



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESCUELA DE CIENCIAS QUÍMICAS

“VALORACIÓN DEL EFECTO BIOLÓGICO GENERADO POR UN BIOFERTILIZANTE ARTESANAL EN SUELOS, COMO ALTERNATIVA AL USO DE AGROQUÍMICOS”

TRABAJO DE TITULACIÓN

TIPO: TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERA EN BIOTECNOLOGÍA AMBIENTAL

AUTORA: MARÍA ALEJANDRA BANEGAS VIZUETE

TUTOR: DR. VÍCTOR LINDAO

Riobamba - Ecuador

2018

©2018, María Alejandra Banegas Vizueté

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESCUELA DE CIENCIAS QUÍMICAS

El Tribunal de Trabajo de Titulación certifica que: El trabajo: “VALORACIÓN DEL EFECTO BIOLÓGICO GENERADO POR UN BIOFERTILIZANTE ARTESANAL EN SUELOS, COMO ALTERNATIVA AL USO DE AGROQUÍMICOS”, de responsabilidad de la señorita María Alejandra Banegas Vizuete, ha sido minuciosamente revisado por los miembros del Tribunal del Trabajo de Titulación, quedando autorizada su presentación.

FIRMA

FECHA

Dr. Victor Lindao

**DIRECTOR DE TRABAJO
DE TITULACIÓN**

Ing. Camilo Haro

MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Yo, María Alejandra Banegas Vizúete soy responsable de las ideas, doctrinas y resultados expuestos en este Trabajo de Titulación y el patrimonio intelectual del Trabajo de Titulación pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

María Alejandra Banegas Vizúete

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD

Yo, María Alejandra Banegas Vizuite, declaro que el presente trabajo de titulación es de mi autoría y que los resultados del mismo son auténticos y originales. Los textos constantes en el documento que provienen de otra fuente están debidamente citados y referenciados.

Como autora, asumo la responsabilidad legal y académica del actual trabajo de titulación.

Riobamba, 16 de febrero del 2018

María Alejandra Banegas Vizuite

Cédula de Identidad: 060384846-6

DEDICATORIA

A mis padres, que han sido un pilar fundamental durante mi vida y más aún durante mi época estudiantil, en sí, son mi razón de luchar y llegar a ser tan grande como ellos.

A mi esposo y mi hija, que han sido mi fortaleza y razón para cumplir mis metas.

A mis hermanos, que en todo momento me han brindado su apoyo y conocimientos.

A mi amiga María José P., que fue la mejor compañía y apoyo que tuve durante mi vida estudiantil.

María Alejandra Banegas Vizuite

AGRADECIMIENTO

A mis padres les agradezco por todo el apoyo que me han dado, y me siguen dando; son la razón de muchas cosas en mi vida y más que nada son lo que más amo.

A mis hermanos, que a lo largo de mi vida me han ayudado con sus consejos y vivencias, pudiendo aplicarlos en mi vida estudiantil.

A mi esposo, que ha sido mi gran ayuda y apoyo durante el trayecto de mi trabajo de titulación.

Al Dr. Victor Lindao, Dra. Norma Erazo y al Ing. Camilo Haro; por su ayuda y asesoramiento.

María Alejandra Banegas Vizuite

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN	xix
SUMMARY	xx
INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO I	3
1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL	3
1.1 Antecedentes de la investigación	3
1.2 Marco Conceptual	4
1.2.1 Suelo	4
1.2.2 Características del suelo	5
1.2.2.1 <i>Propiedades físicas</i>	5
1.2.2.2 <i>Propiedades fisicoquímicas</i>	11
1.2.2.3 <i>Propiedades químicas</i>	13
1.2.2.4 <i>Propiedades biológicas</i>	14
1.2.3 Rizósfera	15
1.2.4 Factores que condicionan la disponibilidad de nutrientes en el suelo	16
1.2.4.1 <i>pH del suelo</i>	16
1.2.4.2 <i>Textura y materia orgánica</i>	17
1.2.4.3 <i>Potencial Redox</i>	18
1.2.4.4 <i>Clima</i>	18
1.2.4.5 <i>Estructura</i>	19
1.2.4.6 <i>Temperatura</i>	19
1.2.4.7 <i>Irradiación</i>	20

1.2.4.8	<i>Aireación</i>	20
1.2.4.9	<i>La rizósfera</i>	20
1.2.5	<i>Biología del suelo</i>	21
1.2.5.1	<i>Virus</i>	21
1.2.5.2	<i>Microflora</i>	21
1.2.5.3	<i>Microfauna</i>	22
1.2.6	<i>Los microorganismos del suelo y la biotecnología en la agricultura</i>	23
1.2.7	<i>Biofertilizante</i>	24
1.2.8	<i>Lactuca sativa L.</i>	25
1.2.8.1	<i>Requerimientos edafoclimáticos del Lactuca sativa L.</i>	25
1.2.9	<i>Rendimiento de los cultivos</i>	26
CAPÍTULO II		
2.	MARCO METODOLÓGICO EXPERIMENTAL	27
2.1	Lugar de la Investigación	27
2.2	Hipótesis y especificación de las variables	27
2.3	Tipo y Diseño de Investigación	27
2.4	Unidad de Análisis	28
2.5	Población de Estudio	28
2.6	Tamaño de Muestra	28
2.7	Procedimientos realizados en el estudio	29
2.7.1	<i>Preparación del suelo y las plantas</i>	29
2.7.2	<i>Dosificación de biofertilizante</i>	30
2.7.3	<i>Parámetros a evaluar durante el crecimiento de la planta</i>	30
2.7.4	<i>Parámetros a evaluar en la cosecha de Lactuca sativa L.</i>	31
2.7.5	<i>Evaluación del efecto biológico producido por el biofertilizante en el suelo</i>	31

2.7.5.1	<i>Cuantificación de bacterias</i>	32
2.7.5.2	<i>Preparación del medio de cultivo Potato Dextrose Agar para identificación de hongos</i>	32
2.7.5.3	<i>Preparación del medio de cultivo Agar Avena para identificación de actinomicetos</i>	32
2.7.5.4	<i>Siembra en los medios para identificación de bacterias, hongos y actinomicetos respectivamente</i>	32
2.7.5.5	<i>Conteo bacteriano</i>	33
2.7.6	<i>Evaluación de nutrientes</i>	33
2.7.6.1	<i>Preparación de las muestras</i>	34
2.7.6.2	<i>Evaluación de potasio</i>	34
2.7.6.3	<i>Evaluación de fósforo</i>	34
2.7.6.4	<i>Evaluación de nitrógeno</i>	35
2.7.7	<i>Evaluación de la relación Carbono Nitrógeno</i>	35
 CAPÍTULO III		
3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
3.1	Verificación del prendimiento	36
3.2.	Medición de la conductividad a los 20, 40 y 60 días del trasplante	37
3.3	Medición del pH a los 20, 40 y 60 días del trasplante	38
3.4	Medición de la altura	40
3.5	Medición del vigor	41
3.6	Medición del número de hojas	43
3.7	Identificación de bacterias	44
3.8	Identificación de hongos	45
3.9	Identificación de actinomicetos	47

3.10	Identificación de valores de NPK en el suelo tratado.....	48
3.10.1	<i>Nitrógeno.....</i>	48
3.10.2	<i>Fósforo.....</i>	49
3.10.3	<i>Potasio.....</i>	50
3.11	Evaluación de la Relación Carbono – Nitrógeno.....	52
3.12	Valoración de la longitud de la raíz.....	53
3.13	Valoración del peso fresco.....	54
3.13.1	<i>Peso de la raíz.....</i>	54
3.13.2	<i>Peso de la planta con raíz.....</i>	56
3.14	Valoración del peso seco de la raíz.....	57
3.15	Análisis estadístico.....	58
3.15.1	<i>Análisis de varianza de altura a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....</i>	58
3.15.2	<i>Análisis de varianza de vigor a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....</i>	60
3.15.3	<i>Análisis de varianza de número de hojas a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....</i>	63
3.15.4	<i>Análisis de varianza de la longitud de la raíz.....</i>	66
3.15.5	<i>Análisis de varianza del peso de la raíz (peso fresco).....</i>	67
3.15.6	<i>Análisis de varianza del peso de la planta con raíz.....</i>	68
3.15.7	<i>Valoración del efecto biológico.....</i>	69
	CONCLUSIONES.....	70
	RECOMENDACIONES.....	71
	BIBLIOGRAFÍA	
	ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-1: Clasificación de los separados del suelo, según el sistema USDA.....	6
Tabla 2-1: Clasificación de la estructura del suelo según su morfología.....	8
Tabla 3-1: Calificación del pH del suelo para dos métodos de determinación.....	13
Tabla 4-1: Influencia negativa de las diversas condiciones climáticas sobre la disponibilidad de los micronutrientes.....	18
Tabla 1-2: Número de réplicas de cada tratamiento.....	28
Tabla 2-2: Dosificaciones para cada tratamiento.....	30
Tabla 3-2: Escala de prendimiento.....	30
Tabla 4-2: Parámetros físicos y químicos a evaluar durante el crecimiento de la planta.....	31
Tabla 5-2: Parámetros físicos a evaluar en la cosecha de las plantas.....	31
Tabla 6-2: Tabla para reporte de resultados microbianos.....	33
Tabla 1-3: Emprendimiento de <i>Lactuca sativa</i> L.....	36
Tabla 2-3: Medición de la conductividad a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	37
Tabla 3-3: Medición del pH a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	39
Tabla 4-3: Medición de la altura a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	40
Tabla 5-3: Medición del vigor a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	42
Tabla 6-3: Medición del número de hojas a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	43
Tabla 7-3: Conteo de UFC de bacterias.....	44
Tabla 8-3: Conteo de UFC de hongos.....	46
Tabla 9-3: Conteo de UFC de actinomicetos.....	47
Tabla 10-3: Porcentaje de nitrógeno presente en el suelo.....	48
Tabla 11-3: Porcentaje de fósforo presente en el suelo.....	49

Tabla 12-3: Porcentaje de potasio presente en el suelo.....	51
Tabla 13-3: Relación Carbono-Nitrógeno del suelo.....	52
Tabla 14-3: Longitud de la raíz en la cosecha.....	53
Tabla 15-3: Peso de la raíz en la cosecha.....	55
Tabla 16-3: Peso de la planta con raíz en la cosecha.....	56
Tabla 17-3: Peso seco de la raíz en la cosecha.....	57
Tabla 18-3: Cuadro de análisis de varianza de altura a los 20 días del trasplante.....	58
Tabla 19-3: Cuadro de análisis de varianza de altura a los 40 días del trasplante.....	58
Tabla 20-3: Prueba de Tukey al 5% para altura a los 40 días del trasplante.....	59
Tabla 21-3: Cuadro de análisis de varianza de altura a los 60 días del trasplante.....	59
Tabla 22-3: Prueba de Tukey al 5% para altura a los 60 días del trasplante.....	60
Tabla 23-3: Cuadro de análisis de varianza de vigor a los 20 días del trasplante.....	60
Tabla 24-3: Prueba de Tukey al 5% para vigor a los 20 días del trasplante.....	61
Tabla 25-3: Cuadro de análisis de varianza de vigor a los 40 días del trasplante.....	61
Tabla 26-3: Prueba de Tukey al 5% para vigor a los 40 días del trasplante.....	62
Tabla 27-3: Cuadro de análisis de varianza de vigor a los 60 días del trasplante.....	62
Tabla 28-3: Prueba de Tukey al 5% para vigor a los 60 días del trasplante.....	63
Tabla 29-3: Cuadro de análisis de varianza de número de hojas a los 20 días del trasplante.....	63
Tabla 30-3: Prueba de Tukey al 5% para número de hojas a los 20 días del trasplante.....	64
Tabla 31-3: Cuadro de análisis de varianza de número de hojas a los 40 días del trasplante.....	64
Tabla 32-3: Prueba de Tukey al 5% para número de hojas a los 40 días del trasplante.....	65
Tabla 33-3: Cuadro de análisis de número de hojas a los 60 días del trasplante.....	65
Tabla 34-3: Prueba de Tukey al 5% para número de hojas a los 60 días del trasplante.....	66
Tabla 35-3: Cuadro de análisis de varianza para la longitud de la raíz.....	66
Tabla 36-3: Cuadro de análisis de varianza para el peso de la raíz (peso fresco).....	67
Tabla 37-3: Prueba de Tukey al 5% para el peso de la raíz (peso fresco).....	67

Tabla 38-3: Cuadro de análisis de varianza para el peso de la planta con raíz.....	68
Tabla 39-3: Prueba de Tukey al 5% para el peso de la planta con raíz.....	68
Tabla 40-3: Incremento porcentual de carga microbiana en relación al testigo.....	69

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1: Triángulo de texturas de Folk y Ward.....	6
Figura 2-1: Colores de la tabla correspondientes al matiz 10R.....	11
Figura 3-1: Disponibilidad de los nutrientes en función del pH del suelo. "Diagrama de Trog".....	17
Figura 1-2: Metodología de la investigación.....	29

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1-3: Emprendimiento de las plantas a los 10 días del trasplante.....	36
Gráfico 2-3: Medición de la conductividad a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	38
Gráfico 3-3: Medición del pH a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	39
Gráfico 4-3: Medición de la altura a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	41
Gráfico 5-3: Medición del vigor a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	42
Gráfico 6-3: Medición del número de hojas a los 20, 40 y 60 días del trasplante.....	43
Gráfico 7-3: Conteo de UFC de bacterias.....	45
Gráfico 8-3: Conteo de UFC de hongos.....	46
Gráfico 9-3: Conteo de UFC de actinomicetos.....	47
Gráfico 10-3: Porcentaje de nitrógeno presente en el suelo.....	48
Gráfico 11-3: Porcentaje de fósforo presente en el suelo.....	50
Gráfico 12-3: Porcentaje de potasio presente en el suelo.....	51
Gráfico 13-3: Relación Carbono-Nitrógeno del suelo.....	52
Gráfico 14-3: Longitud de la raíz en la cosecha.....	54
Gráfico 15-3: Peso de la raíz en la cosecha.....	55
Gráfico 16-3: Peso de la planta con raíz en la cosecha.....	56
Gráfico 17-3: Peso seco de la raíz en la cosecha.....	57

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO A: Preparación del medio para la siembra de *Lactuca sativa* L.

ANEXO B: Siembra de plántulas y dosificación de biofertilizante y fertilizantes químicos.

ANEXO C: Medición de parámetros físicos y químicos de las plantas.

ANEXO D: Medición de la longitud de la raíz, peso fresco y peso seco.

ANEXO E: Preparación del medio e inoculación para identificación de bacterias, hongos y actinomicetos.

ANEXO F: Identificación de bacterias.

ANEXO G: Identificación de hongos.

ANEXO H: Identificación de actinomicetos.

