inversamente proporcional a la cantidad de luz utilizada por la clorofila, la señal es procesada, y la absorbencia es cuantificada en valores dimensionales que van de 0 a 99,9.

6.2.8 Peso seco

Al evaluar materia seca en las hojas de la planta en la etapa de cosecha se obtuvo un valor no significativo de los 4 tratamientos, en un rango de 5,3 y 6,4mg, pues esto indica que la biomasa de las hojas de todas las unidades experimentales analizadas tiene proporciones similares.

Lo mismo sucedió al evaluar materia seca en la raíz de la planta en la etapa de cosecha obteniendo un valor no significativo de los 4 tratamientos establecidos, con valores en un rango de 5,2 y 6mg, lo que determinó que no existe diferencia entre los tratamientos y que la biomasa de las raíces en estudio tienen proporciones muy parecidas.

6.2.9 Diámetro tallo

En esta variable se obtuvo un valor no significativo de los 4 tratamientos, obteniendo en T1: 5,93; T2: 6,70; T3: 6,62 y T4: 6,71; lo que determinó que no existe diferencia de diámetro de tallo entre los diferentes tratamientos, puesto que las microalgas no influyeron directamente en esta zona de la planta ni aumentó los valores comunes en el desarrollo del tallo.

En la teoría nos mencionan que las algas le dan vigor a ciertas partes de la planta lo que permite que se desarrolle con normalidad y sin estrés.

6.2.10 Peso raíz y peso hoja

Esta es la variable en la que encontramos diferencias significativas con relación al testigo, ya que al realizar la prueba de significancia encontramos que no existe similitud entre todos los valores de los tratamientos, en este caso el peso

de raíz tuvo valores de T1: 5,23g con los siguientes T2: 7,16g; T3:7,37g; T4:6,56g; por lo que se encontró diferencias significativas en esta variable enfatizando en que si el peso de la raíz es mayor, mejora su capacidad de absorción de nutrientes disponibles.

En el caso de peso de hoja de las unidades experimentales presentes en cada tratamiento establecido, se pudo evidenciar que existen diferencias significativas entre los mismos, ya que T1 que es el testigo presentó un valor de 34,3g; a diferencia de los tratamientos T2 con 46,75; T3 con 47,42 y T4 con 46,32, que son los que presentan soluciones de microalgas como bioestimulante natural, siendo así que decimos que, si el peso de la hoja es mayor, su rendimiento mejora.

En general, se ha informado que el uso de sustancias tales como aminoácidos, extractos vegetales y / o bioestimulantes ha mostrado efectos positivos sobre el crecimiento y rendimiento de las plantas (Brown y Saa, 2015). Por lo que podemos afirmar que el uso de la solución de microalgas mejoró el rendimiento del cultivo de lechuga.

6.2.11 Largo raíz y largo hoja

En el análisis de la variable de largo de raíz, podemos ver que no todos los valores son iguales, y que no existen diferencias significativas entre tratamientos, en este caso el T1 es muy semejante al T4, a pesar de que la composición de las soluciones en las que se desarrollaron son diferentes, en el caso de T2 se observa que el valor aumenta mínimamente, y que en T3 podemos ver que hay un aumento aun mayor, pero con relación a los valores obtenidos no existe diferencia significativa.

Y en el largo de hoja como variable de control no encontramos diferencias significativas puesto que T1, T2, T3 y T4 mantienes valores muy similares, es decir que no existe ninguna influencia ante la presencia de algas vivas, con relación a la altura de las plantas ya que esta esta mayormente influenciada por la luz solar.

En este caso podemos decir que la influencia de las algas incidió directamente en el rendimiento de la hoja que es la parte principal de producción en la que necesitamos mejorar el rendimiento a nivel de cultivo, así como en la raíz que es la que proporciona y garantiza que exista mayor absorción de nutrientes hacia la planta.

Con relación a la adición de algas en la solución nutritiva del medio de cultivo de lechuga (*Lactuca sativa*) obtuvimos significancia con relación al peso de hoja y de raíz; en los tratamientos T2 y T3 en el peso de hoja se obtuvo 46,7g y 47,4g respetivamente, en relación a T1 que fue el tratamiento en el que no se incorporó microalgas con un valor de 34,3g, y a T4 que tuvo un valor de 46,3 y fue el tratamiento en el que se adicionó una dosis alta de algas vivas las cuales tuvieron un menor periodo de crecimiento y su etapa de muerte fue mayor.

En el caso de peso de raíz hubo relación con la variable anterior, pues en los tratamientos T2 y T3 se evidenció un mejor rendimiento ya que se obtuvo valores de 7,2g y 7,4g respectivamente, en relación a T1 sin adición de algas con un valor de 5,2g y T4 con dosis alta de algas vivas con un valor de 6,6g.

En el caso del diámetro del tallo, del largo de hoja y de raíz, no obtuvimos ninguna significancia puesto que la incidencia del sol hizo que las plantas crecieran de forma homogénea de acuerdo a su ubicación.

Esto nos indica que según (Días-Leguizamón, 2016) la adición de microalgas vivas aporta efectivamente en el rendimiento del cultivo de lechuga en un sistema hidropónico, puesto que permite que las plantas absorban los nutrientes que estas proveen en su etapa de crecimiento. En general, se ha informado que el uso de sustancias tales como aminoácidos, extractos vegetales o bioestimulantes ha mostrado efectos positivos sobre el crecimiento y rendimiento de las plantas (Brown y Saa, 2015).

En Las aplicaciones de bioestimulantes vegetales han mejorado el crecimiento, el rendimiento y la calidad del fruto en tomates (Zodape et al, 2011; Hernández-Herrera et al, 2014), aumento de la fotosíntesis neta, tasa de transpiración y concentración intercelular de CO2 en maíz (Anjum et al., 2011) y desencadenó

la floración temprana y el cuajado de frutos en varias plantas de cultivo (Khan et al, 2009).

Al finalizar la fase de experimentación como la de cosecha, se obtuvieron resultados favorables hacia la confirmación de nuestra hipótesis, al comprobar que la presencia de diferentes dosis de micro algas vivas sirve como bioestimulante natural en el cultivo hidropónico de lechuga, mejorando de cierta forma su rendimiento.

En este sentido podemos decir que las variables de control en el sistema re circulante fueron adaptadas de acuerdo a las necesidades de nuestro cultivo y de las micro algas vivas presentes en la solución, y evaluadas diariamente; por lo que las variables de pH, conductividad eléctrica, TDS, resistividad, sal, absorbancia y porcentaje de transmitancia se realizaron a nivel de laboratorio después de recoger las muestras del invernadero, a una hora determinada, una vez obtenidos los valores se procedió a evaluar el comportamiento de cada uno con relación a las etapas establecidas en el proceso experimental, obteniendo así resultados para pH en un rango de 6 a 7 durante todo el proceso, y dándonos un nivel de significancia alto en la etapa de colocación de micro algas con relación al testigo, debido a la composición de las soluciones y a las características de las mismas.

Socialización

Este trabajo de investigación se socializó en la PUCE-SI con un grupo de estudiantes, quienes realizaron una encuesta al final de la exposición que permitió conocer que el proyecto fue aceptado, en este sentido se obtuvo que con relación a la organización del evento el 80% de los asistentes estuvieron de acuerdo con lo que se presentó, en lo que se refiere al manejo del tema por parte del expositor y su desempaño más del 80% estuvo de acuerdo, y el enfoque principal que fue saber si el tema es relevante y de importancia para los asistentes se obtuvo que el 70% de los mismos considera que existe es un beneficio y perspectivas positivas con este estudio.

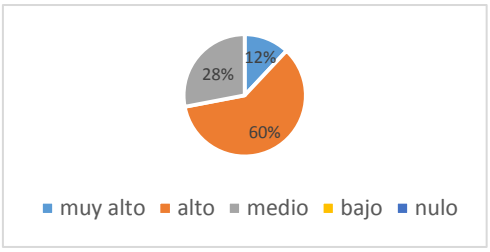


Figura 43. Organización del evento de socialización.
Elaborado por: La autora.

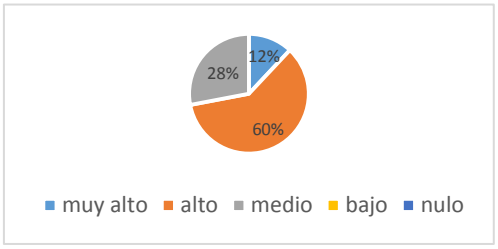


Figura 44. Ejecución del evento por parte del expositor
Elaborado por: La autora.

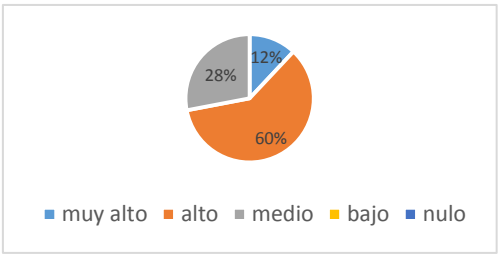


Figura 44. Medición de impacto de la investigación.
Elaborado por: La autora.

7. CONCLUSIONES.

La producción de microalgas *Desmodesmus* es positiva ya que se la puede desarrollar a través de paneles o sistema de botellones con oxigenación a partir de pequeñas dosis y que al final son muy representativas en cantidad y eficiencia para la disposición en los cultivos requeridos.

De acuerdo a nuestra hipótesis planteada se afirma que la aplicación de microalgas vivas tiene un efecto positivo como bioestimulante natural en el cultivo hidropónico de lechuga (*Lactuca sativa*), ya que al observar el rendimiento de la planta en cuanto a su peso se demostró que la diferencia entre los tratamientos dispuestos es significativa.

Se estableció que el mejor tratamiento aplicado en este sistema fue la T3: solución hidropónica común + D2 (solución de algas media) = 80 x 104 cél/ ml., ya que fue la dosis que obtuvo mejores resultados indicando que el rendimiento del cultivo de lechuga mejora significativamente.

El uso de estas soluciones es una opción como biofertilizante para ser una nueva alternativa para la nutrición del cultivo de lechuga (*Lactuca sativa*) en el sistema hidropónico, reduciendo el uso de fertilizantes químicos a gran escala y disminuyendo los costos de producción ya que resulta más económico.

En el sistema hidropónico la recirculación fue importante ya que permitió que la distribución de las algas sea homogénea, que exista una buena asimilación de nutrientes y la luz solar sea captada de la mejor manera, por lo tanto, las plantas absorbieron los nutrientes disponibles que han sido generados por las algas vivas.

El impacto del proyecto para quienes fue dirigido en la socialización es positivo, puesto que se pretende presentar opciones que pueden ser desarrolladas en el ámbito ambiental y dirigidas hacia actividades como la agricultura para promover el uso de recursos naturales y el cuidado del ambiente.

8. RECOMENDACIONES.

Es importante que las variables de control sean establecidas en base al medio algal que se va a usar como bioestimulante, y también al cultivo que va a desarrollarse en él sistema hidropónico, ya que estos factores inciden directamente en la planta.

La hidroponía al ser una técnica usada como un medio amigable con el ambiente podría adoptar opciones como el uso de microalgas en reemplazo de fertilizantes químicos a gran escala ya que su efecto es positivo dependiendo de la cantidad que se use para que pueda existir disponibilidad de nutrientes y por ende las plantas en cultivo aprovechen para su absorción.

Es muy importante que se tomen los datos de las variables diariamente a una hora fija, preferiblemente en la mañana, para poder controlar el consumo de agua, que como sabemos no solo es absorbido por las plantas del cultivo sino también por las microalgas vivas en la solución, por ello es necesario añadir las cantidades requeridas de acuerdo a cada etapa del proceso.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

BIBLIOGRAFIA

A. Chatterjee, S. S. (2017). Role of Algae as a Biofertilizer. En *Algal Green Chemistry* (págs. 189-200). Elsevier B.V. All rights reserved.

A. Watanabe, R. I. (s.f.). Effect of nitrogen-fixing blue-green algae on the growth of rice plants. *Nature 168. 748–749.*, 748–749.

Anjum SA, L. (2011). Fulvic acid application improves the maize performance under well-watered and drought conditions. *J. Agron.* , Crop Sci. 197:409-417. .

Aung, K. L. (2011). Effect of Spirulina Biofertilizer Suspension on Growth and Yield of Vigna radiata (L.) Wilczek. *Universities Research Journal*, vol. 4 pag. 351. Obtenido de https://translate.google.com/translate?hl=es&sl=en&u=http://www.myanmar-education.edu.mm/wp-content/uploads/2013/05/26_Khin_Lay_Nandar_Aung.pdf&prev=search

Barrios, N. (08 de 2004). *EVALUACIÓN DEL CULTIVO DE LA LECHUGA, Lactuca sativa L.BAJO CONDICIONES HIDROPÓNICAS EN PACHALÍ,.* Obtenido de UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA: http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/01/01_2071.pdf

Beltrano, J. (2015). *Cultivo en hidroponía* . Obtenido de Universidad Nacional de La Plata: http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/46752/Documento_completo.pdf?sequence=1

Bharath B, N. S. (2018). Biofertilizing efficiency of Sargassum polycystum extract on growth and biochemical composition of Vigna radiata and Vigna mungo. *Asian Pac J Reprod [serial online]*, http://www.apjr.net/text.asp?2018/7/1/27/220982.

Carrasco, G. (04 de 2006). *NITRATE CONTENT IN LETTUCES GROWN IN HYDROPONIC SYSTEMS.* Obtenido de Scielo: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?pid=S0718-34292006000100005&script=sci_arttext

Carrasco, S. G. (2004). *Sistema NFT, requerimientos y usos.* Almería, España. : Ed. URRESTARAZU G., M. (ed.).

Castellano, R. J. (2004). *Manual de Producción de Hortícola en Invernadero.* Celaya Gto. México. 469 p.: INTAGRI.

Dhakal, U. (2005). Development of a greenhouse nutrient recycling system for tomato production in humid tropics. *Agricultural and Engineering International*, 7: 1-15.

Días-Leguizamón, J. J. (04 de 2016). *The effect of foliar applications of a bio-stimulant derived from algae extract on the physiological behavior of lulo seedlings (Solanum quitoense cv. Septentrionale)*. Obtenido de Scielo:

https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-16202016000100003&lang=pt

Dineshkumar, R. K. (2018). Valor de la biomasa residual. *Scopus*, https://www.scopus.com/record/display.uri?eid=2-s2.0-85013992113&origin=resultslist&sort=plf-f&src=s&st1=algae&nlo=&nlr=&nls=&sid=94bd07147b79170d71e75701e65c272a&sot=b&sdt=sisr&sl=20&s=TITLE-ABS-KEY%28algae%29&ref=%28biofertilizer%29&relpos=3&citeCnt=0&s.

FAO. (2002). *Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.* Obtenido de NUTRICIÓN HUMANA EN EL MUNDO EN DESARROLLO: http://www.fao.org/docrep/006/w0073s/w0073s00.htm#Contents

Fernández, M. (2012). *Rescate de carbono por chlorella sorokiniana y el uso de sus residuos en el cultivo hidropónico de lactuca sativa.* Villavicencio: Universidad de los Llanos.

García, G. (2007). Evaluación de dos sistemas hidropónicos (abierto y cerrado) con relación al uso de solución hidropónica reciclada y producción de jitomate de exportación. *Revista Tecnóloga* , 54-66.

Garcia-Gonzalez, J. &. (04 de 2016). *Biofertilizer and biostimulant properties of the microalga Acutodesmus dimorphus*. Obtenido de Scopus: https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs10811-015-0625-2

Guerrero, J. (18 de 10 de 2016). *La aplicación de las algas marinas para la fertilización.* Obtenido de http://www.hortalizas.com/nutricion-vegetal/la-aplicacion-de-las-algas-marinas-para-la-fertilizacion/

Gutiérrez, J. (12 de 2011). *Produccion hidroponica de lechuga con y si recirculacion de solucion nutritiva.* Obtenido de Universidad Autonoma Chapingo: https://chapingo.mx/horticultura/pdf/tesis/TESISMCH2011120908126441.pdf

Hadid, A. (1996). *Electrical conductivity effect on growth and mineral composition of lettuce plants in hydroponic system.* Acta Horticulturae.

Hernández, J. (12 de 09 de 2013). *NUTRICIÓN MINERAL EN PLANTAS.* Obtenido de https://cienciacebas.wordpress.com/2013/09/12/nutricion-mineral-en-plantas-i/

infoagro. (2013). *LAS ALGAS EN LA AGRICULTURA: SU USO COMO FERTILIZANTE*. Obtenido de http://www.infoagro.com/abonos/algas.htm

Infoagro. (2013). *LAS ALGAS EN LA AGRICULTURA: SU USO COMO FERTILIZANTE.* Obtenido de http://www.infoagro.com/abonos/algas.htm

Kałużewicz, A. (2017). *Effect of Biostimulants on Several Physiological Characteristics and Chlorophyll Content in Broccoli under Drought Stress and Re-watering.* Obtenido de Scopus: http://www.notulaebotanicae.ro/index.php/nbha/article/view/10529

Khan, W. (2009). Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *Plant Growth Regul.* , 28:386-399.

León, G. (03 de 03 de 2010). *PROYECTO VERDE*. Obtenido de http://www.sifupro.org.mx/agendas/000781-000764-PROYECTO_VERDE_HIDROCULTIVOS_DE_PARRAL_(PRODUCE).pdf

Lora, D. (18 de 10 de 2016). *La aplicación de las algas marinas para la fertilización.* Obtenido de http://www.hortalizas.com/nutricion-vegetal/la-aplicacion-de-las-algas-marinas-para-la-fertilizacion/

Mafla, E. (2015). *Respuesta de tres variedades de lechuga (Lactuca sativaL.) Con tres niveles de fertilización en producción hidropónica en la zona de Ibarra, Provincia de Imbabura.* Obtenido de Universidad técnica de Babahoyo. El Ángel -Ecuador.: http://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/23421/1/Tesis-136%20%20Ingenier%C3%ADa%20Agron%C3%B3mica%20-CD%20413.pdf

Maroto, B. J. (2000). *Botánica (taxonomía y fisiología) y adaptabilidad.* Madrid-España: Mundi Prensa S. A.

Mengel, K. (2001). *Principles of plant nutrition (Fifth edition).* Springer, The Nether-lands.: Klu-wer Academic Publishers.

Michalak I., K. C. (25 de 10 de 2016). *Evaluation of Supercritical Extracts of Algae as Biostimulants of Plant Growth in Field Trials.* Obtenido de Scopus: https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2016.01591/full

Nabti, E. (2017). *Environ. Sci. Technol.* Obtenido de https://doi.org/10.1007/s13762-016-1202-1

Nedumaran, T. (18 de 11 de 2017). *Seaweed: A Fertilizer for Sustainable Agriculture.* Obtenido de Scopus: https://link.springer.com/chapter/10.1007%2F978-981-10-6647-4_9

Nirmal, R. R. (2017). *Wastewater grown microalgal biomass as inoculants for improving micronutrient availability in wheat.* Obtenido de Scopus: https://www.sciencedirect.com/science/error

Norris, J. (14 de 11 de 2008). *Algas marinas como fertilizante*. Obtenido de http://www.hortalizas.com/nutricion-vegetal/algas-marinas-como-fertilizante/

Olivarez, E. (31 de 07 de 2002). *NUTRICIÓN MINERAL Y ESTRÉS OXIDATIVO PORMETALES EN ESPINACA Y LECHUGA,EN COMPARACIÓN CON DOS MALEZASASOCIADAS, EN CULTIVOS SEMI-URBANOS.* Obtenido de http://www.redalyc.org/html/339/33907203/

Özdemir, S. S. (2015). *Chlorella vulgaris Üretimi ve Sera Organik Domates Yetiştiriciliğinde*. Obtenido de Scopus: http://dergiler.ankara.edu.tr/dergiler/15/2171/22500.pdf

Renuka, N. (2018). Microalgae as multi-functional options in modern agriculture: current trends, prospects and challenges. *Scopus*, https://www.scopus.com/record/display.uri?eid=2-s2.0-85045855507&origin=resultslist&sort=plf-f&src=s&st1=algae&nlo=&nlr=&nls=&sid=94bd07147b79170d71e75701e65c272a&sot=b&sdt=sisr&sl=20&s=TITLE-ABS-KEY%28algae%29&ref=%28biofertilizer%29&relpos=8&citeCnt=0&s.

Resh, M. (1992). *Cultivos Hidropónicos.* Madrid-España: Mundi-Prensa.

Reyes, C. (2009). *"EVALUACIÓN DE HÍBRIDOS DE TOMATE (Lycopersicon esculentum Mill.) EN HIDROPONÍA APLICANDO BIOESTIMULANTE JISAMAR EN EL CANTÓN LA LIBERTAD.* Obtenido de Universidad Estatal Península de Santa Elena: http://studylib.es/doc/4774759/tesis-de-grado

Sampathkumar, R. D. (28 de 10 de 2017). *The Impact of Using Microalgae as Biofertilizer in Maize (Zea mays L.)*. Obtenido de Scopus: https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs12649-017-0123-7

Shukla, A. G. (1967). Agriculture: influence of algal growthpromoting substances on growth, yield and protein contents of rice plants. *Nature*, 744.