ANEXO I: Preparación del medio para identificación de NPK y relación Carbono-Nitrógeno.

LISTA DE ABREVIATURAS Y SÍMBOLOS

NPK: Nitrógeno, Fósforo y Potasio.

pH: Potencial de hidrógeno.

N: Nitrógeno.

P: Fósforo.

Ca: Calcio.

Mg: Magnesio.

K: Potasio.

S: Azufre.

Fe: Hierro.

Mn: Manganeseo.

Co: Cobalto.

Zn: Zinc.

B: Boro

Mo: Molibdeno.

Cl: Cloro.

CO₂: Dióxido de carbono.

H₂: Dihidrógeno.

C: Carbono.

ATP: Adenosín trifosfato.

e⁻: Electrón.

NH₃: Amoníaco.

ADP: Adenosín difosfato.

ARN: Ácido ribonucleico.

ADN: Ácido desoxirribonucleico.

Kg: Kilogramo.

g : Gramo.

Ha: Hectárea.

m: Metro.

HCl: Ácido clorhídrico.

μL: Microlitro.

μS: Microsiemens.

ppm: Partes por millón.

UFC: Unidades formadoras de colonias.

(H₃O⁺): Hidronio.

(OH⁻): Hidróxido.

RESUMEN

El presente estudio consistió en valorar el efecto biológico generado por un biofertilizante artesanal en suelos cultivados con *Lactuca Sativa L.*, como alternativa al uso de agroquímicos, el mismo se desarrolló en la ciudad de Riobamba. Durante la experimentación, se realizaron 50 unidades experimentales, conformadas por arena estéril y plántulas de lechuga; las mismas que fueron clasificadas en cinco tratamientos con diez réplicas cada uno, y que consistieron en un blanco control (T), tres con diferentes dosis de biofertilizantes (T1, T2 y T3) y uno con fertilizantes químico (T4). Durante el crecimiento de las plantas se dosificó el biofertilizante cada 20 días, evaluándose además el pH, la conductividad, la altura, el vigor y el número de hojas. Al finalizar la fase experimental, se realizó la recolección de los especímenes, evaluándose el peso seco, peso fresco y longitud de raíces, además de la caracterización del suelo a nivel microbiológico y de macronutrientes (Nitrógeno, Fósforo, Potasio y Relación Carbono-Nitrógeno C/N). Una vez obtenidos los resultados se determinó que el tratamiento más eficiente fue el T3 al cual se dosificó un 75% de biofertilizante, observándose que parámetros como el N, P y contenido de Microorganismos fueron elevados con relación a los demás tratamientos, lo cual indica que el biofertilizante aportó y permitió la asimilación de compuestos inorgánicos en mayor proporción, favoreciendo el desarrollo de la planta, lo cual se refleja en el contenido de materia seca y materia húmeda de las mismas. Como conclusión se puede indicar que una dosificación elevada de Biofertilizante tendría un efecto biológico positivo sobre el suelo en relación a la utilización de fertilizantes químicos comerciales, razón por la cual se convierte en una alternativa a la utilización de agroquímicos.

PALABRAS CLAVE: < BIOTECNOLOGÍA >, < BIOFERTILIZANTE >, < LECHUGA (*Lactuca sativa* L.) >, < DOSIFICACIÓN >, < EFECTO BIOLÓGICO >, < MICROORGANISMOS >, < AGRICULTURA >.

ABSTRACT

The current research consisted on evaluating the biological effect caused by an artisanal bio fertilizer in cultivated soils with *Lactuca sativa* L., as an alternative in the use of agrochemicals; this was implemented in Riobamba city. During the experimentation, 50 experimental units were taken and consisting of sterile sand and lettuce seedlings; the ones that were classified into five treatments with ten repetitions each, they consisted on a target control (T), 3 with different bio fertilizer doses (T1, T2, T3) and one with chemical fertilizers (T4). During the plant growing, it was necessary to dose the bio fertilizer every 20 days evaluating the pH, conductivity height, vigor and number of leaves. When finishing the experimental stage, the specimens were collected evaluating their dry weight, fresh weight, and root length as well as the microbiological and macronutrients (Nitrogen, Phosphorus, Potassium and Carbon-Nitrogen Relation C/N) characterization of the soil. Once the result were obtained, it was possible to determine that the most efficient treatment was T3 that was dosed with a 75% of bio fertilizer. It was observed that some parameters like N, P and the microorganisms content were higher than the other treatments, this evidences that the bio fertilizer contributed and allowed the assimilation of inorganic compounds in a higher proportion favoring the plant growing, this is reflected in the dry and humid matter content. It is concluded that a high dose of bio fertilizer would have a positive biological effect on the soil regarding to the use of commercial chemical fertilizers that is why it is an alternative in the use of agrochemicals.

KEYWORDS: Biotechnology, Bio fertilizer, Lettuce (*Lactuca sativa* L.), Dosage, Biological effect, Microorganisms, Agriculture.

INTRODUCCIÓN

Identificación del problema

En la actualidad, de acuerdo al Instituto Nacional de Estadística y Censos (INEC), el Ecuador se encuentra en un notorio crecimiento, por lo que se proyecta sobrepase los 16 millones de habitantes en el 2017.(INEC 2016) Frente a esta realidad, la necesidad de incrementar la producción alimentaria que satisfaga las demandas de la población, permite buscar nuevas herramientas tecnológicas y sostenibles, que permitan relacionar tanto la Biotecnología Ambiental como la Agricultura.

Usando a la biotecnología y la agricultura sostenible, la tecnificación de procesos agrícolas y la mejora de la producción pueden lograrse a través del uso de microorganismos que incrementen el rendimiento de los cultivos y contribuyan a la conservación del suelo.

Uno de los problemas ambientales más conocidos en la actualidad, es el uso inapropiado de agroquímicos por parte de los agricultores y de la industria agroalimentaria, siendo los más comunes el cloruro de potasio, fosfato diamónico y NPK, lo cual en dosis excesivas provocan toxicidad en humanos y salinidad en el suelo. Otra de las consecuencias del incremento de la salinidad es la pérdida de la productividad en los cultivos, generando marchitez fisiológica, fitotoxicidad y antagonismo iónico en las plantas, además de contaminar aguas subterráneas y superficiales, mediante lixiviación y escorrentías.

Frente a esta realidad, es necesario buscar alternativas al uso de agroquímicos en el suelo, siendo una opción amigable la utilización de biofertilizantes artesanales, los cuales favorecen al proceso de restauración edáfica de los suelos. La valoración del efecto biológico de un biofertilizante permite establecer la efectividad que estos poseen frente a un fertilizante comercial, lo cual reduciría la dependencia de los agricultores hacia los agroquímicos tradicionales, disminuyendo de esta forma el impacto sobre el ambiente.

Justificación del proyecto

Uno de los recursos para atenuar los impactos que causa el mal manejo de los fertilizantes es la formulación de un biofertilizante; el cual permite satisfacer las necesidades nutricionales de los cultivos, mediante la adición de microorganismos benéficos que ayuden a la descomposición de la materia orgánica y aceleren los procesos de mineralización. Un biofertilizante no es más que una solución que contienen microorganismos benéficos, el cual dosificado en el suelo, incrementa las interacciones biológicas que se desarrollan en la zona edáfica (Acuña 2011), generando una

mayor disponibilidad de nutrientes, un incremento de la producción de biomasa y la mejora de la calidad del mismo.

La utilización de biofertilizantes permite reducir el impacto de los agroquímicos tanto en el suelo y en el agua; además de producir alimentos libres de químicos, lo cual mejora la calidad de vida de los seres vivos. En términos económicos, la producción de biofertilizantes es relativamente inferior al costo de los fertilizantes químicos (apenas el 10% de estos), pudiendo ser utilizados en suelos empobrecidos con fines de restauración y producción.

La necesidad de valorar el efecto de un biofertilizante aplicado directamente sobre la rizósfera de un cultivo común (*Lactuca sativa* L.), permite establecer las dosificaciones ideales para lograr niveles de productividad apropiados sin que representen un problema sobre la calidad de los suelos, además de establecer los parámetros de control afín de garantizar un óptimo crecimiento de las plantas.

Objetivos

Objetivo general

Valorar el efecto biológico generado por un biofertilizante artesanal en suelos cultivados con *Lactuca Sativa* L., como alternativa al uso de agroquímicos.

Objetivos específicos

- Dosificar un biofertilizante artesanal en cultivos de lechuga *Lactuca sativa* L. var Crespa, a diferentes concentraciones.
- Determinar la dosis óptima de biofertilizante, a partir del análisis de la carga microbiana, Relación Carbono – Nitrógeno, pH del suelo y conductividad.
- Establecer el efecto biológico generado, a partir del análisis de la carga microbiana registrada en los suelos utilizados durante la experimentación.

CAPÍTULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

1.1. Antecedentes de la investigación

Durante el 2007 en la provincia de Imbabura, se ha realizado una investigación en la granja ECCA, realizándose en el lugar un sin número de estudios derivados de la utilización de biofertilizantes de preparación artesanal como una alternativa a los fertilizantes tradicionales en cultivos de pimiento, donde se obtuvieron resultados favorables en cuanto a la fijación de nitrógeno atmosférico, altura de la planta, número de frutos, generación de biomasa y rendimiento.

Dentro de las conclusiones de dicho estudio se determinó que los biofertilizantes mejoraron la disponibilidad floral pero no se logró mayor tamaño de fruto, obteniéndose así mayor número de frutos por planta. (Duque & Oña, 2007, p.79)

Conjuntamente en la Finca “JOSÉ ANDRÉS”, ubicada en la vía Guayaquil - Salinas, se realizó un estudio en el que se evaluó el aporte de NPK que tuvieron los biofertilizantes, dosificados mediante la técnica de fertirriego; en el cual se observó que los nutrientes antes mencionados fueron absorbidos directamente por las plantas, sin generarse una aportación adicional en el suelo, lo que demostró que la disponibilidad de dichos nutrientes contribuyen al desarrollo de la planta. (Mendoza y Proaño 2008).

En una investigación realizada en el Centro de Biotecnología de la Dirección de Investigaciones de la Universidad Nacional de Loja (UNL) se ha elaborado un estudio de la eficiencia de la utilización de un biofertilizante a base de bacterias nativas del género *Rhizobium* denominado RizoSur; el cual ha sido realizado en dos partes: la primera, efectuada a escala de laboratorio y en condiciones controladas dentro del Centro de Biotecnología, donde se realizaron los análisis microbiológicos, morfológicos y genéticos de las bacterias, en la que para su desarrollo se muestrearon 14 de los 16 cantones de Loja y de estos en 9 se identificaron bacterias, siendo las mismas seleccionadas para realizar ensayos controlados en un invernadero.

En la segunda parte se realizó el trabajo en campo, dentro de la Estación Experimental La Argelia y Zapotempamba de la UNL, así como en distintos sitios dedicados a la agricultura en la región

sur; valorándose el rendimiento en la producción de fréjol, observándose un incremento del 10% al 30% en el rendimiento de las cosechas, reduciéndose drásticamente los costos de producción. (Torres 2015)

Frente a esta realidad, se ha planteado realizar la evaluación de un biofertilizante artesanal en el cultivo de *Lactuca sativa* L; necesario para verificar la actividad biológica que se presenta en el suelo, además de la influencia que tiene el mismo durante el desarrollo de un cultivo, mediante la determinación de la biomasa generada en el crecimiento de lechugas.

1.2. Marco Conceptual

1.2.1. Suelo

El suelo se lo denomina como una capa fina de material fértil que se encuentra sobre la superficie de la tierra, lo cual, según Dokuchaev es un cuerpo independiente, natural y que contiene su propia morfología, siendo producto de la degradación de la roca madre y de alteraciones geológicas; teniendo como factores al clima, la biota, el tiempo y el relieve. (Espinoza, 2007, p.14).

La sociedad Americana de la Ciencia del Suelo (SSSA, por sus siglas en ingles), a partir del origen y los factores ambientales, lo define como capa superficial de material orgánico y mineral, no consolidado, que sirve como medio para el crecimiento de plantas, y que ha sido sujeto a factores que le dieron origen, dependiendo de la interacción de estos para obtener sus propiedades físicas, químicas, biológicas y morfológicas del sustrato rocoso por el que se originó (Sumner, 2000).

El proceso de formación del suelo empieza con la desintegración de la roca madre, la cual se encuentra presente en la superficie de la corteza terrestre, a partir de la meteorización física y de alteraciones químicas. En el caso de la actividad biológica, los líquenes y las cianobacterias son los primeros colonizadores del sustrato rocoso, liberando ácidos orgánicos débiles, tales como el ácido carbónico, que incide en la disgregación de la roca madre (Semarnat 2013).

1.2.2. Características del suelo.

El suelo presenta una serie de características que influye en el desarrollo de las actividades microbianas, llevándonos a tomar en cuenta las diversas propiedades físicas, químicas y biológicas, que se detallan a continuación:

1.2.2.1 Propiedades físicas

Textura

El suelo contiene partículas de distinto tamaño. Al hablar del término textura, nos referimos a la representación de la composición granulométrica del suelo. Cada tipo de textura se determina a partir del porcentaje de arena, limo y arcilla (Espinoza, 2007, p. 129-175), las mismas que se subdivide en fina, media y gruesa. Su fraccionamiento sigue una escala logarítmica, donde las partículas se encuentran comprendidas entre 0.002 y 2 mm, con un valor intermedio de 0.063 mm. La arcilla es la de menor granulometría con un diámetro entorno a los 0.002 mm, le sigue el limo entre 0.002 y 0.063 mm, y finalmente la arena entre 0.063 y 2 mm.

Los valores de los porcentajes de cada fracción se intersectan en un triángulo como se puede observar en la Figura 1-1 y se obtiene de él, el nombre para cada tipo de suelo, teniendo en cuenta que la textura influye tanto en la fertilidad como en la habilidad del suelo para lograr altos rendimientos en los cultivos agrícolas (Del Castillo, 2011, p.85)

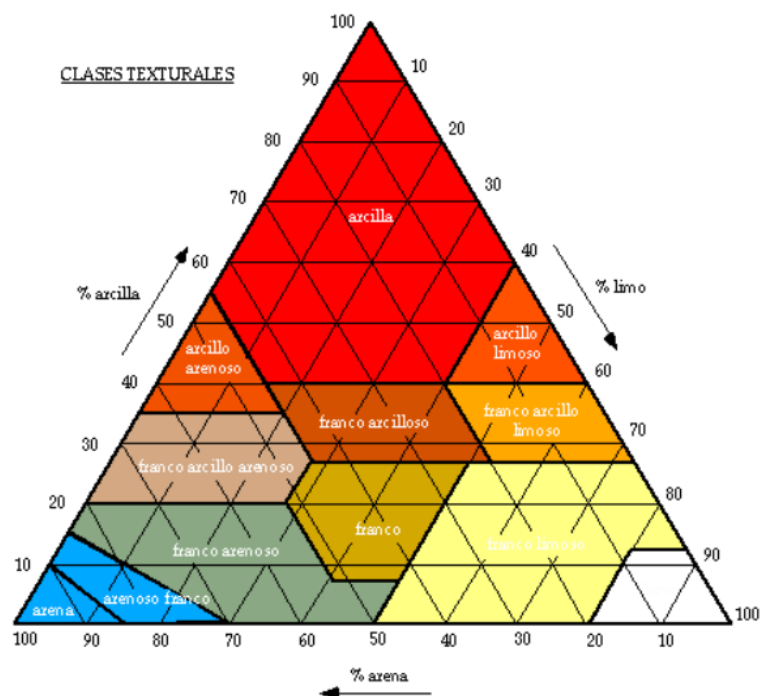


Figura 1-1: Triángulo de texturas de Folk y Ward.

Fuente: Hernández Yazmín.

El sistema de clasificación más aceptado en la actualidad, es el propuesto por la USDA (United States Department of Agriculture), el cual subdivide las partículas de acuerdo a su diámetro, tal como se exponen en la Tabla 1-1.

Tabla 1-1: Clasificación de los separados del suelo, según el sistema USDA.

SEPARADO	RANGO DE DIÁMETRO DE PARTÍCULA	
	mm	µm
Arena muy gruesa	2 - 1	2000 - 1000
Arena gruesa	1 - 0.5	1000 - 500
Arena media	0.5 - 0.25	500 - 250
Arena fina	0.25 - 0.1	250 - 100
Arena muy fina	0.1 - 0.05	100 - 50
Limo grueso	0.05 - 0.02	50 - 20
Limo medio	0.02 - 0.005	20 - 5
Limo fino	0.005 - 0.002	5 - 2
Arcilla gruesa	0.002 - 0.0002	2 - 0.2
Arcilla fina	< 0.0002	< 0.2

Fuente: (Jaramillo, 2002), (Tomada parcialmente de Mejía, 1983).

Según el tamaño de las partículas que predominan, se determina la textura del suelo, donde uno es considerado de textura gruesa cuando las partículas predominantes son de gran tamaño (Arenas); en cambio, los suelos de textura fina son aquellos cuyas partículas dominantes son las de menor tamaño (Arcillas).

Además, las partículas que forman parte de los suelos, inciden en las diferentes propiedades, por lo que la naturaleza de los mismos puede sufrir variaciones de acuerdo al contenido tanto de arenas, arcillas como de limos. La textura del suelo influye tanto en la aireación, en el movimiento del agua, en la retención de la humedad, en la retención y liberación de iones y en la disponibilidad de nutrientes, por lo que intervienen en la productividad y en su propensión a la erodabilidad. (Jaramillo, 2002, p.p 165-166).

Estructura

Las partículas del suelo no se encuentran aisladas, por lo que forman agregados estructurales, entre estos los denominados peds. Estos agregados o terrones se repiten continuamente, dando lugar a la estructura del suelo. Los agregados están formados por partículas individuales como minerales, materia orgánica y espacios entre partículas, los que le confieren al suelo una determinada estructura.

A la estructura se la denomina más bien como un estado, puesto que cuando el suelo se encuentra seco, se agrieta y se evidencia su estructura; en cambio cuando se encuentra húmedo, el suelo se vuelve masivo, sin grietas y la estructura no se manifiesta. En los peds, las arenas son un material inerte que pueden formar estructuras sea por la materia orgánica, arcillas y otros agentes cementantes. Si encontramos arcillas dispersas, el suelo carece de estructura, mientras que si se encuentran floculadas, forman una estructura.

Desde el punto de vista morfológico, la estructura del suelo se especifica por su forma, tamaño y grado de manifestación de los agregados como se muestra en la Tabla 2-1. (Dorrnsoro 2005)

Tabla 2-1: Clasificación de la estructura del suelo según su morfología.

FORMA	TAMAÑO	GRADO DE DESARROLLO
Migajosa o grumosa	Gruesa	Fuerte
Granular	Media	Media
Angular o en bloques angulares	Fina	Débil
Subangular o en bloques subangulares	Muy fina	Nula
Prismática		
Columnar		
Laminar		
Sin estructura		

Fuente:(Dorronsoro, 2005)

Permeabilidad

Simboliza la habilidad de circulación del agua en el suelo sin que dicha circulación altere la estructura interna del cuerpo. Este parámetro es muy importante puesto que influye en la velocidad de edafización y en la actividad biológica que puede soportar un suelo. (Espinoza, 2007, p. 129-175). Esta propiedad se determina objetivamente a través de la imposición de un gradiente hidráulico en una sección del cuerpo y a lo largo de una trayectoria determinada.

La permeabilidad se cuantifica en base al coeficiente de permeabilidad, definido como la velocidad de traslación del agua en el seno del terreno y para un gradiente unitario. El coeficiente de permeabilidad puede ser referido según la Ecuación 1-1.

$$k = Q / I A$$

Ecuación 1-1

Donde:

k: coeficiente de permeabilidad o conductividad hidráulica [m/s]

Q: caudal [m³/s]

I: gradiente [m/m]

A: sección [m²]

Las unidades con las que se expresa generalmente el coeficiente de permeabilidad son cm/s y m/s; en los ámbitos de la hidráulica o la hidrogeología es habitual observar notaciones como cm/día, m/año y similares.

Entre los factores que determinan la permeabilidad del suelo, tenemos a la granulometría y la composición química del material; considerando que a menor tamaño de grano, menor permeabilidad y a mejor gradación, mayor permeabilidad. (Franch 2013)

Densidad

La densidad de la materia se la define como la relación entre la masa por el volumen que ocupa dicho cuerpo. El suelo, por ser un cuerpo poroso, presenta dos densidades:

- Densidad real, es decir la densidad media de la fracción sólida del suelo y,
- Densidad aparente, la cual refleja el contenido total de porosidad en un suelo, siendo importante para el manejo de los suelos puesto que refleja la compactación y facilidad de circulación de agua y aire (Espinoza, 2007, p. 129-175).

La densidad real (D_r) es el peso de las partículas sólidas del suelo, relacionado con el volumen que ocupan, sin tener en cuenta su distribución en el mismo; es decir, no involucra el volumen del espacio ocupado por los poros. Tiene dependencia de la composición mineral del suelo y del contenido de algunos sólidos especiales que se encuentran en él, como es el caso de la materia orgánica y de los óxidos de hierro.

La densidad aparente (D_a) es la densidad del suelo que se calcula tomando en cuenta el espacio ocupado por los poros al cuantificar el volumen de la muestra de suelo, por lo cual depende de la organización que presente la fracción sólida del mismo y está afectada por su textura, su estructura, su contenido de materia orgánica, su humedad y su grado de compactación, principalmente (Jaramillo, 2002, pp.183-186)

Color

Es una de las propiedades más usadas al momento de identificar los suelos, pues, es de fácil observación y a partir de este se pueden obtener rasgos importantes; pueden ser homogéneos o presentar manchas en un horizonte. (Espinoza, 2007, p. 129-175).

La determinación del color en el suelo se ve influenciada por la cantidad y tipo de luz que cae sobre la muestra, puesto que de ella depende el reflejo de la luz hacia la vista. El color determinado en campo abierto con luz natural difiere del que se obtiene bajo la luz de una lámpara fluorescente.

La tabla Munsell es un catálogo que agrupa varios de colores que sirven para calificar el color del suelo como se puede observar en la figura 2-1, el cual, se lo caracteriza mediante tres parámetros: Matiz (Hue), Claridad o brillo (Value) y Pureza (Chroma).

El matiz o hue, según Soil Survey Division Staff (SSDS, 1993), es una medida de la composición cromática de la luz que llega al ojo, establece el color dominante del suelo. El sistema Munsell se fundamenta en 5 matices básicos: el rojo (R), amarillo (Y), verde (G), azul (B) y púrpura (P), así como en 5 matices combinados de los anteriores: Amarillo – rojo (YR), verde – amarillo (GY), azul – verde (BG), púrpura – azul (PB) y rojo – púrpura (RP) (Munsell, 1975) Cada uno de los matices tiene diferentes tonalidades que se especifican en números entre cero (0) y diez (10) colocados antes de la letra correspondiente, aumentando la intensidad del color respectivo, es decir, 7.5R es “más rojo” que 2.5R.

La claridad (Value) define el grado de oscuridad del color, en términos de la cantidad de blanco o de negro que él tenga, específicamente en una escala que va de cero (0) a diez (10), en la cual el cero corresponde al negro puro y el 10 al blanco puro. Los colores oscuros tienen value entre 0 y 5 mientras que los claros valores comprendidos entre 5 y 10 (SSDS, 1993).

La pureza (Chroma) indica la magnitud de la dilución que tiene el color, debida a la presencia de colores grises. Los valores que puede tomar este atributo van, según Munsell Color (1990), desde cero (0) para el gris neutro, hasta 20 para aquella situación de ausencia de gris; en cambio, para los suelos, este rango se restringe a valores comprendidos entre 0 y 8 (SSDS, 1993). Este parámetro está directamente relacionado con la cantidad de materia orgánica acumulada en el suelo (Jaramillo, 2002, pp.119-123)

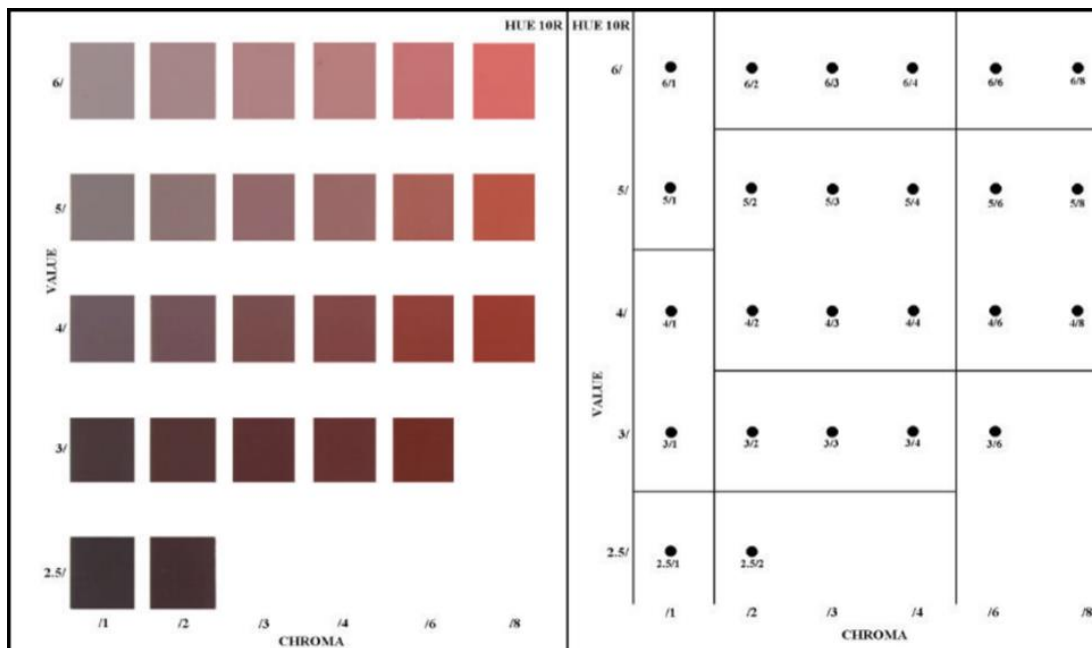


Figura 2-1: Colores de la tabla correspondientes al matiz 10R.

Fuente: (Jaramillo, 2002, p. 119- 123). (Adaptada de Munsell Color, 1990).

Calor

El suelo se calienta debido a que recibe las radiaciones procedentes del sol. Su temperatura depende de cómo llegan las radiaciones a la superficie y de cómo el suelo las asimile, permitiendo así tener interacción microbiana en este. (Espinoza, 2007, p. 129-175).

La temperatura del suelo está relacionada con la temperatura del aire atmosférico de las capas próximas al suelo. Estas dos temperaturas están sometidas a cambios estacionales y diurnos. Estas oscilaciones se van amortiguando hacia los horizontes profundos. La distribución de la temperatura con la profundidad constituye el perfil térmico del suelo (Dorronsoro 2005).

1.2.2.2. Propiedades fisicoquímicas.

Cambio iónico.

Es un proceso reversible, estequiométrico y rápido, en el cual la fase sólida retira y retiene algunas iones de la solución del suelo, al mismo tiempo que le entrega cantidades equivalentes de otros, para establecer un nuevo equilibrio entre las 2 fases. Estos procesos se dan tanto con cationes como con aniones y la retención se lleva a cabo debido a la presencia de cargas electrostáticas en

los coloides del suelo y en los iones presentes en la solución del mismo, los cuales se atraen hacia los sitios de carga contraria para neutralizarse. Este tipo de atracción electrostática se denomina adsorción. (Jaramillo, 2002, p. 319)

Capacidad de intercambio catiónico.

En el suelo encontramos varios materiales que pueden intercambiar cationes, dentro de los cuales tenemos a las arcillas y al humus, puesto que presentan propiedades coloidales. Por tanto, la capacidad de intercambio catiónico se la define como la capacidad que posee un suelo de adsorber cationes, siendo equivalente a la carga negativa del suelo; esta característica define la cantidad de sitios disponibles para almacenar los cationes en el suelo.

Los cationes sometidos a esta retención quedan protegidos contra los procesos de lixiviación, evitando que se pierdan nutrientes para las plantas. La retención de cationes se lo realiza superficialmente obedeciendo a cargas electrostáticas, donde los cationes adsorbidos se convierten en cationes intercambiables, los cuales son necesarios en los procesos de nutrición de la planta. (Jaramillo, 2002, p.321)

pH.

El pH del suelo es aquella propiedad que establece el grado de acidez o de alcalinidad que este posee, teniendo influencia en muchas de sus propiedades físicas, químicas y biológicas.