Shy Chyi Wuang, M. C. (04 de 2016). *Use of Spirulina biomass produced from treatment of aquaculture wastewater as agricultural fertilizers.* Obtenido de Scopus: https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2211926416300480?via%3Dihub

Tarakhovskaya, E. (2007). Phytohormones in. *Russ J Plant Physiol*, 54:163–170.

Tiwari, P. M. (06 de 2017). *Journal of Biological Phisycs: The role of algae in agriculture a mathematical study.* Obtenido de Scopus: https://link.springer.com/article/10.1007%2Fs10867-017-9453-8

Zodape, S. (2011). Foliar application of seaweed sap as bios-timulant for enhancement of yield and quality of tomato (Lycopersicon esculentum Mill.). *J. Sci. Ind. Res.*, 70:215-219.

10. CERTIFICACIÓN ANTIPLAGIO.



Pontificia Universidad Católica del Ecuador
SEDE IBARRA

PUCE

Ibarra, 28 de mayo del 2018

PhD. Yadira Ordóñez
DIRECTORA ECAA

De mi consideración:

Informo a usted que una vez pasado el sistema Urkund el trabajo de titulación de la Srta. Katherine Alejandra Lema Nuñez, con el título: "Evaluación de soluciones de microalgas como bioestimulante natural en el cultivo hidropónico de lechuga (*Loctuca sativa*) en la PUCESI" se encontró un 3% de similitud, por lo que se puede continuar con los trámites respectivos.

Atentamente:

Mgs. Edmundo Recalde
ASESOR DE TRABAJO DE TITULACIÓN

OK
14/6/2018

Pontificia Universidad Católica del Ecuador
Sede Ibarra
COORDINACIÓN ACADÉMICA ECAA
RECIBIDO
Fecha 28/05/18 Hora 10:10
Firma

PUCE

Av. Jorge Guzmán Rueda y Av. Agustín Espinosa Pólit, Calle "La Victoria"
Apartado postal 10-01-2
Tel.: (+593) 06 2615-000 / 2614-455
Ibarra - Ecuador

11. ANEXOS.

Anexo 1. Instalación de paneles para producción de microalgas *Desmodesmus*.



Fuente: La autora.

Anexo 2: Producción de microalgas.



Fuente: La autora.

Anexo 3. Cosecha de microalgas



Fuente: La autora.

Anexo 4: Instalación de invernadero



Fuente: La autora.

Anexo 5. Instalación de las plantas de lechuga.



Fuente: La autora

Anexo 6: Aplicación de la solución nutritiva común.



Fuente: La autora.

Anexo 7. Aplicación de diferentes dosis de algas.



Fuente: La autora.

Anexo 8. Toma de datos diariamente.



Fuente: La autora.

Anexo 9. Toma de datos de clorofila.



Fuente: La autora.

Anexo 10. Desarrollo del cultivo día 10.



Fuente: La autora

Anexo 11. Desarrollo del cultivo día 15.



Fuente: La autora

Anexo 12. Desarrollo del cultivo día 18.



Fuente: La autora

Anexo 13. Desarrollo del cultivo día 20.



Fuente: La autora.

Anexo 14. Desarrollo del cultivo día 25.



Fuente: La autora.

Anexo 15. Desarrollo del cultivo día 25.



Fuente: La autora.

Anexo 16. Desarrollo del cultivo día 29.



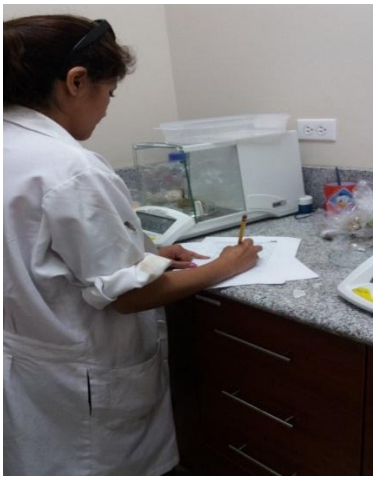
Fuente: La autora.

Anexo 17. Cosecha del cultivo.



Fuente: La autora.

Anexo 18. Toma de datos de las plantas.



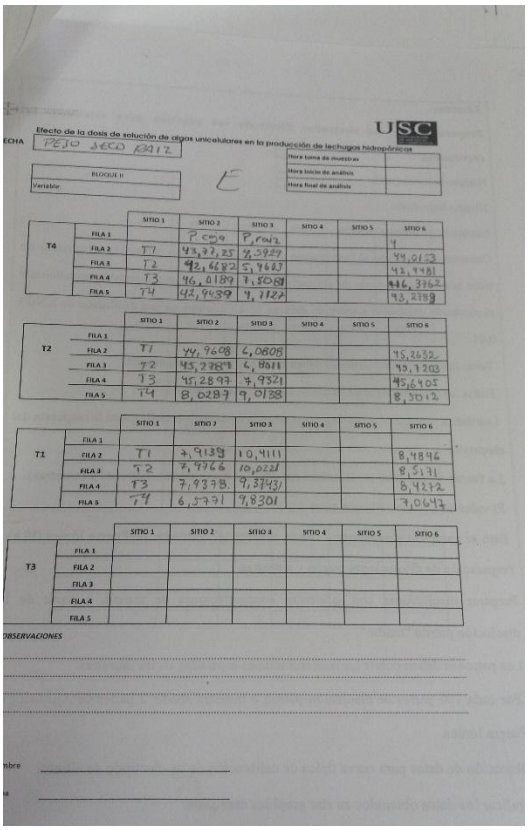
Fuente: La autora

Anexo 19. Análisis de materia seca.



Fuente: La autora.

Anexo 20. Registro de datos diario.



Efecto de la dosis de solución de algas unicelulares en la producción de lechugas hidropónicas

USC

		SITIO 1	SITIO 2	SITIO 3	SITIO 4	SITIO 5	SITIO 6
T4	FILA 1		P.cola	P. raiz			9
	FILA 2	T1	43,77,25	4,3927			49,0153
	FILA 3	T2	42,6482	5,7683			43,9481
	FILA 4	T3	96,0189	7,5088			46,3762
	FILA 5	T4	42,9439	9,7127			93,2789

		SITIO 1	SITIO 2	SITIO 3	SITIO 4	SITIO 5	SITIO 6
T2	FILA 1						
	FILA 2	T1	44,9608	6,0808			45,2632
	FILA 3	T2	45,2787	6,8011			43,7203
	FILA 4	T3	45,2897	7,9321			45,6905
	FILA 5	T4	8,0287	9,0188			8,3012

		SITIO 1	SITIO 2	SITIO 3	SITIO 4	SITIO 5	SITIO 6
T1	FILA 1						
	FILA 2	T1	7,9139	10,9111			8,4846
	FILA 3	T2	7,9766	10,0221			8,5171
	FILA 4	T3	7,9378	9,3743			8,4272
	FILA 5	T4	6,5791	9,8301			7,0647

		SITIO 1	SITIO 2	SITIO 3	SITIO 4	SITIO 5	SITIO 6
T3	FILA 1						
	FILA 2						
	FILA 3						
	FILA 4						
	FILA 5						

Fuente: La autora.

Anexo 21. Tabla Tukey de pH para 4 tratamientos aplicando microalgas.

Tratamiento	pH	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T1	6,47	1 vs 4	0,083	0,03	*
T4	6,39	1 vs 3	0,087	0,03	*
T3	6,39	1 vs 2	0,093	0,03	*
T2	6,38	4 vs 3	0,003	0,03	ns
		4 vs 2	0,010	0,03	ns
		3 vs 2	0,007	0,03	ns

TRAT.	pH	V.TUKEY
T1	6,47	a
T2	6,38	b
T3	6,39	b
T4	6,39	b

Elaborado por: La autora.

Anexo 22. Tabla Tukey de pH para 4 tratamientos aplicando nutrientes.

Tratamiento	pH	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T1	6,21	1 vs 2	0,08	0,12	ns
T2	6,13	1 vs 3	0,15	0,12	*
T3	6,06	1 vs 4	0,17	0,12	*
T4	6,04	2 vs 3	0,07	0,12	ns
		2 vs 4	0,10	0,12	ns
		3 vs 4	0,03	0,12	ns

TRAT.	pH	V.TUKEY
T1	6,21	a
T2	6,13	ab
T3	6,06	b
T4	6,04	b

Elaborado por: La autora.

Anexo 23. Tabla Tukey de C.E. para 4 tratamientos aplicando microalgas.

Tratamiento	C.E.	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T2	2,03	2 vs 3	0,01	0,06	ns
T3	2,02	2 vs 1	0,03	0,06	ns
T1	2,00	2 vs 4	0,07	0,06	*
T4	1,96	3 vs 1	0,01	0,06	ns
		3 vs 4	0,05	0,06	ns
		1 vs 4	0,04	0,06	ns

TRAT.	C.E.	V.TUKEY
T1	2,00	ab
T2	2,03	ab
T3	2,02	ab
T4	1,96	b

Elaborado por: La autora.

Anexo 24. Tabla Tukey de resistividad para 4 tratamientos aplicando microalgas.

Tratamiento	Resistividad	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T1	0,53	1 vs 4	0,02	0,03	ns
T4	0,51	1 vs 3	0,04	0,03	*
T3	0,50	1 vs 2	0,04	0,03	*
T2	0,49	4 vs 3	0,01	0,03	ns
		4 vs 2	0,02	0,03	ns
		3 vs 2	0,00	0,03	ns

TRAT.	Resistividad	V.TUKEY
T1	0,53	a
T2	0,49	b
T3	0,50	b
T4	0,51	ab

Elaborado por: La autora.

Anexo 25. Tabla Tukey de TDS para 4 tratamientos aplicando microalgas.

Tratamiento	TDS	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T2	1,09	2 vs 3	0,00	0,05	ns
T3	1,08	2 vs 4	0,04	0,05	ns
T4	1,05	2 vs 1	0,09	0,05	*
T1	1,00	3 vs 4	0,04	0,05	ns
		3 vs 1	0,09	0,05	*
		4 vs 1	0,05	0,05	ns

TRAT.	TDS	V.TUKEY
T1	1,00	b
T2	1,09	a
T3	1,08	a
T4	1,05	ab

Elaborado por: La autora.

Anexo 26. Tabla Tukey de sal para 4 tratamientos aplicando microalgas.

Tratamiento	Sal	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T2	1,04	2 vs 3	0,02	0,06	ns
T3	1,02	2 vs 4	0,04	0,06	ns
T4	0,99	2 vs 1	0,09	0,06	*
T1	0,95	3 vs 4	0,03	0,06	ns
		3 vs 1	0,07	0,06	*
		4 vs 1	0,05	0,06	ns

TRAT.	Sal	V.TUKEY
T1	0,95	b
T2	1,04	a
T3	1,02	a
T4	0,99	ab

Elaborado por: La autora.

Anexo 27. Tabla Tukey de absorbancia para 4 tratamientos aplicando microalgas.

Tratamiento	Absorbancia	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T4	0,41	4vs 3	0,11	0,05	*
T3	0,29	4 vs 2	0,26	0,05	*
T2	0,15	4 vs 1	0,41	0,05	*
T1	0,00	3 vs 2	0,14	0,05	*
		3 vs 1	0,29	0,05	*
		2 vs 1	0,15	0,05	*

TRAT.	Absorbancia	V.TUKEY
T1	0,00	d
T2	0,15	c
T3	0,29	b
T4	0,41	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 28. Tabla Tukey de absorbancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes.

Tratamiento	Absorbancia	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T4	0,42	4vs 3	0,15	0,17	ns
T3	0,27	4 vs 2	0,29	0,17	*
T2	0,13	4 vs 1	0,41	0,17	*
T1	0,01	3 vs 2	0,14	0,17	ns
		3 vs 1	0,27	0,17	*
		2 vs 1	0,13	0,17	ns

TRAT.	Absorbancia	V.TUKEY
T1	0,01	b
T2	0,13	b
T3	0,27	ab
T4	0,42	ab

Elaborado por: La autora.

Anexo 29. Tabla Tukey de transmitancia para 4 tratamientos aplicando nutrientes.

Tratamiento	Transmitancia	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T1	98,38	1 vs 2	24,75	16,88	*
T2	73,62	1 vs 3	44,67	16,88	*
T3	53,71	1 vs 4	61,51	16,88	*
T4	36,87	2 vs 3	19,92	16,88	*
		2 vs 4	36,76	16,88	*
		3 vs 4	16,84	16,88	ns

TRAT.	Transmitancia	V.TUKEY
T1	98,38	a
T2	73,62	b
T3	53,71	c
T4	36,87	c

Fuente: La autora.

Anexo 30. Tabla Tukey de consumo de agua para 4 tratamientos día 9.

Tratamiento	ml	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T2	706,33	2 vs 1	406,33	10,77	*
T1	300,00	2 vs 3	706,33	10,77	*
T3	0,00	2 vs 4	706,33	10,77	*
T4	0,00	1 vs 3	300,00	10,77	*
		1 vs 4	300,00	10,77	*
		3 vs 4	0,00	10,77	ns

TRAT.	ml	V.TUKEY
T1	300,00	b
T2	706,33	b
T3	0,00	ab
T4	0,00	ab

Elaborado por: La autora.

Anexo 31. Tabla Tukey de consumo de agua para 4 tratamientos día 26.

Tratamiento	ml	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T4	3666,67	4 vs 3	193,33	204,71	ns
T3	3473,33	4 vs 2	500,00	204,71	*
T2	3166,67	4 vs 1	733,33	204,71	*
T1	2933,33	3 vs 2	306,67	204,71	*
		3 vs 1	540,00	204,71	*
		2 vs 1	233,33	204,71	*

TRAT.	ml	V.TUKEY
T1	2933,33	c
T2	3166,67	b
T3	3473,33	ab
T4	3666,67	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 32. Tabla Tukey de crecimiento de algas.

Tratamiento	Células	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T4	222,50	4 vs 3	68,67	30,04	*
T3	153,83	4 vs 2	119,67	30,04	*
T2	102,83	4 vs 1	222,50	30,04	*
T1	0,00	3 vs 2	51,00	30,04	*
		3 vs 1	153,83	30,04	*
		2 vs 1	102,83	30,04	*

TRAT.	Células	V.TUKEY
T1	0,00	d
T2	102,83	c
T3	153,83	b
T4	222,50	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 33. Tabla Tukey de clorofila en la planta.

Tratamiento	Clorofila	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T3	30,13	3 vs 2	0,05	2,35	ns
T2	30,08	3 vs 1	0,29	2,35	ns
T1	29,84	3 vs 4	0,59	2,35	ns
T4	29,54	2 vs 1	0,24	2,35	ns
		2 vs 4	0,54	2,35	ns
		1 vs 4	0,30	2,35	ns

TRAT.	Clorofila	V.TUKEY
T1	29,84	a
T2	30,08	a
T3	30,13	a
T4	29,54	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 34. Tabla Tukey de peso seco hoja en la planta.

Tratamiento	Peso (mg)	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T3	6,07	3 vs 1	0,45	2,71	ns
T1	5,62	3 vs 2	0,48	2,71	ns
T2	5,59	3 vs 4	0,86	2,71	ns
T4	5,21	1 vs 2	0,03	2,71	ns
		1 vs 4	0,41	2,71	ns
		2 vs 4	0,38	2,71	ns

TRAT.	Peso (mg)	V.TUKEY
T1	5,62	A
T2	5,59	A
T3	6,07	A
T4	5,21	A

Elaborado por: La autora.

Anexo 35. Tabla Tukey de peso seco raíz en la planta.

Tratamiento	Peso (mg)	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T4	6,41	4 vs 3	0,54	2,71	ns
T3	5,88	4 vs 2	0,56	2,71	ns
T2	5,85	4 vs 1	1,04	2,71	ns
T1	5,37	3 vs 2	0,03	2,71	ns
		3vs 1	0,51	2,71	ns
		2 vs 1	0,48	2,71	ns

TRAT.	Peso (mg)	V.TUKEY
T1	5,37	a
T2	5,85	a
T3	5,88	a
T4	6,41	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 36. Tabla Tukey de diámetro de tallo en la planta.

Tratamiento	Peso (g)	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T4	6,707639	4 vs 2	0,01143519	1,02	ns
T2	6,696204	4 vs 3	0,09037037	1,02	ns
T3	6,617269	4 vs 1	0,77819444	1,02	ns
T1	5,929444	2 vs 3	0,07893519	1,02	ns
		2 vs 1	0,76675926	1,02	ns
		3 vs 1	0,68782407	1,02	ns

TRAT.	Peso (g)	V.TUKEY
T1	5,929444	a
T2	6,696204	a
T3	6,617269	a
T4	6,707639	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 37. Tabla Tukey de largo raíz en la planta.

Tratamiento	Largo (cm)	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T4	35,55	3 vs 2	7,41	19,06	ns
T2	28,14	3 vs 4	9,98	19,06	ns
T3	25,57	3 vs 1	10,79	19,06	ns
T1	24,76	2 vs 4	2,57	19,06	ns
		2 vs 1	3,38	19,06	ns
		4 vs 1	0,81	19,06	ns

TRAT.	Largo (cm)	V.TUKEY
T1	24,76	a
T2	28,14	a
T3	35,55	a
T4	25,57	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 38. Tabla Tukey de largo hoja en la planta.

Tratamien	Largo (cm)	Combinac	Diferencia	Valor Tukey	
T4	31,74	3 vs 2	0,62	4,39	ns
T2	31,12	3 vs 4	0,74	4,39	ns
T3	31,00	3 vs 1	1,42	4,39	ns
T1	30,32	2 vs 4	0,12	4,39	ns
		2 vs 1	0,80	4,39	ns
		4 vs 1	0,68	4,39	ns

TRAT.	Largo (cm)	V.TUKEY
T1	30,32	a
T2	31,12	a
T3	31,00	a
T4	31,74	a

Elaborado por: La autora.

Anexo 39. Tabla Tukey de peso de raíz en la planta.

Tratamiento	Peso (g)	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T3	7,37	3 vs 2	0,21	2,08	ns
T2	7,16	3 vs 4	0,81	2,08	ns
T4	6,56	3 vs 1	2,14	2,08	*
T1	5,23	2 vs 4	0,60	2,08	ns
		2 vs 1	1,93	2,08	ns
		4 vs 1	1,33	2,08	ns

TRAT.	Peso (g)	V.TUKEY
T1	5,23	b
T2	7,16	ab
T3	7,37	a
T4	6,56	ab

Elaborado por: La autora.

Anexo 40. Tabla Tukey de peso de hoja en la planta.

Tratamiento	Peso (g)	Combinación	Diferencia	Valor Tukey	
T3	47,42	3 vs 2	0,67	12,38	ns
T2	46,75	3 vs 4	1,10	12,38	ns
T4	46,32	3 vs 1	13,13	12,38	*
T1	34,30	2 vs 4	0,43	12,38	ns
		2 vs 1	12,45	12,38	*
		4 vs 1	12,02	12,38	ns

TRAT.	Peso (g)	V.TUKEY
T1	34,30	b
T2	46,75	ab
T3	47,42	a
T4	46,32	ab

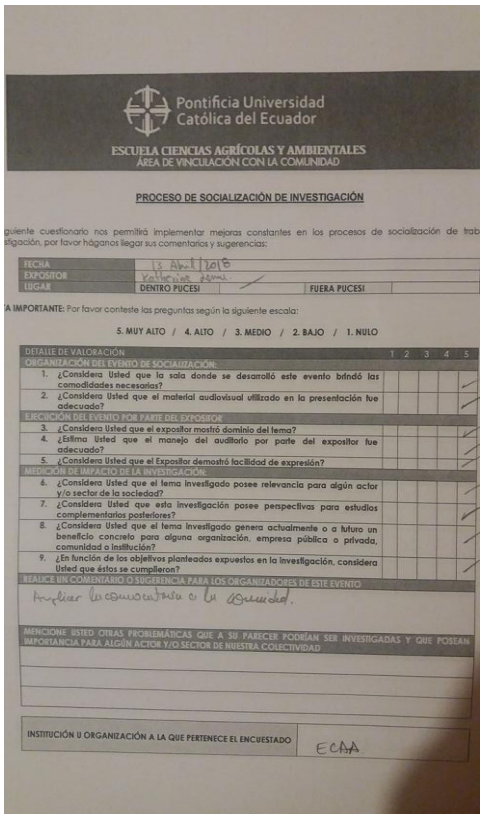
Elaborado por: La autora.

Anexo 41. Socialización.



Fuente: La autora.

Anexo 42. Encuestas de la socialización.