Generalmente, una sustancia es considerada como un ácido cuando tiene la capacidad de ceder protones al disociarse, para formar hidronio (H_3O^+). Análogamente, una sustancia se considera como una base cuando al disociarse recibe protones del agua, que actúa como ácido, y origina iones hidróxido (OH^-). De acuerdo con el valor de pH que presenten y con el método utilizado para determinarlo, los suelos se califican de varias maneras, según diferentes autores, como puede apreciarse en la Tabla 3-1. (Jaramillo, 2002, pp. 346-352)

Tabla 3-1: Calificación del pH del suelo para dos métodos de determinación.

pH DETERMINADO EN AGUA 1:1		pH DETERMINADO EN KCl 1:1, P:V	
VALOR	CALIFICACIÓN *	VALOR	CALIFICACIÓN **
< 3.5	Ultra ácido	< 4.0	Extremadamente ácido
3.5 - 4.4	Extremadamente ácido	4.0 - 4.9	Fuertemente ácido
4.5 - 5.0	Muy fuertemente ácido	5.0 - 5.9	Moderadamente ácido
5.1 - 5.5	Fuertemente ácido	6.0 - 6.9	Ligeramente ácido
5.6 - 6.0	Moderadamente ácido	7.0	Neutro
6.1 - 6.5	Ligeramente ácido	7.1 - 8.0	Ligeramente alcalino
6.6 - 7.3	Neutro	8.1 - 9.0	Moderadamente alcalino
7.4 - 7.8	Ligeramente alcalino	9.1 - 10.0	Fuertemente alcalino
7.9 - 8.4	Moderadamente alcalino	> 10.1	Extremadamente alcalino
8.5 - 9.0	Fuertemente alcalino		
> 9.0	Muy fuertemente alcalino		

* Según Soil Survey Division Staff (SSDS, 1993).

** Según Fassbender (1982).

Fuente: (Jaramillo, 2002, p. 346-352).

1.2.2.3. Propiedades químicas.

Corresponde esencialmente a las concentraciones de macronutrientes (N, P, Ca, Mg, K, S) y micronutrientes (Fe, Mn, Co, Zn, B, Mo y Cl) presentes en el suelo y que se encuentran disponibles para las plantas, dotando además al suelo de diferentes características (Carbono orgánico, Carbono cálcico, Fe en diferentes estados). La materia orgánica, la fertilidad y la acidez-alcalinidad nos permiten identificar ciertas cualidades del suelo, además de ciertas transformaciones químicas o reacciones que pueden alterar la composición y acción de los mismos. (Espinoza, 2007, p. 129-175).

La química del suelo se desarrolla obedeciendo a los principios de las soluciones, teniendo que una solución es una mezcla homogénea de moléculas, átomos o iones de dos o más sustancias diferentes. El hecho de ser una mezcla homogénea implica que sus componentes no se separen en fases y no puedan ser identificados a simple vista. Las soluciones adquieren propiedades diferentes a las de los componentes individuales que las formaron, aunque pueden conservar semejanzas con algunas de las propiedades del componente principal de la solución.

Los coloides del suelo.

Una partícula coloidal es aquella que tiene un tamaño menor a 0.001 mm de diámetro (1000 nm). Sus dimensiones son las responsables de la alta superficie específica que las caracteriza y poseen además carga eléctrica que les otorga una alta reactividad química. La superficie específica de un cuerpo es el área total que expone, es decir, es el área externa que tiene una partícula por unidad de masa; así por ejemplo, la superficie específica de un cubo de 1 g de suelo, será la suma de las áreas de las seis caras externas que posee el mismo: $6L^2$ ($\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$), donde L es el lado del cubo.

Los coloides del suelo están representados por partículas de bajo tamaño como las arcillas y compuestos húmicos, los mismos que son responsables de la actividad química y de buena parte del comportamiento físico del suelo. Los coloides poseen dos tipos de cargas que son Permanentes o Variables. (Jaramillo, 2002, pp. 304-309)

1.2.2.4 Propiedades biológicas.

El suelo es la parte más biodiversa de la Tierra, debido a presencia de organismos vivos los cuales habitan sea en la superficie como en la región edáfica del suelo, favoreciendo el ingreso y almacenamiento de agua, la resistencia a la erosión, la nutrición de las plantas y la descomposición de la materia orgánica del suelo. La biodiversidad del suelo, el tamaño de las poblaciones de organismos y su actividad dependen de las prácticas de manejo como el laboreo, controles fitosanitarios y manejo de residuos de cosecha, así como de la cobertura y de la fertilidad que esta tenga.

Importancia de los microorganismos.

Los microorganismos del suelo intervienen activa y directamente en los ciclos geoquímicos tales como del Carbono, Nitrógeno Fósforo y Azufre, además de suministrar una buena cantidad de biomasa y resolver problemas fitosanitarios en los cultivos. También toman parte en diferentes procesos y reacciones que intervienen en la nutrición vegetal; tal es el caso del ciclo del carbono, donde los hongos desempeñan un papel fundamental en la transformación del 80% de la celulosa (polisacárido más abundante en la naturaleza y la mayor reserva de carbono orgánico en el mundo,

con una producción que se estima en 1.4 billones de t año⁻¹, según Markham y Bazin,) en abono (Cabrera, 2000, p. 353).

En el ciclo del fósforo, existen algunos microorganismos, principalmente hongos y bacterias, que son capaces de solubilizar compuestos insolubles de P con Fe (estregita), con Al (variscita) o con Ca (fosfato tricálcico o fosfato ortocálcico), según Brady y Weil, (Cabrera, 2000). Al parecer, los microorganismos capaces de solubilizar este fósforo lo hacen mediante la acidificación del medio, liberando protones y/o ácidos orgánicos como cítricos, oxálicos o succínicos.

Ciertos microorganismos pueden asociarse con plantas mejorando su nutrición, como en los casos de las micorrizas y de la fijación biológica de nitrógeno. No todos los efectos que causan los microorganismos del suelo son benéficos, algunos hongos y bacterias compiten con la planta por nutrientes, produciéndose la inmovilización temporal de sales de PO_4^{3-} , NH_3 o NO_3^- ; además los microorganismos pueden transformar ciertos elementos en compuestos tóxicos, pudiendo además producir pérdidas de elementos o de compuestos en el suelo. Finalmente, algunos microorganismos del suelo pueden causar patogenicidad en plantas o animales, llegando a producir enfermedades en ellos.

La actividad de los microorganismos del suelo puede ser evaluada midiendo algunas respuestas metabólicas como respiración (consumo de O_2), emisión de CO_2 o la producción de calor; por lo que, la medida del CO_2 producido en una determinada cantidad de suelo es un buen indicador de la actividad que están desarrollando los organismos presentes en este. Dicha estimación es prácticamente una medida del grado de mineralización del carbono orgánico que se genera en el suelo (Jaramillo, 2002, pp. 383-390).

1.2.3 Rizósfera.

Es la parte superior del suelo cuya actividad biológica es influenciada por las raíces de las plantas. Los exudados de las raíces intervienen en los procesos del suelo y los microorganismos que se encuentran en él. Se caracteriza por el aumento de la biomasa microbiana y de su actividad, y se encuentra compuesta de una microflora (bacterias, hongos y algas), una micro y mesofauna (protozoos, nemátodos, insectos y ácaros).

La micro y mesofauna durante la descomposición de la materia orgánica, contribuyen con el catabolismo de sustancias nocivas en la rizósfera. A través de los exudados se pueden establecer diferentes interacciones microorganismo-raíz que afectan positiva o negativamente el crecimiento de las plantas; además, la rizósfera es un sistema dinámico, donde las bacterias y hongos interactúan con las raíces, generando procesos simbióticos que favorecen a la eliminación o

síntesis de compuestos orgánicos nocivos, como también a la degradación, mineralización o polimerización de los tóxicos en la rizósfera.

Estos procesos de desintoxicación dependen no sólo de la microbiota de la rizósfera, sino también de las características de la planta huésped, de las propiedades del suelo y condiciones ambientales. (Cali y Puerta 2013)

1.2.4 Factores que condicionan la disponibilidad de nutrientes en el suelo.

1.2.4.1 pH del suelo.

El pH del suelo influye en la disponibilidad de los iones nutritivos, interviniendo directamente sobre el estado químico de los micronutrientes. En suelos con pH inferior a 6.0, el hierro (Fe), el zinc (Zn), el cobre (Cu) y el manganeso (Mn), se encuentran en formas fácilmente asimilables por parte de la planta. Si aumenta la alcalinidad del suelo, los micronutrientes son transformados poco a poco en óxidos, hidróxidos, fosfatos y carbonatos; teniendo poca disponibilidad para la planta debido a que se forman complejos insolubles con otras sustancias presentes en el medio. Un ejemplo es la capacidad de absorción que presenta el molibdeno (Mo) en un suelo alcalino, en relación a un suelo ácido, donde la capacidad disminuye; tal como se observa en la figura 3-1. (Cosmoagro 2015).

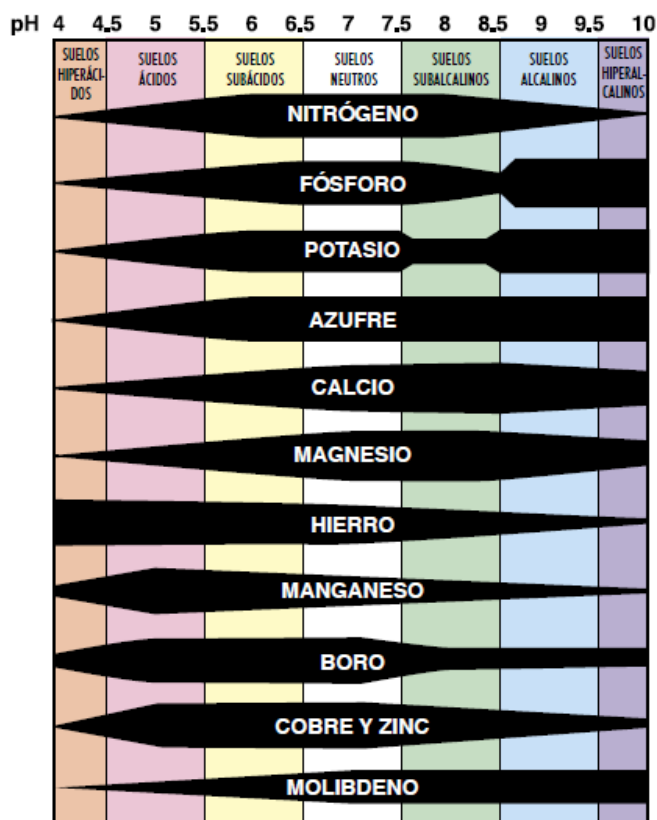


Figura 3-1: Disponibilidad de los nutrientes en función del pH del suelo. "Diagrama de Trogue"

Fuente: (Cosmoagro, 2015).

1.2.4.2 Textura y materia orgánica.

En la fase sólida del suelo se encuentran inmovilizados el 98% de los elementos útiles para las plantas, tanto en las partículas orgánicas como minerales; y tan solo el 2% se encuentran presentes en partículas coloidales, especialmente en arcillas y quelatos. Por tanto, alrededor del 0.2% de los iones presentes en el suelo son útiles para las plantas, lo que las hace inmediatamente disponibles para la absorción radicular.

Las condiciones físicas del suelo pueden actuar indirectamente en la disponibilidad de los micronutrientes como por ejemplo evitar un fuerte lavado; la sustancia orgánica actúa directamente en la mejora de la estructura del suelo, realizando una acción quelatante hacia los

nutrientes metálicos y garantizando la vida de los microorganismos que colonizan el suelo (Cosmoagro 2015).

1.2.4.3 Potencial Redox.

En condiciones de reducción la solubilidad de los micronutrientes para las plantas aumenta considerablemente; como por ejemplo, las formas reducidas del hierro (Fe²⁺) y de Manganeseo (Mn²⁺) resultan más solubles que las formas oxidadas (Fe³⁺ y Mn³⁺)(Cosmoagro 2015).

1.2.4.4 Clima.

El suelo puede sufrir cambios importantes debido a las variaciones climáticas y la alternancia de períodos de lluvia y sequía; en condiciones extremas de temperatura, la asimilación de los micronutrientes disminuye notablemente y además la actividad radicular es fuertemente inhibida. Las lluvias intensas y persistentes, provocan lixiviación de los micronutrientes; no obstante, en condiciones de baja disponibilidad hídrica, la movilidad de los iones puede resultar fuertemente reducida como se puede observar en la tabla 4-1 (Cosmoagro 2015)

Tabla 4-1: Influencia negativa de las diversas condiciones climáticas sobre la disponibilidad de los micronutrientes.

ELEMENTOS	Manganeseo	Cobre	Zinc	Hierro	Boro	Molibdeno	Magnesio
FACTORES CLIMÁTICOS							
FRÍO	•		•	•			•
ASFIXIA RADICULAR	•		•	•			•
SEQUÍA	•				•	•	
INTENSA LUMINOSIDAD				•	•		
AIREACION ESCASA				•			

Fuente: (Cosmoagro, 2015).

1.2.4.5 Estructura.

La estructura del suelo interviene en el crecimiento de las plantas, debido a que afecta las relaciones de humedad, aireación, transferencia de calor e impedimento mecánico al crecimiento de la raíz. La porosidad depende del movimiento del agua y del aire a través del suelo, la cual está determinada en gran medida por la estructura.

La estructura granular suministra la porosidad adecuada para la buena infiltración del agua y un excelente intercambio de aire entre el suelo y la atmósfera; esto crea un medio físico ideal para el crecimiento de las plantas. En suelos con baja porosidad, se genera la formación de costras en la superficie (capas de arcilla compactas u otro tipo de capas endurecidas superficiales); lo cual incide en el crecimiento de las plantas debido a que la porosidad es restringida y obstaculiza el desarrollo del aparato radicular. (Neyoy 2012)

1.2.4.6 Temperatura.

La Temperatura del suelo condiciona los procesos microbianos que tienen lugar en el suelo; influyendo en la absorción de los nutrientes, especialmente del fósforo que es menor en suelos fríos. Tiene gran importancia debido a que interviene en los procesos bióticos y químicos. (Dorrnsoro 2005)

La capa superficial del suelo agrícola sufre las mayores oscilaciones de temperatura. La temperatura de la capa superficial se transmite hacia arriba al aire, y hacia abajo a capas inferiores del suelo y al subsuelo, amortiguándose rápidamente sobre todo hacia abajo.