Pontificia Universidad Católica del Ecuador

ESCUELA CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES
ÁREA DE VINCULACIÓN CON LA COMUNIDAD

PROCESO DE SOCIALIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN

guiente cuestionario nos permitirá implementar mejoras constantes en los procesos de socialización de trab stigación, por favor hágnanos llegar sus comentarios y sugerencias:

FECHA	13 Abril 2016	
EXPOSITOR	Katherine Jarrín	
LUGAR	DENTRO PUCESI	FUERA PUCESI

A IMPORTANTE: Por favor conteste las preguntas según la siguiente escala:

5. MUY ALTO / 4. ALTO / 3. MEDIO / 2. BAJO / 1. NULO

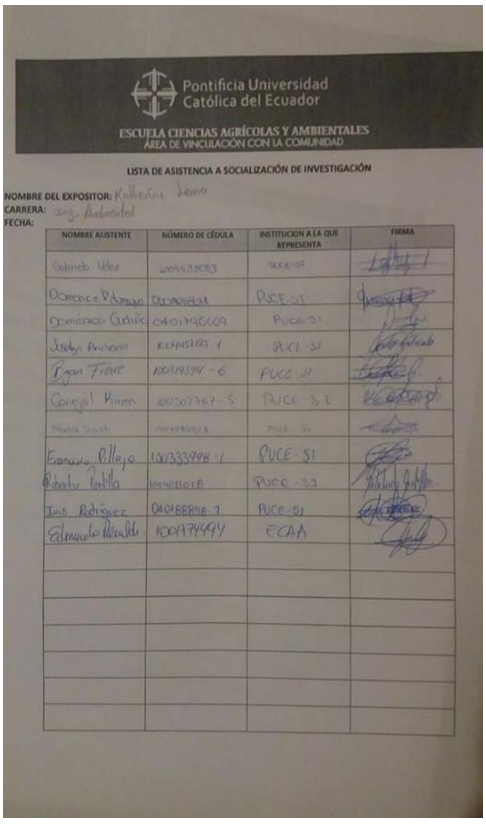
DETALLE DE VALORACIÓN	1	2	3	4	5
ORGANIZACIÓN DEL EVENTO DE SOCIALIZACIÓN:					
1. ¿Considera Usted que la sala donde se desarrolló este evento brindó las comodidades necesarias?					
2. ¿Considera Usted que el material audiovisual utilizado en la presentación fue adecuado?					
EJECUCIÓN DEL EVENTO POR PARTE DEL EXPOSITOR:					
3. ¿Considera Usted que el expositor mostró dominio del tema?					
4. ¿Estima Usted que el manejo del auditorio por parte del expositor fue adecuado?					
5. ¿Considera Usted que el Expositor demostró facilidad de expresión?					
MEDICIÓN DE IMPACTO DE LA INVESTIGACIÓN:					
6. ¿Considera Usted que el tema investigado posee relevancia para algún actor y/o sector de la sociedad?					
7. ¿Considera Usted que esta investigación posee perspectivas para estudios complementarios posteriores?					
8. ¿Considera Usted que el tema investigado genera actualmente o a futuro un beneficio concreto para alguna organización, empresa pública o privada, comunidad o institución?					
9. ¿En función de los objetivos planteados expuestos en la investigación, considera Usted que éstos se cumplieron?					

REALICE UN COMENTARIO O SUGERENCIA PARA LOS ORGANIZADORES DE ESTE EVENTO

Ampliar la socialización a la comunidad.

MENCIONE USTED OTRAS PROBLEMÁTICAS QUE A SU PARECER PODRÍAN SER INVESTIGADAS Y QUE POSEAN IMPORTANCIA PARA ALGÚN ACTOR Y/O SECTOR DE NUESTRA COLECTIVIDAD

INSTITUCIÓN U ORGANIZACIÓN A LA QUE PERTENECE EL ENCUESTADO: ECAA



Pontificia Universidad Católica del Ecuador

ESCUELA CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES
ÁREA DE VINCULACIÓN CON LA COMUNIDAD

LISTA DE ASISTENCIA A SOCIALIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN

NOMBRE DEL EXPOSITOR: Katherine Jarrín
CARRERA: Ingeniería Ambiental
FECHA:

NOMBRE ASISTENTE	NÚMERO DE CÉDULA	INSTITUCIÓN A LA QUE REPRESENTA	FIRMA
Gabriela Vélez	1004438063	PUCE-SI	
Dominique Palomeque	[illegible]	PUCE-SI	
Dominique Cedeño	0401796669	PUCE-SI	
Jessica Andrade	[illegible]	PUCE-SI	
Tyan Freire	1003785944-6	PUCE-SI	
Georgia Ramón	1003077677-5	PUCE-SI	
[illegible]	[illegible]	[illegible]	
Esperanza Pillajo	1803333944-1	PUCE-SI	
Roberto Portilla	1004040618	PUCE-SI	
Luis Rodríguez	0404888908-7	PUCE-SI	
Edmundo Heredia	1004744944	ECAA	

Fuente: La autora.

Anexo 43. Datos de campo para pH.

				nutriente					microalgas							nutriente							nutriente				
	24-nov	25-nov	26-nov	27-nov	28-nov	29-nov	30-nov	01-di	01-dic	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	7,24	7,26	7,27	6,41	6,72	6,78	6,91	6,87	6,47	6,56	6,50	6,53	6,11	6,49	6,36	6,25	6,31	6,31	6,10	6,29	6,35	6,72	6,58	6,37	6,22	6,61	6,85
T2	7,24	7,26	7,27	6,42	6,69	6,76	6,90	6,83	6,37	6,38	6,43	6,49	6,21	6,48	6,27	6,11	6,01	6,37	6,08	6,18	6,38	6,69	6,45	6,31	6,11	6,5	6,89
T3	7,24	7,25	7,27	6,30	6,68	6,75	6,87	6,81	6,40	6,47	6,41	6,46	6,30	6,34	6,25	6,05	6,28	6,32	6,09	6,21	6,48	6,72	6,56	6,28	6,09	6,52	6,94
T4	7,24	7,26	7,27	6,31	6,71	6,76	6,91	6,89	6,39	6,45	6,40	6,43	6,25	6,24	6,05	6,06	5,69	5,86	6,22	6,29	6,49	6,5	6,3	6,18	6,01	6,48	6,81
T1	7,24	7,26	7,28	6,55	6,74	6,75	6,91	6,83	6,46	6,56	6,52	6,56	6,15	6,52	6,39	6,24	6,24	6,27	6,01	6,23	6,34	6,73	6,57	6,33	6,12	6,67	6,89
T2	7,23	7,26	7,28	6,32	6,69	6,77	6,92	6,81	6,39	6,40	6,45	6,51	6,25	6,43	6,30	6,12	5,96	6,01	6,08	6,17	6,33	6,66	6,46	6,29	6,08	6,75	6,92
T3	7,23	7,26	7,28	6,35	6,74	6,76	6,91	6,87	6,37	6,44	6,43	6,41	6,34	6,33	6,29	6,06	5,79	6,00	6,07	6,26	6,51	6,74	6,58	6,36	6,13	6,71	6,98
T4	7,23	7,26	7,28	6,42	6,74	6,76	6,90	6,87	6,38	6,42	6,41	6,44	6,26	6,23	5,98	6,00	5,98	6,03	6,01	6,20	6,42	6,48	6,29	6,35	6,17	6,81	7,06
T1	7,23	7,23	7,28	6,59	6,74	6,74	6,93	6,87	6,49	6,57	6,53	6,58	6,12	6,48	6,26	6,14	6,12	6,21	6,04	6,38	6,39	6,77	6,61	6,29	6,16	6,57	6,93
T2	7,24	7,22	7,28	6,32	6,71	6,75	6,97	6,88	6,38	6,41	6,47	6,43	6,27	6,43	6,41	6,17	6,02	6,19	6,26	6,25	6,53	6,78	6,66	6,51	6,38	6,76	6,91
T3	7,23	7,26	7,27	6,49	6,72	6,75	6,93	6,89	6,39	6,46	6,44	6,42	6,31	6,32	6,25	6,08	5,82	5,93	6,09	6,33	6,56	6,78	6,63	6,48	6,37	6,72	7,03
T4	7,24	7,26	7,27	6,46	6,72	6,75	6,93	6,90	6,40	6,44	6,42	6,45	6,20	6,31	6,16	6,05	5,93	6,03	6,17	6,39	6,59	6,79	6,68	6,53	6,48	6,83	7,18

Elaborado por: La autora.

Anexo 44: Datos de campo para C.E. (conductividad eléctrica)

				nutriente					microalgas							nutriente							nutriente				
	24-nov	25-nov	26-nov	27-nov	28-nov	29-nov	30-nov	01-di	01-dic	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	1,38	1,47	1,28	2,14	2,11	2,01	2,03	2,04	2,00	1,80	1,70	1,64	1,58	1,60	1,53	2,85	2,67	2,43	2,14	1,85	1,70	1,65	2,88	2,40	2,08	1,94	1,86
T2	1,37	1,36	1,14	2,10	2,06	2,07	2,07	2,08	2,06	1,98	1,93	1,89	1,82	1,77	1,69	2,90	2,85	2,65	2,45	2,15	2,07	1,89	2,07	2,78	2,42	2,16	2,05
T3	1,37	1,30	1,12	2,17	2,05	2,09	2,08	2,03	2,01	1,99	1,92	1,87	1,74	1,64	1,60	2,78	2,71	2,51	2,25	2,03	1,82	1,74	2,75	2,42	2,12	1,92	1,84
T4	1,34	1,31	1,09	2,10	2,06	2,04	2,04	2,01	1,95	1,86	1,95	2,00	1,82	1,70	1,72	2,54	2,79	2,43	2,06	1,86	1,69	1,48	2,64	2,31	2,12	2,01	1,95
T1	1,47	1,46	1,31	2,14	2,04	2,08	2,07	2,02	2,00	1,74	1,79	1,65	1,50	1,57	1,52	2,82	2,67	2,54	2,31	1,95	1,87	1,87	3,16	2,83	2,37	2,18	1,93
T2	1,30	1,27	1,04	2,08	2,03	2,03	2,04	2,03	2,00	1,92	1,92	1,87	1,82	1,76	1,71	2,87	2,84	2,71	2,49	2,16	2,16	1,96	3,02	2,73	2,42	2,17	1,98
T3	1,32	1,40	1,17	2,15	2,03	2,09	2,07	2,10	2,03	2,02	1,93	1,92	1,82	1,79	1,67	2,88	2,77	2,48	2,30	1,93	1,84	1,64	2,76	2,43	2,11	1,89	1,68
T4	1,27	1,26	1,13	2,06	2,04	2,08	2,07	2,03	1,99	1,98	1,97	1,99	1,94	1,82	1,29	2,96	2,84	2,63	2,27	2,00	1,99	1,81	2,79	2,46	2,14	1,96	1,76
T1	1,46	1,50	1,29	2,06	2,12	2,09	2,06	2,04	2,01	1,87	1,87	1,77	1,72	1,60	1,58	2,77	2,71	2,57	2,15	1,84	1,75	1,62	2,52	2,31	2,14	2,00	1,93
T2	1,27	1,31	1,12	2,01	2,04	2,08	2,05	2,05	2,03	1,90	1,92	1,80	1,73	1,61	1,49	2,52	2,38	2,55	2,49	1,89	1,44	1,33	2,38	2,10	1,84	1,79	1,52
T3	1,33	1,32	1,29	2,08	2,02	2,08	2,08	2,07	2,02	2,00	1,96	1,93	1,88	1,79	1,73	2,82	2,71	2,52	2,21	1,88	1,83	1,61	2,67	2,34	1,97	1,75	1,61
T4	1,31	1,29	1,15	2,08	2,09	2,06	2,08	2,02	1,95	1,98	1,95	1,92	1,86	1,76	1,58	2,75	2,54	2,56	2,02	1,62	1,52	1,31	2,46	2,17	1,86	1,71	1,50

Elaborado por: La autora.