La tasa de absorción de sales en las plantas aumenta con la temperatura, decayendo a temperaturas mayores. Esta relación probablemente resulte del efecto de la temperatura sobre la actividad metabólica de las células radicales. A temperaturas mayores a 40°C, la desorganización de las membranas celulares produce una disminución de la absorción y una mayor pérdida de los iones absorbidos. (Neyoy, 2012)

1.2.4.7 Irradiación.

El efecto de irradiación sobre la cinética de absorción de nutrientes depende de su disponibilidad en el suelo. Cuando la disponibilidad de nutrientes es alta, las bajas irradiaciones pueden reducir la absorción de nutrientes; es decir, limita el crecimiento de la planta. Por el contrario, cuando la disponibilidad de nutrientes es baja, la irradiación no registra efectos de gran importancia sobre la absorción de nutrientes, sino que es la misma escasez de nutrientes quien limita el desarrollo de las plantas. (Neyoy 2012)

1.2.4.8 Aireación.

El suministro de oxígeno en el suelo es esencial para la respiración en los organismos aerobios, siendo la fuente de energía en los procesos metabólicos y de transporte de nutrientes a través de la membrana de dichos organismos. La concentración de oxígeno en la atmósfera edáfica altera la tasa de absorción de nutrientes, observándose diferencias específicas en cuanto a sensibilidad a este factor. La textura, la estructura, el tipo de labores que se practican, el drenaje y las precipitaciones, son todos factores que pueden alterar de una u otra forma la aireación del suelo, incidiendo en la escasa productividad en la siembra, debido a la restricción en la absorción de nutrientes por las plantas. (Neyoy 2012)

1.2.4.9 La rizósfera.

La disponibilidad de muchos micronutrientes en la rizósfera depende de su pH; el cual puede ser afectado por la actividad de las raíces. La extrusión radical de protones y ácidos orgánicos puede bajar drásticamente el pH de la rizósfera. La fuente de nitrógeno utilizada por la planta también afecta al pH de la rizósfera, a causa de que las raíces regulan su carga eléctrica, de tal manera que se acerca a la neutralidad. Si se absorbe NH_4^+ como principal fuente de N, más protones serán liberados hacia la rizósfera bajando su pH; mientras que si la fuente es el NO_3^- , el pH tiende a permanecer constante o subir ligeramente.

En campo, la aplicación de fertilizantes nitrogenados a base de amonio, puede ocasionar problemas por reducir el pH del suelo; además de solubilizarse y perderse por la infiltración, reduce la disponibilidad de algunos nutrientes esenciales y favorece a la movilización de iones potencialmente tóxicos. (Neyoy 2012)

1.2.5 Biología del suelo.

En el suelo encuentran microorganismos que favorecen el desarrollo de procesos bioquímicos, de descomposición de la materia orgánica, de síntesis y degradación del humus, además de transformación de diferentes elementos minerales y otros procesos que determinan, en general, la fertilidad del suelo. Los factores que inciden en la población y especies de microorganismos en el suelo son su composición, la cantidad y tipo de nutrientes, sus características físicas (humedad, temperatura, pH, grado de aireación) y el tipo de plantas a desarrollarse. (Cali y Puerta 2013)

Entre los principales organismos que se encuentran en el suelo tenemos:

1.2.5.1 Virus

Son las unidades más pequeñas del suelo y es el único grupo que para replicarse debe actuar como parásito intracelular obligatorio. Para multiplicarse infectan células las cuales les donan energía para replicar su ácido nucleico (ARN o ADN) y las proteínas que cubren los mismos. Los virus del suelo pueden infectar plantas, animales y bacterias, los que agreden a las plantas son transmitidos por vectores como los nemátodos y los que atacan las bacterias se llaman bacteriófagos o fagos.

1.2.5.2 Microflora

La construcción del suelo es su labor más importante, en especial los suelos fértiles, de los microorganismos que los constituyen tenemos:

Bacterias. Consideradas como los organismos más numerosos del suelo, con una densidad que se encuentran entre 10^7 y 10^8 NMP por gramo de suelo. Son organismos unicelulares, con una dimensión de 1 a 3 μ m de largo, se reproducen independientemente de otros organismos y desde el punto de vista bioquímico pueden ser aerobias o anaerobias. Son de gran interés porque descomponen el material orgánico, intervienen en los ciclos biogeoquímicos, además de fijar el nitrógeno atmosférico en el suelo.

Hongos. Son organismos eucariontes que pueden ser unicelulares o pluricelulares. Por su reproducción lo hace difícil la cuantificación en el suelo, pudiéndose encontrar con densidades entre 10^4 a 10^5 esporas por gramo de suelo. Varios de éstos producen estructuras filamentosas conocidas comúnmente como hifas. Debido a la formación de esporas, permite una diseminación

rápida sobre la superficie, además de penetrar fácilmente diferentes tipos de sustratos, tales como hojas de plantas, maderas entre otros, lo cual favorece a la descomposición de la materia orgánica. Los hongos, actinomicetes y bacterias organotrofas dependen del carbono orgánico para su nutrición, puesto que al no poseer clorofila, no logran transformar el carbono inorgánico en orgánico. Los hongos aislados fácilmente del suelo son: *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Penicillium* y *Trichoderma*.

Actinomicetes. Se los conocen como el grupo intermedio entre bacterias y hongos, puesto que conservan características similares a los hongos (formación de estructuras filamentosos) y son células procariotas. El número de actinomicetes en el suelo es menor que el de las bacterias, pero mayor al de los hongos, aunque en suelos con baja materia orgánica, los actinomicetes pueden ser mayor que las bacterias. Se han establecido tres géneros de actinomicetes principales en el suelo, de los cuales el *Streptomyces* se encuentra en mayor porcentaje, debido que utilizan moléculas simples y complejas como fuente de carbono y energía, actúan además como degradadores de compuestos orgánicos complejos y se distinguen por dos características esenciales que son la producción de antibióticos y la producción de geosmina. (Cali y Puerta 2013)

1.2.5.3 Microfauna

Es el elemento vivo de la materia orgánica del suelo excluyendo a raíces, meso y macrofauna. Contienen una dotación de 1 a 3% de carbono y de 2 a 6% de nitrógeno orgánico del suelo. En este grupo se encuentran organismos con un diámetro en torno a 0,2 mm de diámetro, teniendo como principales características la degradación y reciclaje de materia orgánica, además de sus altas tasas de crecimiento y reproducción, que les permite adaptándose a fluctuaciones de humedad y temperatura del suelo. Entre los principales organismos tenemos:

Protozoos. Son organismos eucariotas típicamente unicelulares. Consumen materia orgánica y microorganismos, principalmente bacterias. Es común determinar una presencia de 10^2 a 10^3 protozoos por gramo de suelo. Controlan algunas poblaciones de bacterias, necesitan del agua del suelo para acceder a los alimentos. Algunos se encuentran en estado de reposo cuando el suelo está seco hasta cuando la humedad retorne.

Nemátodos. Pequeños invertebrados que dependen del agua, conocidos comúnmente como lombrices o gusanos redondos. Se localizan en casi todos los suelos, pudiéndose encontrar en cantidades elevadas. Algunos son parásitos de plantas que infectan las raíces, otros son depredadores que se alimentan de nemátodos o bacterias, hongos y protozoos. Los nemátodos

requieren menores concentraciones de nitrógeno (N) a diferencia de muchas bacterias(Cali y Puerta 2013)

1.2.6 Los microorganismos del suelo y la biotecnología en la agricultura.

El suelo es un sistema complejo que alberga una gran riqueza de microorganismos, los cuales instauran relaciones muy variadas y ayudan a conformar las características propias del suelo, participan en los ciclos del carbono, nitrógeno, oxígeno, azufre, fósforo, hierro y otros metales; aportando así la fertilidad del suelo y a la degradación de compuestos xenobióticos.

El crecimiento de las plantas está condicionado por una amplia gama de microorganismos que se encuentran alrededor de las raíces vegetales, generando un amplio grupo de microorganismos benéficos, tanto para cultivos agrícolas como forestales. Se pueden diferenciar a aquellos que solubilizan o incrementan la absorción de nutrientes, aumentando la fertilidad del suelo y estimulando el crecimiento vegetal; y a los que protegen a la planta o evitan el ataque de patógenos. Pueden presentarse libremente, en simbiosis, o en asociaciones con hongos micorrízicos que se asocian con las raíces de plantas vasculares.

En el suelo, una gran cantidad de microorganismos compiten entre sí para obtener nutrientes y energía. En suelos agrícolas están presentes alrededor de 10^{10} organismos por gramo de suelo y constituyen una biomasa de aproximadamente 1500 Kg por Ha. Un gramo de suelo fértil puede contener 5 m de micelio fúngico, 10^8 células bacterianas y 10^6 esporas de actinomicetos.

Agrobacterium interviene en la mineralización de la materia orgánica vegetal y favorece la disponibilidad de elementos esenciales como el Nitrógeno, Fósforo, Potasio, entre otros; contribuyendo así al desarrollo de plantas y cultivos. Es de específico interés la habilidad de los microorganismos para degradar compuestos altamente recalcitrantes tales como quitina, celulosa y hemicelulosa.

Los microorganismos intervienen activamente en la descomposición de los residuos animales y vegetales, liberando ácidos orgánicos y amoníaco de las sustancias nitrogenadas, a la vez interceden en los procesos de humificación y mineralización del humus; por lo tanto, son un componente primordial en la formación de suelos conocida como edafogénesis y en la fertilidad del mismo.

Los microorganismos que habitan en el suelo agrícola son heterotróficos, debido que necesitan fuentes de carbono orgánico y nitrógeno asimilable, así como sales minerales, vitaminas y muchos

otros elementos (fósforo, potasio, magnesio, manganeso, calcio, hierro, cobalto, cobre, cinc y molibdeno).

La vida de los microorganismos en el suelo está íntimamente relacionada con los factores ambientales tales como el agua, presión osmótica, temperatura, tensión superficial, pH, oxígeno, potencial de reducción. Otro de los beneficios que nos ofrecen los microorganismos del suelo es la Antibiosis, fenómeno en el que un microorganismo puede producir compuestos como metabolitos, que actúan como inhibidores del crecimiento de plagas.

Otro de los beneficios es la fijación del nitrógeno atmosférico por parte de ciertas especies de bacterias, que se encuentran presentes en las raíces de plantas leguminosas, generando una simbiosis planta-bacterias, lo que favorece la conversión del nitrógeno atmosférico en amonio. La rotación de cultivos entre diferentes plantas y leguminosas, favorece al enriquecimiento del suelo con amonio, permitiendo recuperar los mismos además de reducir el costo de la adquisición de insumos agrícolas por parte de los agricultores. (Martínez et al. 2013)

1.2.7 Biofertilizante

Es un producto que se encuentra enriquecido con enzimas, carbohidratos, microorganismos benéficos y otros elementos que ayudan al mejor aprovechamiento de nutrientes; adicionalmente los microorganismos procesan la materia orgánica, liberando y fijando nitrógeno del suelo y haciéndolo disponible para el crecimiento de las plantas.

El carbón, enzimas, nutrientes y humus ayudan a edificar un perfil de suelo equilibrado, actuando como floculante, desdoblado agentes tóxicos, ayudando a airear y oxigenar el suelo, así como inoculando con microorganismos benéficos que también ayudan a prevenir enfermedades.

Definiéndolo de otra forma, son preparados que contienen células vivas o latentes de cepas microbianas eficientes fijadoras de nitrógeno, solubilizadoras de fósforo o potenciadoras de diversos nutrientes, que se utilizan para aplicar a las semillas o al suelo, teniendo como objetivo incrementar el número de estos microorganismos en el medio y acelerar procesos microbianos, de tal forma que se aumenten las cantidades de nutrientes que pueden ser asimilados por las plantas, y que favorezcan los procesos fisiológicos que intervienen tanto en el desarrollo como en el rendimiento de los cultivos.

Estas sustancias microbianas son aprovechadas en los suelos para desempeñar funciones específicas, las cuales favorecen la productividad de las plantas, incluyendo la absorción de agua y nutrientes, la fijación de nitrógeno, la solubilización de minerales, la producción de estimuladores de crecimiento vegetal y el biocontrol de patógenos. (Dagoberto Armenta Bojórquez et al. 2010)

1.2.8 *Lactuca sativa* L.

La lechuga es una planta anual y autógena, perteneciente a la familia *Compositae*, cuyo nombre botánico es *Lactuca sativa* L, su raíz no sobrepasa los 25 cm de profundidad; además es pivotante, corta y con ramificaciones. Sus hojas están colocadas en forma de roseta, desplegadas al principio dependiendo de la variedad, donde el borde de los limbos pueden ser lisos, ondulados o aserrados, presentando además un tallo cilíndrico ramificado.

1.2.8.1 Requerimientos edafoclimáticos del *Lactuca sativa* L.

Existen ciertos factores que inciden en el desarrollo de la lechuga, donde se deberán controlar las siguientes condiciones:

Temperatura. La temperatura óptima de germinación de la lechuga fluctúa entre 18 y 20°C. En su fase de crecimiento se requiere de temperaturas entre 14-18°C en el día y 5-8°C por la noche. Durante el acogollado se requieren temperaturas de 12°C por el día y 3-5°C en la noche. Es importante considerar que cuando la lechuga soporta temperaturas bajas durante algún tiempo, sus hojas toman una coloración rojiza, que se puede confundir con alguna carencia.

Humedad relativa. El sistema radicular de la lechuga es muy reducido en comparación con la parte aérea, por lo que es muy sensible a la falta de humedad y no soporta un periodo de sequía extremo. La humedad relativa conveniente para la lechuga es del 60 al 80%, aunque en ciertos momentos agradece menos del 60%. Los problemas que presenta este cultivo en invernadero es que se incrementa la humedad ambiental, por lo que se recomienda su cultivo al aire libre, cuando las condiciones climatológicas lo permitan.

Suelo. Los suelos preferidos por la lechuga son los ligeros, arenoso-limosos, con buen drenaje, teniendo como pH óptimo entre 6,7 y 7,4. En los suelos húmíferos, la lechuga germina apropiadamente, pero si son excesivamente ácidos será necesario neutralizar con cal. En este cultivo, no es recomendable las condiciones de sequía, aunque es conveniente que la superficie del suelo se encuentre seca para evitar la putrefacción del cuello de la lechuga. En cultivos de verano, es preferible los suelos ricos en materia orgánica, pues existe una mayor retención de agua en los poros, favoreciendo el crecimiento acelerado de las plántulas. (Infoagro 2002)

1.2.9 Rendimiento de los cultivos

Es la relación de la producción total de cierto cultivo cosechado por hectárea de terreno utilizada, se mide usualmente en toneladas métricas por hectárea (T.M./ha.) El rendimiento que puede aportar un cultivo depende de las características genéticas de productividad potencial, rusticidad y de las condiciones ambientales. La interacción de estos tres aspectos determina el rendimiento de un cultivo, que presenta variabilidad en el tiempo y en el espacio. Este se encuentra relacionado con factores de tipo climático, edafológico y fisiográfico, además de bióticos con los cuales se pueden generar afectaciones, disminuyendo así su rendimiento tanto cuantitativo y cualitativo. (Aquistat, s.f.)

CAPÍTULO II

2 MARCO METODOLÓGICO EXPERIMENTAL.

2.1 Lugar de la Investigación.

Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, invernadero de la Escuela de Ingeniería Agronómica, Departamento de horticultura.

2.2 Hipótesis y especificación de las variables.

Hipótesis.

La dosificación de un biofertilizante artesanal genera un efecto biológico positivo en el suelo cultivado con *Lactuca sativa*.

Variables.

- **Variable independiente:** Dosis del biofertilizante artesanal.
- **Variable dependiente:** Efecto biológico.

2.3 Tipo y Diseño de Investigación.

Durante el presente estudio se realizó una investigación de tipo experimental, adicionalmente es cuantitativa debido a que se realizó una valoración del efecto biológico que tiene un biofertilizante sobre el suelo. Para la valoración del efecto biológico se realizaron mediciones tanto de nutrientes, microorganismos y características fisiológicas del cultivo de lechuga, utilizándose un Diseño de Bloques al Azar (DBA) con 5 tratamientos, incluido el testigo y posteriormente el análisis estadístico mediante el software infoStat.

2.4 Unidad de Análisis.

Como factor de estudio se tuvo a los tratamientos, los mismos que fueron realizados con 3 dosis de biofertilizante, un blanco y un químico, donde se realizó la siembra de lechuga (*Lactuca sativa* L.) var Crespa en 10 contenedores, de los cuales se evaluaron todas las plantas. Cada unidad de análisis representa las lechugas sembradas en los contenedores, tal como se menciona en la siguiente tabla:

Tabla 1-2: Número de réplicas de cada tratamiento.

TRATAMIENTO	CODIFICACIÓN	NÚMERO DE RÉPLICAS
25% de biofertilizante	T1	10
50% de biofertilizante	T2	10
75% de biofertilizante	T3	10
Tratamiento químico	T4	10
Testigo	T	10

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

2.5 Población de Estudio.

En la presente investigación, la población de estudio representó a las 10 macetas de cada uno de los diferentes tratamientos aplicados, dándonos como resultado 50 unidades experimentales, las mismas que serán utilizadas para el cultivo de la lechuga. Véase tabla 1-2.

2.6 Tamaño de Muestra.

Durante la experimentación se trabajó con todas las unidades experimentales, donde se evaluaron tanto la altura de la planta, el vigor, el número de hojas, la longitud de la raíz, el peso de la raíz, y el peso de la planta con la raíz. Para la valoración de la conductividad, pH, NPK, relación

Carbono – Nitrógeno, bacterias, hongos, actinomicetos y peso seco, se realizó una muestra compuesta con las 10 réplicas de cada uno de los tratamientos.

2.7 Procedimientos realizados en el estudio.

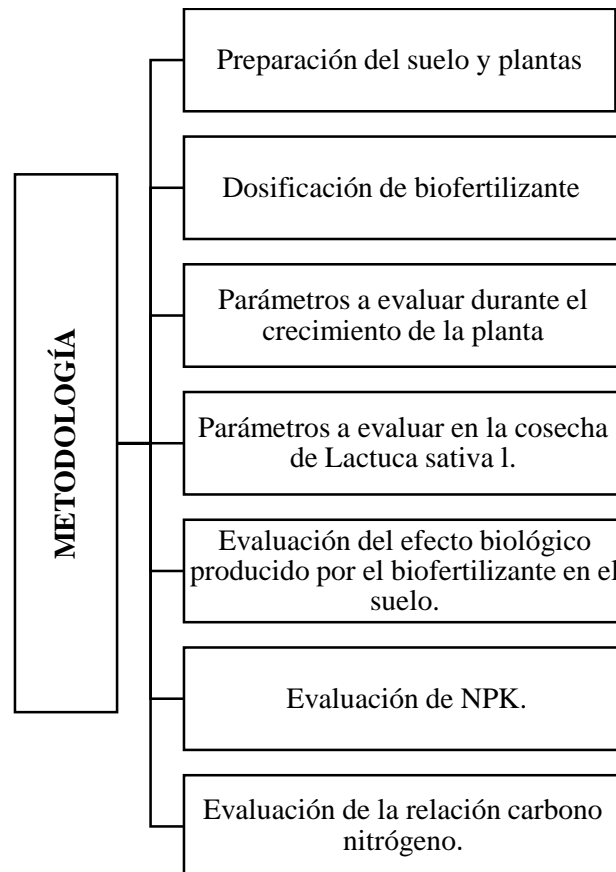


Figura 1-2: Metodología de la investigación.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

2.7.1 Preparación del suelo y plantas

Se recolectaron 380 kilogramos de arena de río lavada, la misma que fue esterilizada mediante un contenedor de 200 L con agua, homogenizando la mezcla y elevando la temperatura a ebullición durante 90 min, con la finalidad de eliminar cualquier organismo que pueda incidir sobre la actividad biológica del medio. La mezcla es escurrida y la arena es secada durante 4 días en un cuarto estéril. Transcurrir el tiempo se procedió a distribuir la arena en los contenedores de las unidades experimentales, colocándose 7,5 kilogramos en cada una. Posteriormente se realizó la siembra de las plántulas de *Lactuca sativa L, Crespa* para su crecimiento.

2.7.2 Dosificación de biofertilizante

A los dos días de la siembra, se colocaron las respectivas dosificaciones en los cinco tratamientos las cuales se describen en la Tabla 2-2.

Tabla 2-2: Dosificaciones para cada tratamiento.

TRATAMIENTO	CÓDIGO	AGUA	BIOFERTILIZANTE	TOTAL	CANTIDAD DE LÍQUIDO POR MACETA
25% de biofertilizante	T1	3,75 L	1,25 L	5 L	500 mL
50% de biofertilizante	T2	2,50 L	2,50 L	5 L	500 mL
75% de biofertilizante	T3	1,25 L	3,75 L	5 L	500 mL
Tratamiento químico	T4	5 L	7 gr de urea, 7 gr de muriato de potasio, 5 gr de 10-30-10	Mezcla con 5 L de agua	500 mL
Testigo	T	5 L	X	5 L	500 mL

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

2.7.3 Parámetros a evaluar durante el crecimiento de la planta.

A los diez días de la siembra, se midió el prendimiento, el cual se define por la habilidad que posee la planta en adaptarse a un nuevo medio siendo evaluado en una escala del 1 al 5 como se indica en la Tabla 3-2. (Quijano y Sanchez 2015) Al día siguiente de cada dosificación, se evaluó la conductividad, el pH, la altura de la planta, el vigor de la planta, y el número de hojas, tal como se observa en la Tabla 4-2.

Tabla 3-2: Escala de prendimiento

VALOR	SIGNIFICADO
1	Muy bajo prendimiento
2	Bajo prendimiento
3	Medio prendimiento
4	Alto prendimiento
5	Muy alto prendimiento

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Tabla 4-2: Parámetros físicos y químicos a evaluar durante el crecimiento de la planta.

PARÁMETROS	UNIDAD	FRECUENCIA DE MEDICIÓN
Conductividad	μS	20, 40 y 60 días después de la siembra
pH	Ácido – alcalino	20, 40 y 60 días después de la siembra
Altura de la planta	Cm	20, 40 y 60 días después de la siembra
Vigor de la planta	-	20, 40 y 60 días después de la siembra
Número de hojas	-	20, 40 y 60 días después de la siembra

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

2.7.4 Parámetros a evaluar en la cosecha de *Lactuca sativa* L.

Durante el proceso de cosecha de las lechugas, se procedió a la medición de la altura de la planta y de la raíz en cada una de las unidades experimentales, las mismas que fueron pesadas con y sin raíz, para obtener el peso fresco de las lechugas cultivadas. Para la determinación del peso seco de las raíces, se las colocaron durante tres días a 85°C en una estufa para su deshidratación, realizando su respectivo pesaje cada 24 horas, hasta obtener un peso constante; tal como se indica en la tabla 5-2.

Tabla 5-2: Parámetros físicos a evaluar en la cosecha de las plantas.

PARÁMETROS	UNIDAD	FRECUENCIA DE MEDICIÓN
Tamaño de la planta	Cm	Medición a la cosecha
Tamaño de la raíz	Cm	Medición a la cosecha
Peso de la planta con raíz	Gr	Medición a la cosecha
Peso de la planta	Gr	Medición a la cosecha
Peso seco	Gr	Medición a la cosecha

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

2.7.5. Evaluación del efecto biológico producido por el biofertilizante en el suelo.

Para evaluar el efecto biológico del biofertilizante en cada uno de los tratamientos aplicados, se procedió a la preparación de medios de cultivo específicos tanto para hongos, actinomicetos y bacterias, los mismos que permitieron determinar la carga biológica presente en el suelo, producto de la adición del biofertilizante, tal como se detalla a continuación:

2.7.5.1. Cuantificación de bacterias.

Se pesaron 3,5 gramos de agar nutritivo y se lo mezcló con 140 ml de agua destilada en un frasco de vidrio; agitándolo manualmente hasta lograr una muestra homogénea. Posteriormente se lo esterilizó durante una hora a 115 °C y 1 atm de presión, para finalmente dejarlo enfriar y repartirlo en cajas Petri, previa a su solidificación dentro de la cámara de flujo laminar.

2.7.5.2. Preparación del medio de cultivo Potato Dextrose Agar para identificación de hongos.

Se pesaron 5,6 gramos de PDA y se lo mezcló con 140 ml de agua destilada en un frasco de vidrio; agitándolo manualmente hasta lograr una muestra homogénea. Posteriormente se lo esterilizó durante una hora a 115 °C y 1 atm de presión, para finalmente dejarlo enfriar y repartirlo en cajas Petri, previa a su solidificación dentro de la cámara de flujo laminar.

2.7.5.3. Preparación del medio de cultivo agar avena para identificación de actinomicetos.

Se pesaron 1,12 gramos de avena y se hirvió en 200 mL de agua destilada; dejando enfriar la avena hervida para medir su pH, el cual si se encontraba alcalino se le colocaba gotas de HCL para llegar a un medio ácido; posteriormente se pesaron 2,1 gramos de agar agar y se lo mezcló con 140 ml del extracto de avena en un frasco de vidrio; agitándolo manualmente hasta lograr una muestra homogénea. Posteriormente se lo esterilizó durante una hora a 115 °C y 1 atm de presión, para finalmente dejarlo enfriar y repartirlo en cajas Petri, previa a su solidificación dentro de la cámara de flujo laminar.

2.7.5.4. Siembra en los medios para identificación de bacterias, hongos y actinomicetos, respectivamente.

Para la crecimiento de los diferentes microorganismos (*bacterias, hongos y actinomicetos*), se efectuaron diluciones a las muestras de suelo que provienen de los diferentes tratamiento, trabajándose para ello con una dilución 10^{-2} , debido a que en el suelo se incorporaron tanto el fertilizante químico como el biofertilizante, lo cual ayuda al crecimiento y a la fijación de organismos presentes en el entorno. La dilución del suelo fue preparada con 90 mL de agua destilada estéril y 10 gr del suelo de cada uno de los tratamientos, agitándolo constantemente

durante 20 minutos para su homogenización. Posteriormente se transfirieron 1000 μL de la solución del suelo en un tubo de ensayo que contiene 9 ml de agua estéril, obteniéndose la dilución deseada (10^{-2}). Preparada la dilución se procedió a sembrar en cada una de las cajas Petri, adicionándose 100 μl de la solución de suelo 10^{-2} preparada, la cual es esparcida por toda la caja previa a su incubación a 70°C durante 48 h.

2.7.5.5 *Conteo bacteriano.*

Transcurridas las 48 horas de la inoculación, se realizó el conteo manual tanto de bacterias, hongos y actinomicetos que se desarrollaron en los diferentes medios, obteniendo así las UFC/mL en cada una de las cajas, reportándose los resultados en la Tabla 6-2.

Tabla 6-2: Tabla para reporte de resultados microbianos.

DOSIS	DISOLUCIÓN	HONGOS UFC/mL	ACTINOMICETOS UFC/mL	BACTERIAS UFC/mL
T1	10^2	-----	-----	-----
T2	10^2	-----	-----	-----
T3	10^2	-----	-----	-----
T4	10^2	-----	-----	-----
T	10^2	-----	-----	-----

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

2.7.6. *Evaluación de nutrientes*

Para evaluar los diferentes nutrientes presentes en los tratamientos aplicados, se procedió a preparar los extractos de suelo para la cuantificación de Potasio (K), Nitrógeno (N), Fósforo (P) y Carbono Orgánico, tal como se observa a continuación:

2.7.6.1. Preparación de las muestras.

Extracto para NPK: Se pesaron 2.5 gr de suelo tamizado de cada uno de los tratamientos, a los cuales se adicionaron 25 mL de solución de Olsen (solución extractora). Posteriormente se agitó por un lapso de 20 minutos hasta lograr su homogeneidad, para finalmente filtrarlo hasta obtener el extracto deseado.

Carbono orgánico: Se utilizó el método de ignición el cual consiste en calcinar la muestra a temperaturas superiores a los 450°C, para lo cual fueron pesados 5 gr de suelo en una cápsula, la misma que fue llevada a una estufa por 24 horas a 105 °C. Posteriormente se retiró la cápsula y se procede a pesarla en una balanza analítica. Finalmente la capsula previamente pesada es llevada a ignición en una Mufla a 450 °C por un lapso de 20 min, y se lo deja enfriar para pesarla por última vez.(RELASE 2009)

2.7.6.2. Evaluación de potasio.

Se trabajó con solución de lantano al 1%, la cual para prepararla se mezclaron 58.64 gramos de óxido de lantano con 50 mL de agua destilada. Cuidadosamente se agregaron 250 mL de HCl concentrado para así disolver el óxido de lantano y finalmente llevarla a un volumen de 5 litros con agua destilada. Preparada la solución se toma 1 mL del extracto de suelo preparado para el análisis del NPK (véase sección 2.7.6.1) y se adicionó 9 mL de agua destilada con 10 mL de solución de lantano al 1%. Finalmente se procedió a leer en el espectrofotómetro a 770 nm de longitud de onda. (RELASE 2009)

2.7.6.3. Evaluación de fósforo.

Se tomó 1.0 mL del extracto de suelo preparado para el análisis del NPK (véase sección 2.7.6.1) y se colocó en un vaso de precipitación de 40 mL. Posteriormente se agregaron 9 mL de agua destilada con bureta y 10 mL de reactivo B. Transcurridos 20 minutos, se leyó el porcentaje de transmitancia o densidad óptica en un espectrofotómetro a 680 nm de longitud de onda. (RELASE 2009)

2.7.6.4. *Evaluación de nitrógeno.*

Se pesó 1 gr de muestra en un vaso de 50 mL. Posteriormente se adicionaron 1 gr de sulfato de potasio y 2 gr de óxido de mercurio. Utilizando una bureta se agregaron 4 mL de ácido sulfúrico concentrado y se procede a digerir la muestra a temperatura baja por 30 minutos. Posteriormente se eleva la temperatura a 360 °C hasta que el material este completamente transparente; dejándolo enfriar. Finalmente se adicionan 5 mL de agua destilada a la muestra previa a su destilación. Una vez preparada la solución se procedió a tomar 10 mL de la muestra y colocarla en un destilador, posteriormente se adicionó 20 mL de hidróxido de sodio al 50% más una cantidad de tiosulfato, y finalmente 10 mL de agua destilada, tratando de lavar la copa del destilador. Por último se recibe el destilado en 10 mL de una solución de ácido bórico al 5% más un indicador mixto, evitando que exista escape de gases. Posteriormente se realizó la titulación con una solución de ácido Sulfúrico, para posteriormente realizar los cálculos respectivos. (RELEASE 2009)

2.7.7. *Evaluación de la relación carbono nitrógeno.*

Para la evaluación de la Relación C: N es necesario determinar el contenido de carbono orgánico a partir del porcentaje de materia orgánica determinada anteriormente por el método de ignición. El resultado de la misma se obtiene a través de la Ecuación 1-2. Obtenido el % de Materia orgánica se calcula mediante la Ecuación 2-2, el contenido de Carbono Orgánico, el cual permitió determinar la relación C/N a partir del contenido de nitrógeno total derivado de la caracterización de los suelos, mediante la Ecuación 3-2.

$$\% \text{ Carbono orgánico} = \% \text{ materia orgánica} * \text{factor de conversion (0,58)}$$

Ecuación 2-2

$$\% \text{ Materia Orgánica} = \frac{\text{Peso inicial en la estufa} - \text{Peso obtenido en la mufla}}{\text{Peso inicial en la estufa}} * 100$$

Ecuación 1-2

$$C: N = \frac{\% \text{ Carbono orgánico}}{\% \text{ Nitrógeno total}}$$

Ecuación 3-2

CAPÍTULO III

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

3.1. Verificación del prendimiento.

Al transcurrir 10 días del trasplante, se verificó el prendimiento de cada planta en la maceta respectiva, como se puede observar en la Gráfico 1-3. La Tabla 1-3 nos muestra la valoración del prendimiento de *Lactuca sativa*, el cual, obtuvo un resultado de 5 (alto prendimiento); observándose una gran adaptación por parte de las plantas en todos los tratamientos.