Anexo 45: Datos de campo para resistividad eléctrica.

				nutriente					microalgas							nutriente							nutriente				
	24-nov	25-nov	26-nov	27-nov	28-nov	29-nov	30-nov	01-di	01-dic	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	0,72	0,68	0,78	0,47	0,47	0,49	0,49	0,49	0,53	0,56	0,57	0,57	0,63	0,63	0,65	0,35	0,37	0,41	0,47	0,54	0,59	0,61	0,36	0,41	0,48	0,51	0,53
T2	0,73	0,74	0,88	0,56	0,51	0,48	0,48	0,48	0,49	0,51	0,52	0,53	0,55	0,56	0,59	0,34	0,35	0,37	0,41	0,46	0,49	0,53	0,33	0,35	0,41	0,46	0,49
T3	0,73	0,79	0,89	0,46	0,49	0,48	0,48	0,49	0,50	0,50	0,52	0,53	0,57	0,61	0,63	0,36	0,37	0,41	0,44	0,49	0,55	0,58	0,37	0,41	0,47	0,52	0,54
T4	0,75	0,77	0,92	0,48	0,51	0,49	0,49	0,50	0,52	0,54	0,51	0,53	0,55	0,59	0,58	0,39	0,37	0,41	0,50	0,52	0,62	0,68	0,38	0,43	0,47	0,50	0,51
T1	0,68	0,68	0,77	0,49	0,49	0,48	0,48	0,50	0,56	0,58	0,55	0,61	0,67	0,64	0,66	0,35	0,37	0,41	0,43	0,51	0,54	0,54	0,32	0,38	0,42	0,46	0,52
T2	0,77	0,79	0,96	0,48	0,50	0,49	0,49	0,49	0,50	0,52	0,52	0,53	0,55	0,57	0,59	0,35	0,35	0,41	0,40	0,46	0,46	0,51	0,33	0,38	0,41	0,46	0,50
T3	0,75	0,72	0,86	0,47	0,51	0,48	0,48	0,48	0,49	0,50	0,51	0,52	0,55	0,56	0,60	0,35	0,36	0,41	0,44	0,52	0,54	0,61	0,36	0,42	0,47	0,53	0,59
T4	0,79	0,79	0,89	0,49	0,51	0,48	0,48	0,49	0,50	0,50	0,51	0,50	0,52	0,56	0,58	0,34	0,35	0,41	0,44	0,50	0,51	0,55	0,36	0,42	0,47	0,51	0,57
T1	0,69	0,67	0,78	0,49	0,47	0,48	0,48	0,49	0,52	0,53	0,53	0,57	0,59	0,59	0,64	0,36	0,37	0,41	0,46	0,54	0,57	0,62	0,40	0,45	0,48	0,50	0,52
T2	0,78	0,76	0,90	0,51	0,51	0,48	0,49	0,49	0,49	0,53	0,52	0,56	0,58	0,62	0,67	0,38	0,42	0,42	0,40	0,56	0,68	0,75	0,42	0,48	0,54	0,67	0,79
T3	0,75	0,78	0,78	0,50	0,51	0,48	0,48	0,48	0,50	0,50	0,51	0,52	0,53	0,56	0,58	0,36	0,37	0,41	0,45	0,53	0,55	0,63	0,37	0,44	0,51	0,57	0,62
T4	0,76	0,77	0,87	0,48	0,50	0,48	0,48	0,49	0,51	0,51	0,51	0,52	0,54	0,58	0,68	0,36	0,39	0,41	0,52	0,66	0,66	0,76	0,40	0,46	0,53	0,65	0,78

Elaborado por: La autora.

Anexo 46: Datos de campo para sólidos disueltos totales

				nutriente					microalgas							nutriente							nutriente				
	24-nov	25-nov	26-nov	27-nov	28-nov	29-nov	30-nov	01-dic	01-di	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	0,74	0,78	0,68	1,14	1,13	1,08	1,08	1,10	1,00	0,97	0,91	0,87	0,84	0,86	0,82	1,53	1,44	1,30	1,15	0,99	0,90	0,88	1,55	1,34	1,12	1,04	1,00
T2	0,73	0,73	0,61	1,12	1,05	1,11	1,11	1,11	1,10	1,06	1,03	1,02	0,97	0,95	0,90	1,56	1,53	1,43	1,31	1,15	1,11	1,01	1,65	1,48	1,30	1,16	1,10
T3	0,74	0,69	0,60	1,14	1,09	1,12	1,11	1,04	1,08	1,06	1,03	1,00	0,93	0,88	0,85	1,49	1,45	1,31	1,21	1,09	0,97	0,92	1,55	1,34	1,12	1,04	1,00
T4	0,71	0,70	0,58	1,12	1,09	1,09	1,09	1,02	1,04	0,99	1,04	1,01	0,97	0,91	0,92	1,37	1,46	1,30	1,09	0,99	0,85	0,79	1,42	1,26	1,13	1,07	1,04
T1	0,79	0,78	0,70	1,09	1,10	1,06	1,11	1,08	0,97	0,93	1,00	0,88	0,80	0,81	0,81	1,52	1,43	1,29	1,23	1,04	1,00	0,54	1,69	1,48	1,27	1,17	1,04
T2	0,69	0,68	0,55	1,11	1,06	1,04	1,09	1,08	1,07	1,04	1,03	1,00	0,97	0,94	0,91	1,54	1,52	1,36	1,33	1,16	1,15	0,51	1,62	1,46	1,30	1,16	1,06
T3	0,71	0,75	0,62	1,15	1,08	1,06	1,11	1,11	1,09	1,08	1,05	1,03	0,97	0,96	0,89	1,55	1,48	1,33	1,23	1,03	0,99	0,61	1,48	1,30	1,13	1,01	0,90
T4	0,67	0,67	0,60	1,10	1,08	1,11	1,11	1,09	1,06	1,03	1,05	1,07	1,04	0,97	0,69	1,59	1,53	1,31	1,22	1,07	1,06	0,55	1,49	1,32	1,14	1,05	0,94
T1	0,78	0,80	0,69	1,11	1,14	1,12	1,05	1,04	1,02	1,00	0,99	1,05	0,92	0,92	0,85	1,49	1,45	1,35	1,15	0,99	0,94	0,62	1,35	1,26	1,14	1,07	1,03
T2	0,68	0,70	0,60	1,05	1,06	1,12	1,04	1,04	1,09	1,01	1,02	0,98	0,92	0,86	0,80	1,35	1,28	1,25	1,23	0,96	0,77	0,75	1,28	1,09	0,98	0,80	0,67
T3	0,71	0,69	0,68	1,06	1,06	1,12	1,06	1,10	1,08	1,07	1,03	1,04	1,00	0,96	0,92	1,51	1,45	1,33	1,18	1,01	0,98	0,63	1,43	1,27	1,09	0,94	0,86
T4	0,70	0,69	0,61	1,12	1,12	1,10	1,06	1,03	1,04	1,06	1,05	1,03	0,99	0,93	0,85	1,48	1,36	1,30	1,03	0,81	0,81	0,76	1,32	1,15	1,01	0,81	0,70

Elaborado por: La autora.

Anexo 47: Datos de campo para sal.

				nutriente					microalgas							nutriente							nutriente				
	24-nov	25-nov	26-nov	27-nov	28-nov	29-nov	30-nov	01-di	01-dic	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	0,69	0,73	0,64	1,09	1,07	1,03	1,03	1,04	0,95	0,91	0,86	0,82	0,79	0,8	0,77	1,48	1,38	1,25	1,09	0,99	0,85	0,83	1,49	1,28	1,06	0,98	0,94
T2	0,68	0,68	0,56	1,01	1	1,06	1,04	1,06	1,05	1	0,98	0,96	0,92	0,89	0,85	1,51	1,48	1,37	1,25	1,1	0,95	0,96	1,6	1,39	1,24	1,1	1,04
T3	0,69	0,64	0,56	1,11	1,04	1,06	1,06	1,03	1,02	1,01	0,98	0,95	0,88	0,83	0,8	1,43	1,4	1,27	1,15	1,03	0,92	0,86	1,42	1,25	1,08	0,97	0,93
T4	0,67	0,65	0,54	1,07	1,03	1,04	1,04	1,02	0,98	0,94	0,99	0,96	0,92	0,86	0,87	1,43	1,41	1,24	1,03	0,95	0,79	0,74	1,36	1,22	1,08	1,02	0,99
T1	0,74	0,73	0,65	1,04	1,04	1,06	1,06	1,03	0,91	0,88	0,91	0,83	0,75	0,79	0,76	1,46	1,38	1,32	1,18	0,99	0,96	0,94	1,64	1,47	1,22	1,11	0,98
T2	0,64	0,63	0,51	1,06	1,01	1,04	1,03	1,03	1,03	0,98	0,98	0,95	0,92	0,89	0,86	1,49	1,47	1,35	1,28	1,14	1,1	1	1,57	1,41	1,24	1,11	1
T3	0,66	0,7	0,58	1,1	1,01	1,06	1,06	1,07	1,02	1,03	0,99	0,98	0,91	0,9	0,84	1,5	1,43	1,26	1,18	0,98	0,93	0,82	1,43	1,31	1,08	0,96	0,85
T4	0,63	0,63	0,56	1,05	1,02	1,06	1,06	1,03	1,01	1,01	1	1,01	0,98	0,92	0,64	1,53	1,48	1,38	1,16	1,01	1,02	0,92	1,44	1,24	1,09	1	0,89
T1	0,72	0,75	0,64	1,05	1,08	1,07	1,05	1,04	0,98	0,95	0,95	0,89	0,86	0,83	0,8	1,43	1,4	1,25	1,1	0,93	0,88	0,82	1,3	1,18	1,09	1,02	0,98
T2	0,64	0,65	0,55	1	1	1,06	1,04	1,04	1,03	0,96	0,98	0,91	0,87	0,81	0,75	1,3	1,23	1,32	1,28	0,91	0,73	0,67	1,22	1,09	0,98	0,75	0,72
T3	0,66	0,64	0,64	1,01	1	1,06	1,06	1,06	1,02	1,02	1	0,98	0,95	0,9	0,87	1,46	1,39	1,26	1,13	0,95	0,92	0,81	1,38	1,17	1	0,88	0,81
T4	0,65	0,64	0,57	1,06	1,03	1,04	1,06	1,03	0,99	1	0,99	0,98	0,94	0,88	0,8	1,43	1,31	1,21	1	0,76	0,75	0,66	1,27	1,11	0,97	0,76	0,58

Elaborado por: La autora.