Gráfico 1-3: Emplante de las plantas a los 10 días del trasplante.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Tabla 2-3: Emplante de *Lactuca sativa* L.

TRATAMIENTO	PRENDIMIENTO (1-5)
T1	5
T2	5
T3	5
T4	5
T	5

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

3.2 Medición de la conductividad a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Sabemos que la conductividad eléctrica es la capacidad de conducir una corriente eléctrica a través de dos celdas dispuestas en un electrodo, la misma que puede incrementarse por la presencia de sales disueltas. En el caso del suelo, la presencia de sales inciden en el desarrollo de las plantas, donde a mayor conductividad, mayor salinidad y por ende menor fertilidad. De acuerdo a los análisis realizados al suelo de las diferentes unidades experimentales a los 20, 40 y 60 días del tratamiento, se obtuvieron los siguientes resultados: (véase Tabla 2-3).

Tabla 2-3: Medición de la conductividad a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

TRATAMIENTO	PROFUNDIDAD	CONDUCTIVIDAD (μS)		
		20 DÍAS	40 DÍAS	60 DÍAS
T1	5 cm	94,5	199,5	201
	10 cm	181,5	194,1	141,3
T2	5 cm	142,2	208	253
	10 cm	174	169,5	151,8
T3	5 cm	202	299	202
	10 cm	158	289	324
T4	5 cm	119	206	83,2
	10 cm	113	254	62,5
T	5 cm	67,7	190	93,2
	10 cm	56,6	83,8	88,7

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

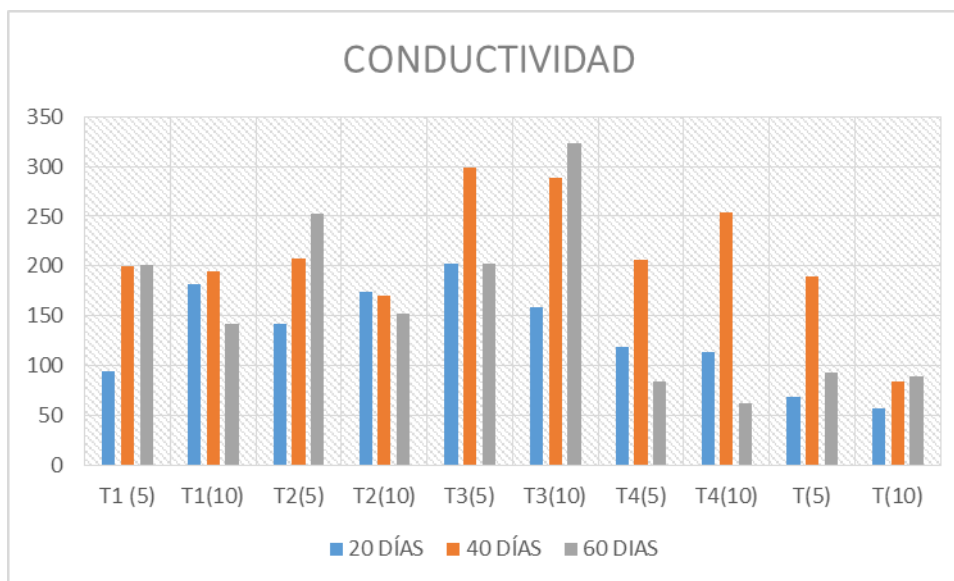


Gráfico 2-3: Medición de la conductividad a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Durante los 20, 40 y 60 días de experimentación, el tratamiento 3 presentó una mayor conductividad debido a la existencia de mayores concentraciones de sales (Na^+ , K^+ , Ca^{+2} , Mg^{+2} , Cl^- , NO_3^- , SO_4^{-2} , CO_3^{-2}), las cuales pudieron incrementarse gracias a las aportaciones de sales presentes en el agua y a la adición del biofertilizante, el mismo que contiene microorganismos que favorecen los procesos de nitrificación y de fijación del nitrógeno atmosférico, incrementando de esta forma los nitratos (Intagri 2017)

En las mediciones efectuadas a 5 y 10 cm de profundidad, se obtuvo que el valor más alto de conductividad se presentó a los 60 días del tratamiento, a una profundidad de 10 cm, dando como resultado una conductividad de 324 μS , que al ser valor relativamente bajo, no incidirá en la salinización del suelo. Con respecto a la muestra testigo se evidencia una conductividad mínima de 88,7 μS a los 60 días del trasplante, la cual se debe principalmente a las aportaciones de sales provenientes del agua.

3.3 Medición del pH a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

El pH del suelo es un parámetro importante que se relaciona con la solubilización de sales presentes en el mismo; donde a un pH ácido, abunda Hierro, Manganeseo, Zinc, Aluminio y Cobre;

mientras que a un pH básico, encontramos Fósforo, Calcio, Magnesio y Molibdeno. De acuerdo a los análisis realizados a los 20, 40 y 60 días del tratamiento, se obtuvieron los siguientes resultados (véase Tabla 3-3 y Gráfico 3-3).

Tabla 3-3: Medición del pH a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

TRATAMIENTO	PROFUNDIDAD	pH		
		20 DÍAS	40 DÍAS	60 DÍAS
T1	5 cm	8,2	9,41	8,86
	10 cm	8,74	9,45	9,1
T2	5 cm	8	9,29	8,92
	10 cm	8,12	9,3	8,48
T3	5 cm	8,22	9,32	8,9
	10 cm	7,92	9,08	9,03
T4	5 cm	7,4	8,46	7,86
	10 cm	7,44	8,11	7,48
T	5 cm	7,56	9,08	8,08
	10 cm	7,55	9,34	8,57

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

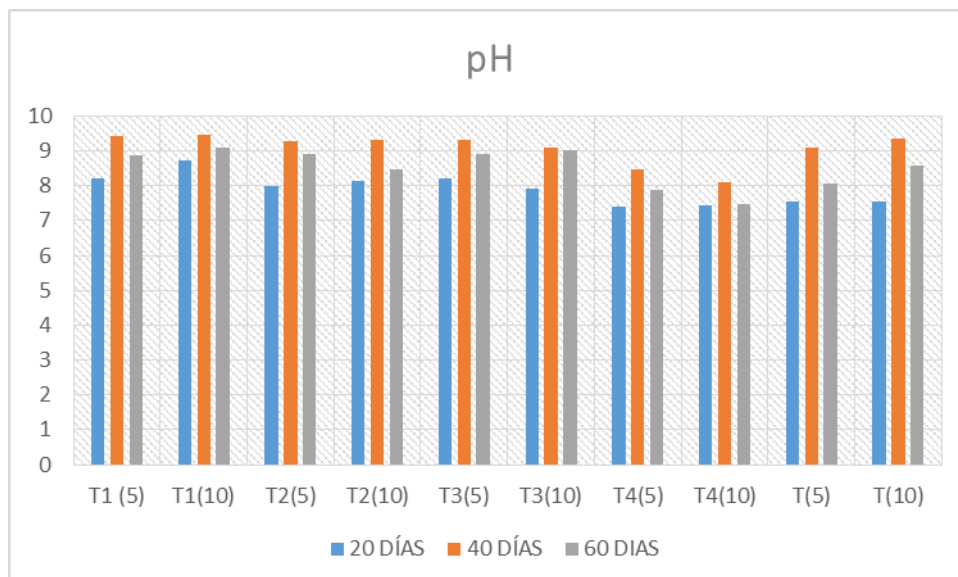


Gráfico 3-3: Medición del pH a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Como se puede observar en los resultados, el biofertilizante y el agua inciden en la variación del pH por la incorporación de sales, donde en los tratamientos con biofertilizante (T1, T2, T3) se observaron pH comprendidos entre 8 y 9, debido que al ser la arena el sustrato donde se realizó la experimentación, esta posee un bajo poder amortiguante, ausencia de coloides y por ende un bajo intercambio iónico, lo cual reflejaría que el pH de los tratamientos 1, 2 y 3 estarían relacionados con aportaciones moderadas de calcio, magnesio y potasio presentes tanto en el agua como en el biofertilizante. (Ginés y Mariscal-Sancho 2002)

3.4 Medición de la altura

La altura de la planta es un indicador del estado de adaptación y de crecimiento de la misma, la cual puede deberse sea a las aportaciones de nutrientes, al clima, humedad, temperatura y el tipo de cultivo. De acuerdo a las mediciones realizadas a lo largo de la experimentación se obtuvieron los siguientes resultados (véase Tabla 4-3 y Gráfico 4-3).

Tabla 4-3: Medición de la altura a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

RÉPLICAS	20 DÍAS					40 DÍAS					60 DÍAS				
	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T
R1	5,4	4,7	5	5	6,1	7,4	7	7,7	7	6,4	7,5	9,8	10	8	6,9
R2	5,2	5,4	5,1	5	6	6,8	6,6	8,6	8,1	7	8,8	8	11,1	9,5	8
R3	5,8	4,6	6,2	4,2	5,4	6,3	7,2	8,7	7,1	6,1	6,7	9,1	10,5	7,7	6,7
R4	4,9	5,7	6,1	7,3	5,5	7	6,7	7,6	7,6	6	8,4	9,1	10,6	10	7,1
R5	6,2	5,5	7,1	4,7	5,7	8,5	7,1	8,1	6,9	6,7	8,6	8,4	10,7	9,3	7,5
R6	6,7	5,4	4,6	5,2	6,4	8,4	8	8,6	7,2	7,8	8,5	8,8	10,4	10,5	8,2
R7	5,7	6,1	6,1	4,6	6,5	7,3	8,1	9,2	8,6	6,7	8,4	9,1	10,9	12,4	8,9
R8	5,2	6,9	6,1	5,2	7	7,1	7,6	7,7	8,4	7,1	8,1	8,9	11,2	10,7	7,4
R9	5,5	4,6	6,1	4	4,9	7,8	6,8	9	7,8	5,3	7,9	8,5	9,8	11,1	5,9
R10	6,1	5,2	4,4	5,02	6,3	7,3	7,8	7,1	7,63	6,8	9	8,7	9,4	9,91	7,4
PROMEDIO	5,67	5,41	5,68	5,022	5,98	7,39	7,29	8,23	7,63	6,59	8,19	8,84	10,46	9,911	7,4

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

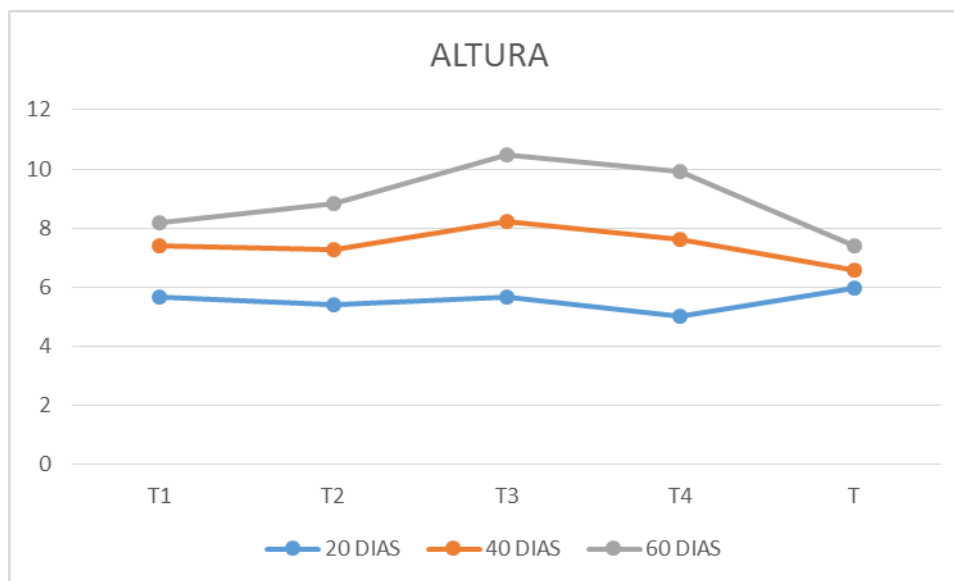


Gráfico 4-3: Medición de la altura a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Durante la experimentación se pudo constatar que el crecimiento de las plantas además de la pigmentación de las hojas se debieron principalmente a la presencia de Nitrógeno en las diferentes unidades experimentales, pero particularmente en el T3 se observó un mayor grado de desarrollo en relación a los demás tratamientos

Es importante tomar en consideración que ciertos factores tales como la temperatura, la variedad de lechuga y la disponibilidad de agua, inciden en un óptimo desarrollo de la planta. (Agr y Fariña 2003) A nivel de la lechuga, la altura de misma está asociada con la forma de crecimiento, la posición de la especie en el gradiente vertical de luz de la vegetación, el vigor competitivo, el tamaño reproductivo, la fecundidad de la planta y la longevidad promedio (Pérez-Harguindeguy N., et al , 2013, p.167–234)