Anexo 48: Datos de campo para absorbancia.

				nutriente					microalgas								nutriente										
	24-nov	25-nov	26-nov	27-nov	28-nov	29-nov	30-nov	01-di	01-dic	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	0,005	0,009	0,002	0,011	0,004	0,002	0,008	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,006	0,016	0,009	0,008	0,006	0,011	0,019	0,029	0,007	0,007	0,007	0,018	0,029	0,021	0,031
T2	0,008	0,000	0,003	0,006	0,000	0,004	0,009	0,000	0,144	0,130	0,116	0,120	0,140	0,154	0,131	0,130	0,133	0,142	0,124	0,126	0,111	0,106	0,123	0,117	0,106	0,094	0,078
T3	0,005	0,000	0,004	0,005	0,000	0,005	0,009	0,004	0,293	0,285	0,303	0,339	0,352	0,283	0,358	0,378	0,373	0,260	0,359	0,374	0,342	0,438	0,476	0,483	0,492	0,477	0,489
T4	0,010	0,002	0,007	0,007	0,002	0,006	0,007	0,002	0,380	0,356	0,388	0,406	0,445	0,423	0,412	0,412	0,377	0,385	0,386	0,396	0,347	0,381	0,400	0,402	0,353	0,382	0,364
T1	0,004	0,005	0,005	0,009	0,000	0,005	0,001	0,004	0,000	0,000	0,000	0,000	0,005	0,008	0,009	0,007	0,008	0,018	0,012	0,015	0,000	0,006	0,021	0,015	0,011	0,002	0,007
T2	0,010	0,003	0,003	0,007	0,003	0,007	0,001	0,004	0,142	0,113	0,111	0,134	0,159	0,148	0,136	0,128	0,121	0,128	0,139	0,128	0,149	0,189	0,218	0,237	0,240	0,235	0,241
T3	0,005	0,003	0,007	0,009	0,002	0,010	0,000	0,002	0,292	0,263	0,285	0,313	0,309	0,321	0,255	0,223	0,199	0,211	0,228	0,222	0,222	0,212	0,237	0,236	0,223	0,199	0,179
T4	0,009	0,006	0,002	0,014	0,004	0,008	0,002	0,005	0,388	0,324	0,375	0,397	0,429	0,464	0,454	0,500	0,444	0,443	0,449	0,436	0,484	0,492	0,505	0,498	0,490	0,486	0,456
T1	0,010	0,006	0,002	0,008	0,000	0,004	0,000	0,002	0,000	0,000	0,007	0,004	0,007	0,014	0,010	0,006	0,007	0,014	0,014	0,003	0,000	0,001	0,017	0,010	0,010	0,000	0,006
T2	0,004	0,001	0,001	0,007	0,003	0,008	0,003	0,012	0,160	0,204	0,118	0,099	0,135	0,146	0,159	0,141	0,115	0,123	0,119	0,109	0,100	0,109	0,111	0,114	0,100	0,088	0,092
T3	0,005	0,004	0,006	0,008	0,009	0,008	0,006	0,000	0,290	0,251	0,297	0,289	0,310	0,394	0,230	0,221	0,133	0,140	0,211	0,145	0,136	0,080	0,130	0,081	0,065	0,053	0,059
T4	0,000	0,000	0,002	0,012	0,004	0,009	0,003	0,016	0,450	0,365	0,379	0,427	0,452	0,450	0,364	0,351	0,232	0,258	0,352	0,227	0,232	0,231	0,250	0,241	0,191	0,122	0,123

Elaborado por: La autora.

Anexo 49: Datos de campo para porcentaje de transmitancia.

				nutriente					microalgas							nut							nut				
	24-nov	25-nov	26-nov	27-nov	28-nov	29-nov	30-nov	01-di	01-dic	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	98,81	98,06	99,61	97,55	99,06	99,46	98,24	100	100	100	100	100	98,54	96,43	97,93	98,1	98,69	97,54	95,83	93,5	98,49	98,51	97,63	90,09	93,5	95,35	93,11
T2	98,2	100	99,3	98,54	99,8	99,19	98,01	100	100	74,11	76,63	75,92	72,51	70,2	73,97	74,07	73,7	72,04	75,09	74,91	77,44	78,42	75,3	77,01	78,41	80,55	83,52
T3	98,98	100	99,19	98,84	100	98,92	97,95	99,16	99,18	51,92	49,76	45,81	44,48	52,11	43,84	41,89	42,37	54,95	44,22	41,72	45,52	36,49	33,41	32,89	32,23	33,88	32,47
T4	96,57	99,45	98,42	98,37	99,6	98,64	98,33	99,59	99,56	43,88	40,89	39,31	35,89	37,74	38,77	38,69	41,97	41,18	40,97	40,31	45,02	41,63	39,81	39,31	44,4	41,53	41,92
T1	99,12	98,97	98,93	97,86	100	98,91	99,73	99,12	99,18	100	100	100	98,8	98,92	97,87	98,42	98,29	95,85	97,19	96,67	100	98,56	95,39	97,25	97,5	99,49	98,49
T2	97,85	99,25	99,24	98,45	99,81	98,47	99,83	99	99,17	77,13	77,48	73,42	69,37	71,11	73,1	74,46	75,67	74,5	72,65	74,44	71,01	64,76	60,59	58,71	57,5	58,28	57,36
T3	98,86	99,33	98,38	98,03	99,5	97,77	100	99,46	99,55	54,53	51,91	48,65	49,11	47,73	55,6	59,85	63,3	61,48	59,13	60,05	60,03	61,34	57,9	57,98	59,86	63,31	66,25
T4	96,98	98,71	99,58	96,94	99,07	98,3	99,46	98,92	98,93	47,39	48,18	40,08	37,24	34,37	35,15	31,63	35,99	36,06	34,83	36,64	32,84	32,21	31,28	33,18	32,36	32,69	35
T1	97,84	98,57	99,52	98,12	99,71	99,04	99,94	99,47	99,55	100	98,87	99,09	98,52	98,14	97,69	98,61	98,33	96,79	96,91	99,25	100	99,86	96,21	97,61	97,76	100	98,66
T2	98,99	99,83	99,7	98,32	99,39	98,18	99,35	97,39	97,54	78,77	75,99	79,55	73,25	71,48	69,34	72,34	76,75	75,33	71,19	77,73	79,37	77,74	77,52	76,39	79,52	81,7	80,89
T3	98,87	99,19	98,65	98,11	98	98,2	98,74	97,11	100	56,12	48,97	51,43	49,01	40,35	58,83	59,38	73,69	72,25	71,42	73,86	73,14	83,14	82,99	83,21	85,98	88,59	87,33
T4	100	100	99,55	97,23	99,14	97,93	99,31	96,32	97,13	43,14	47,98	37,41	35,3	34,5	43,82	40,28	58,64	55,25	58,38	59,24	58,67	58,76	56,21	58,93	64,49	75,49	75,3

Elaborado por: La autora.

Anexo 50: Datos de campo para consumo de agua.

	29-nov	30-nov	01-dic	02-dic	03-dic	04-dic	05-dic	06-dic	07-dic	08-dic	09-dic	10-dic	11-dic	12-dic	13-dic	14-dic	15-dic	16-dic	17-dic	18-dic	19-dic
T1	800			300	280	720	360	810	1100	1310	1800	2500	2000	2100	2500	3100	3150	3000	3200	3800	2700
T2	600			698	325	750	650	1100	1250	1000	1100	3000	2100	2000	1950	3000	3200	3100	3220	4000	2800
T3	825			0	250	700	720	1150	1500	1400	1220	3100	2300	2100	1200	2800	3100	3150	3400	4350	3150
T4	825			0	0	770	735	1500	1350	1500	1510	3400	2400	2300	2150	3300	3500	3500	3600	4500	3300
T1	600			300	295	700	310	800	1020	1200	1600	2400	2100	2100	2500	2800	3100	3150	3300	4100	3050
T2	650			713	320	620	645	1200	1110	1250	1000	3200	2000	2200	2000	2700	3000	3200	3100	4500	3280
T3	600			0	240	620	510	1300	1700	1600	1500	3100	2250	2000	2100	3000	3400	3250	3500	4420	3520
T4	750			0	0	0	365	700	1380	1100	1510	3300	2300	2400	2100	3050	3200	3700	3650	4650	3800
T1	650			300	300	650	610	820	1060	1500	1900	2800	2100	2300	2100	3000	3200	3200	3400	4200	3050
T2	700			708	320	680	760	1120	1800	2500	2100	3000	2200	2500	2150	3300	3500	3400	3580	4450	3420
T3	600			0	250	620	630	1250	1500	1600	2100	3100	2250	2400	2000	3500	3800	3750	3800	4700	3750
T4	750			0	0	825	800	1600	1700	2100	2200	3500	2600	2800	2350	3100	4000	3850	3350	4150	3900

Elaborado por: La autora.

Anexo 51: Datos de campo para conteo de microalgas.

	dia 1	dia 3	dia 5	dia 7	dia 9	dia 11	dia 13	dia 15	dia 17	dia 19
T1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
T2	42	59	78,5	79,5	121	115,5	145	152,5	134,5	145
T3	89,5	94	132	112,5	171,5	225,5	245	278,5	220	166,5
T4	130	139	174,5	159,5	245,5	265,5	282	305	203,5	183
T1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
T2	42,5	53,5	72	68	97	110	128,5	202,5	160,5	132
T3	83,5	100,5	132	114,5	156	164,5	183,5	213	132,5	161
T4	122,5	131	181	154,5	223,5	230,5	232	260	219	202
T1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
T2	38,5	59,5	75,5	83	90,5	105	81	98,5	116,5	76
T3	82,5	100,5	131,5	116,5	134	154	184	212	108,5	74,5
T4	123	130,5	168,5	163	198,5	218	196	234	196	100,5

Anexo 52: Datos de campo para clorofila.

OESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	29,43	28,24	34,02	91,68	30,56
T2	29,43	31,61	31,74	92,78	30,93
T3	28,90	31,55	31,81	92,26	30,75
T4	28,60	29,49	32,53	90,63	30,21
SUMA	116,35	120,89	130,10	367,34	30,61

ESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	28,88	28,72	29,76	87,36	29,12
T2	29,17	27,82	30,72	87,71	29,24
T3	29,88	29,82	28,83	88,53	29,51
T4	28,01	28,42	30,19	86,61	28,87
SUMA	115,94	114,78	119,50	350,22	29,18

TOTAL	I	II	II	SUMA	MEDIA
T1	29,15	28,48	31,89	89,52	29,84
T2	29,30	29,71	31,23	90,24	30,08
T3	29,39	30,69	30,32	90,40	30,13
T4	28,31	28,95	31,36	88,62	29,54
SUMA	116,15	117,83	124,80	358,78	29,90

Anexo 53: Datos de campo para peso seco raíz.

PESO SECO RAIZ E	P. caja	P. raiz	P.total	P.caja + raiz seca	peso seco	peso humedo	materia seca	% humedad
T1	7,94	14,34	22,28	8,78	0,83	14,34	5,80	94,20
T2	7,93	20,32	28,25	9,02	1,09	20,32	5,37	94,63
T3	7,92	20,84	28,75	8,91	1,00	20,84	4,79	95,21
T4	8,01	9,96	17,97	8,83	0,82	9,96	8,21	91,79
T1	6,54	9,89	16,44	7,00	0,46	9,89	4,66	95,34
T2	8,00	12,27	20,27	8,73	0,72	12,27	5,90	94,10
T3	6,50	7,98	14,48	6,90	0,40	7,98	5,03	94,97
T4	7,75	5,63	13,38	7,98	0,24	5,63	4,19	95,81
T1	7,99	7,03	15,02	8,44	0,46	7,03	6,52	93,48
T2	7,79	12,96	20,74	8,43	0,64	12,96	4,97	95,03
T3	6,55	9,08	15,62	7,03	0,48	9,08	5,30	94,70
T4	6,56	6,27	12,83	6,93	0,37	6,27	5,93	94,07

PESO SECO RAIZ O	P. caja	P. raiz	P.total	P.caja + raiz seca	peso seco	peso humedo	materia seca	% humedad
T1	7,73	14,09	21,82	8,64	0,90	14,09	6,40	93,60
T2	7,97	15,88	23,85	8,68	0,71	15,88	4,45	95,55
T3	7,90	10,20	18,10	8,52	0,62	10,20	6,12	93,88
T4	7,92	15,31	23,23	9,03	1,11	15,31	7,26	92,74
T1	6,52	9,32	15,84	7,02	0,50	9,32	5,37	94,63
T2	7,73	11,37	19,10	8,29	0,56	11,37	4,95	95,05
T3	7,98	6,44	14,41	8,30	0,32	6,44	4,99	95,01
T4	7,94	10,16	18,10	8,36	0,41	10,16	4,08	95,92
T1	7,92	7,24	15,16	8,37	0,45	7,24	6,20	93,80
T2	7,94	10,90	18,84	8,40	0,46	10,90	4,21	95,79
T3	6,53	6,51	13,04	6,80	0,27	6,51	4,22	95,78
T4	7,78	14,31	22,09	8,50	0,71	14,31	4,99	95,01

Anexo 54: Datos de campo para peso seco hoja.

PESO SECO HOJA E	P. caja	P. raiz	P.total	P.caja + raiz seca	peso seco	peso humed	materia seca	% humedad
T1	7,91	11,03	18,94	8,52	0,61	11,03	5,56	94,44
T2	7,94	11,89	19,82	8,60	0,66	11,89	5,53	94,47
T3	6,49	10,43	16,92	7,05	0,56	10,43	5,34	94,66
T4	6,50	10,32	16,82	7,17	0,67	10,32	6,50	93,50
T1	6,49	10,24	16,73	7,19	0,71	10,24	6,91	93,09
T2	7,92	10,83	18,75	8,58	0,66	10,83	6,09	93,91
T3	7,76	10,96	18,72	8,45	0,69	10,96	6,25	93,75
T4	7,91	11,55	19,45	8,60	0,69	11,55	6,00	94,00
T1	6,51	10,86	17,37	7,29	0,78	10,86	7,22	92,78
T2	7,78	10,38	18,17	8,39	0,61	10,38	5,87	94,13
T3	7,97	11,05	19,02	8,74	0,76	11,05	6,90	93,10
T4	8,01	10,44	18,45	8,66	0,66	10,44	6,28	93,72

PESO SECO HOJA O	P. caja	P. raiz	P.total	P.caja + raiz seca	peso seco	peso humed	materia seca	% humedad
T1	7,92	11,12	19,04	8,65	0,73	11,12	6,53	93,47
T2	6,51	10,54	17,05	7,20	0,69	10,54	6,55	93,45
T3	7,92	10,42	18,34	8,50	0,57	10,42	5,52	94,48
T4	7,93	10,56	18,49	8,67	0,74	10,56	6,99	93,01
T1	7,76	70,96	78,72	8,47	0,70	70,96	0,99	99,01
T2	7,45	10,23	17,68	8,12	0,67	10,23	6,57	93,43
T3	7,78	10,77	18,54	8,45	0,68	10,77	6,27	93,73
T4	7,97	11,40	19,37	8,75	0,78	11,40	6,82	93,18
T1	8,00	10,17	18,17	8,65	0,65	10,17	6,40	93,60
T2	6,56	10,55	17,10	7,25	0,70	10,55	6,61	93,39
T3	7,91	10,03	17,94	8,55	0,64	10,03	6,41	93,59
T4	7,89	11,35	19,24	8,57	0,68	11,35	6,03	93,97

Anexo 55: Datos de campo de diámetro de tallo de la planta.

OESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	6,12	6,19	6,57	18,88	6,29
T2	6,39	6,73	7,88	21,00	7,00
T3	5,97	6,81	7,95	20,73	6,91
T4	6,46	6,25	8,01	20,73	6,91
SUMA	24,95	25,99	30,41	81,35	6,78

ESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	5,75	5,53	5,41	16,69	5,56
T2	5,77	6,32	7,08	19,17	6,39
T3	5,92	6,34	6,71	18,97	6,32
T4	6,12	6,29	7,11	19,52	6,51
SUMA	23,55	24,49	26,32	74,36	6,20

DIAMETRO	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	5,93	5,86	5,99	17,79	5,93
T2	6,08	6,53	7,48	20,09	6,70
T3	5,94	6,58	7,33	19,85	6,62
T4	6,29	6,27	7,56	20,12	6,71
SUMA	24,25	25,24	28,36	77,85	6,49

Anexo 56: Datos de campo de peso de raíz de la planta.

OESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	5,78	5,83	5,67	17,28	5,76
T2	6,56	7,61	8,78	22,94	7,65
T3	6,78	7,28	8,89	22,94	7,65
T4	5,00	7,56	9,72	22,28	7,43
SUMA	24,11	28,28	33,06	85,44	7,12

ESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	4,11	4,78	5,22	14,11	4,70
T2	6,22	6,44	7,33	20,00	6,67
T3	6,33	7,11	7,83	21,28	7,09
T4	3,92	6,17	7,00	17,08	5,69
SUMA	20,58	24,50	27,39	72,47	6,04

PESO RAIZ	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	4,94	5,31	5,44	15,69	5,23
T2	6,39	7,03	8,06	21,47	7,16
T3	6,56	7,19	8,36	22,11	7,37
T4	4,46	6,86	8,36	19,68	6,56
SUMA	22,35	26,39	30,22	78,96	6,58

Anexo 57: Datos de campo de largo de raíz de la planta.

OESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	26,89	23,75	21,17	71,81	23,94
T2	29,39	28,47	30,72	88,58	29,53
T3	28,42	76,11	27,00	131,53	43,84
T4	22,89	29,50	26,39	78,78	26,26
SUMA	107,58	157,83	105,28	370,69	30,89

ESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	24,56	27,00	25,22	76,78	25,59
T2	26,50	26,67	27,11	80,28	26,76
T3	30,19	26,67	24,92	81,78	27,26
T4	21,17	28,17	25,33	74,67	24,89
SUMA	102,42	108,50	102,58	313,50	26,13

LARGO RAIZ	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	25,72	25,38	23,19	74,29	24,76
T2	27,94	27,57	28,92	84,43	28,14
T3	29,31	51,39	25,96	106,65	35,55
T4	22,03	28,83	25,86	76,72	25,57
SUMA	105,00	133,17	103,93	342,10	28,51

Anexo 58: Datos de campo de peso de hoja de la planta.

OESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	36,33	34,50	35,72	106,56	35,52
T2	39,33	47,28	56,78	143,39	47,80
T3	44,44	44,72	55,61	144,78	48,26
T4	38,11	44,39	57,28	139,78	46,59
SUMA	158,22	170,89	205,39	534,50	44,54

ESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	34,33	31,44	33,44	99,22	33,07
T2	41,22	40,78	55,11	137,11	45,70
T3	42,11	48,56	49,08	139,75	46,58
T4	37,08	45,61	55,44	138,14	46,05
SUMA	154,75	166,39	193,08	514,22	42,85

PESO HOJA	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	35,33	32,97	34,58	102,89	34,30
T2	40,28	44,03	55,94	140,25	46,75
T3	43,28	46,64	52,35	142,26	47,42
T4	37,60	45,00	56,36	138,96	46,32
SUMA	156,49	168,64	199,24	524,36	43,70

Anexo 59: Datos de campo de largo de hoja de la planta.

OESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	34,72	30,08	27,12	91,92	30,64
T2	34,06	31,94	27,78	93,78	31,26
T3	32,67	29,64	30,03	92,33	30,78
T4	31,06	31,94	31,14	94,14	31,38
SUMA	132,50	123,61	116,06	372,17	31,01

ESTE	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	32,89	30,33	26,78	90,00	30,00
T2	34,39	30,56	28,00	92,94	30,98
T3	33,53	30,22	29,92	93,67	31,22
T4	32,50	33,72	30,06	96,28	32,09
SUMA	133,31	124,83	114,75	372,89	31,07

LARGO HOJA	I	II	III	SUMA	MEDIA
T1	33,81	30,21	26,95	90,96	30,32
T2	34,22	31,25	27,89	93,36	31,12
T3	33,10	29,93	29,97	93,00	31,00
T4	31,78	32,83	30,60	95,21	31,74
SUMA	132,90	124,22	115,41	372,53	31,04

Elaborado por: La autora.