3.5 Medición del vigor

Para evaluar el vigor de la planta, es necesario tomar en cuenta factores como las condiciones ambientales, el estado de madurez de la planta, tamaño, envejecimiento y deterioro, los mismos que incidirán en el proceso de adaptación de las plantas dentro de las unidades experimentales (Birchler, et al, 1998, p.8) por lo que, en relación a una escala de 1 a 5, se obtuvieron los siguientes Dádonos como resultado: (véase Tabla 5-3 y Gráfico 5-3)

Tabla 5-3: Medición del vigor a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

RÉPLICAS	20 DÍAS					40 DÍAS					60 DÍAS				
	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T
R1	4	4	5	3	5	4	5	4	5	4	4	4	5	4	4
R2	3	4	5	4	5	4	4	4	5	4	4	5	5	5	4
R3	4	4	5	5	5	5	4	5	5	4	4	4	5	5	4
R4	5	4	4	3	5	4	4	5	5	4	4	5	4	4	4
R5	5	4	4	4	4	4	5	5	5	4	4	4	4	5	4
R6	5	4	4	4	5	4	4	5	5	4	4	4	5	4	4
R7	4	4	4	4	5	4	3	5	4	3	5	4	5	5	4
R8	4	4	4	4	5	4	4	5	4	4	5	4	5	5	4
R9	4	4	4	4	5	4	3	5	4	4	4	5	5	5	4
R10	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	5	5	5	4
PROMEDIO	4,2	4	4,3	3,9	4,8	4,1	4	4,7	4,6	3,9	4,2	4,4	4,8	4,7	4

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

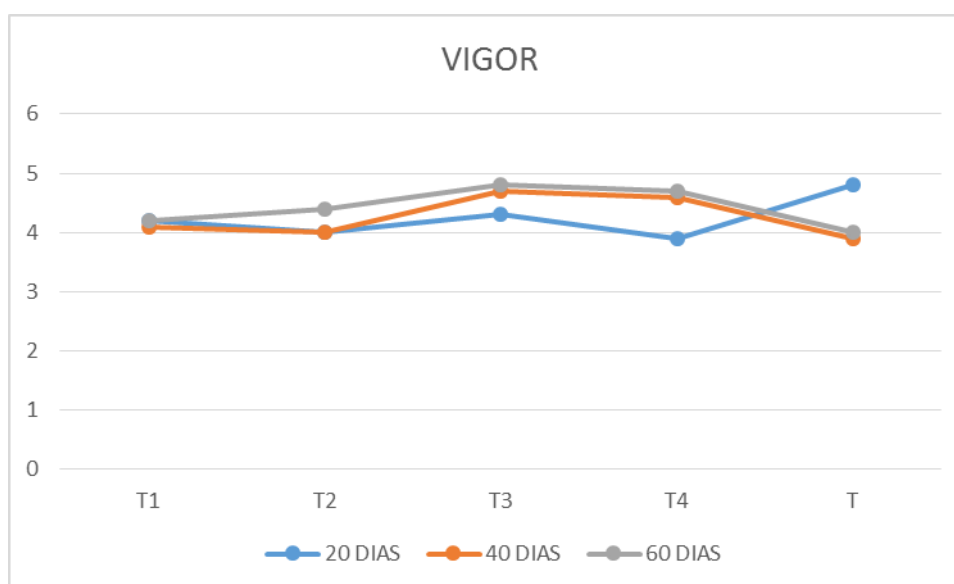


Gráfico 5-3: Medición del vigor a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Siendo el vigor la expresión de todas las características internas y externas de la planta se observó un mayor vigor en las réplicas del tratamiento 3, a los 60 días del trasplante, lo cual indica una mayor capacidad de crecimiento, un incremento en la superficie foliar y un mayor grosor del tallo que se relaciona con una mayor capacidad de soporte.

3.6 Medición del número de hojas

La tasa de crecimiento de las hojas depende de la expansión de células jóvenes, las cuales son producidas por la división celular en los tejidos meristemáticos; de esta manera, el suministro excesivo de nutrientes podría afectar la tasa de crecimiento de las hojas por la inhibición de dichas células (Neumann, 1997, citado por Carranza, 2009). De acuerdo con las observaciones realizadas, se obtuvieron los siguientes resultados: (véase Tabla 6-3 y Gráfico 6-3).

Tabla 6-3: Medición del número de hojas a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

RÉPLICAS	20 DÍAS					40 DÍAS					60 DÍAS				
	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T
R1	7	8	8	8	7	13	15	17	11	10	22	21	21	20	14
R2	7	8	9	10	7	14	11	14	14	10	20	17	22	24	14
R3	7	9	10	8	8	14	15	16	13	9	17	21	20	20	16
R4	6	7	7	8	8	14	13	11	11	9	18	17	20	20	15
R5	7	8	11	8	9	14	14	16	10	10	20	17	25	19	17
R6	6	8	9	11	9	11	16	15	13	11	18	19	21	25	16
R7	7	8	8	9	8	13	11	14	12	11	19	18	20	21	20
R8	7	9	10	8	8	12	12	15	13	8	17	18	22	22	16
R9	7	7	7	7	8	13	15	14	12	10	17	18	21	20	16
R10	7	8	8	8	8	12	10	13	12	12	20	17	21	21	17
PROMEDIO	6,8	8	8,7	8,5	8	13	13,2	14,5	12,1	10	18,8	18,3	21,3	21,2	16,1

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

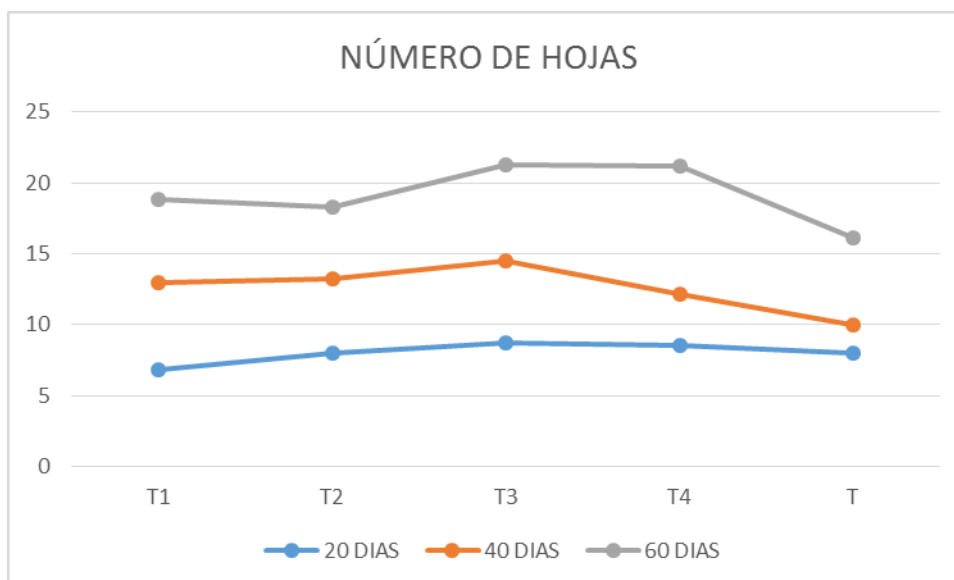


Gráfico 6-3: Medición del número de hojas a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Durante la fase experimental, el mayor número de hojas encontradas fue en el tratamiento 3, debido a las concentraciones tanto de nitrógeno, fósforo y potasio encontrados en el suelo, y que son esenciales para el desarrollo de las plantas. Dicha tendencia se pudo observar en las diferentes réplicas realizadas (Hydroenvironment, s.f.)

Es importante acotar que la media de hojas del T3, es similar a las obtenidas en el T4, por lo que podría considerarse que la aportación del biofertilizante en una concentración del 75%, tendría un efecto similar que el observado en el tratamiento 4 donde se dosificó un fertilizante químico; por tanto la disponibilidad inmediata de los nutrientes en ambos tratamientos se ve reflejada con el mayor número de hojas obtenidas en los mismos.

3.7 Identificación de bacterias.

Las bacterias son uno de los grupos clave en la transformación de la materia mineral y orgánica del suelo, las cuales contribuyen en la fertilidad así como en los procesos simbióticos con las raíces de las plantas. Para su reproducción requieren de factores de crecimiento tales como aminoácidos, vitaminas, fuente de carbono, entre otros. (Lee, 2000). Durante la experimentación, se obtuvieron los siguientes resultados: (véase Tabla 7-3 y Gráfico 7-3).

Tabla 7-3: Conteo de UFC de bacterias.

DOSIS	DISOLUCIÓN	BACTERIAS UFC/mL
T1	10 ²	2,9E+07
T2	10 ²	5,7E+07
T3	10 ²	6,2E+07
T4	10 ²	3,9E+06
T	10 ²	1,3E+07

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

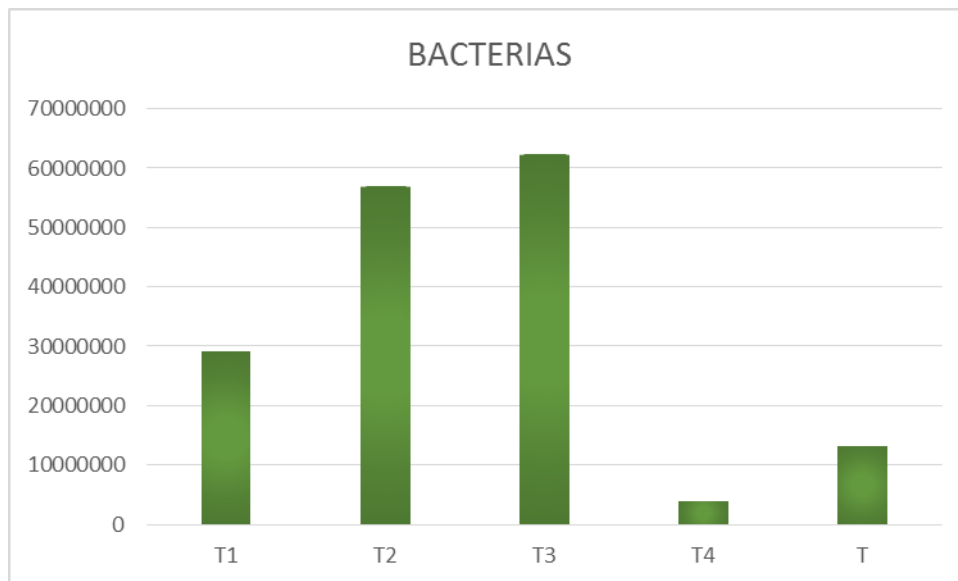


Gráfico 7-3: Conteo de UFC de bacterias.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

De acuerdo a los resultados obtenidos, se observa que en los tratamientos 1, 2 y 3 existe una población microbiana representativa en relación a la determinada tanto en el testigo como en el tratamiento con un fertilizante comercial; siendo el tratamiento 3 el que mayor carga microbiana presenta, debido principalmente a la dosificación del biofertilizante lo cual incide sobre todo en el proceso de asimilación de compuestos inorgánicos como también en el proceso de descomposición de la materia orgánica.

Es importante acotar que las bacterias presentes en el medio, ayudan a fijar el nitrógeno atmosférico en el suelo, generando una simbiosis con la planta (Biomassbooster 2017) El control tanto de la humedad como de la temperatura, favorece el normal desarrollo de bacterias, permitiendo la regulación de los procesos biológicos e incrementando el tamaño de las comunidades microbianas. (Frank, 2002).

3.8 Identificación de hongos.

Los hongos participan principalmente en la descomposición de la materia orgánica presente en el suelo, degradando estructuras complejas para la obtención de compuestos simples, siendo indispensables para la producción de sustancias húmicas. Las hifas fungales contribuyen en la formación de estructuras al interior del suelo, lo cual favorece a la correcta aireación, retención y movimiento del agua al interior del mismo, incidiendo además sobre el desarrollo radicular de las

plantas (Ecoplexity 2007). Realizada la cuantificación de hongos en los tratamientos aplicados, se obtuvieron los siguientes resultados: (véase Tabla 8-3 y Gráfico 8-3).

Tabla 8-3: Conteo de UFC de hongos.

DOSIS	DISOLUCIÓN	HONGOS UFC/mL
T1	10 ²	1,0E+06
T2	10 ²	4,1E+06
T3	10 ²	7,4E+06
T4	10 ²	1,3E+06
T	10 ²	2,6E+06

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

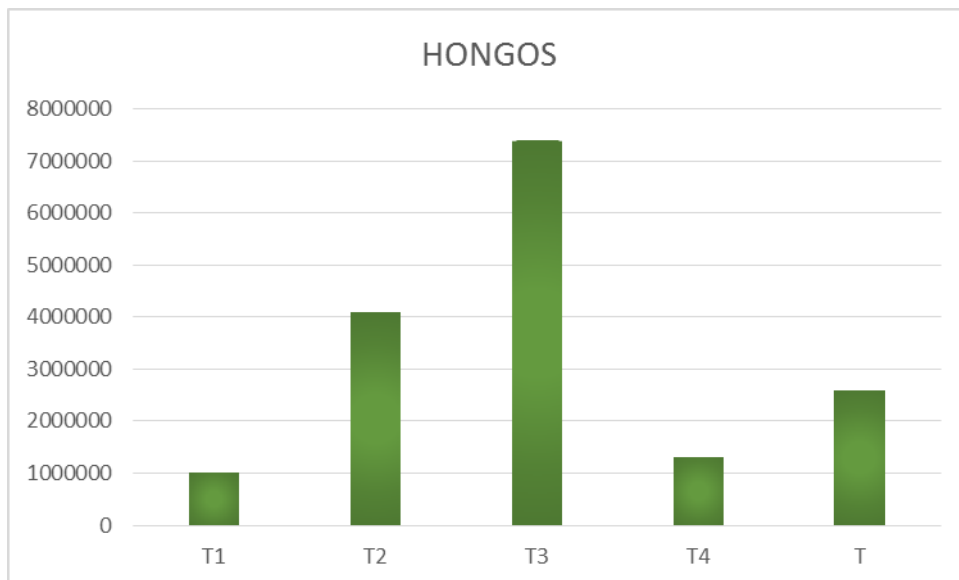


Gráfico 8-3: Conteo de UFC de hongos.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

De acuerdo a los resultados obtenidos, el tratamiento 3 presenta una mayor cantidad de hongos filamentosos, lo cual se debe a la dosificación del biofertilizante realizado; que a su vez, en presencia de nutrientes y materia orgánica, incrementan su presencia. Una mayor población de hongos filamentosos, favorece la absorción de nutrientes por parte de la planta, debido a la excreción por parte de los hongos, de compuestos químicos que disuelven minerales, además de mejorar la estructura de los suelos. (Riera y Medina 2003)

3.9 Identificación de actinomicetos.

Los actinomicetos son conocidos por su capacidad para mejorar la estructura del suelo, la producción de compuestos bioactivos con actividad antagonista contra microorganismos patógenos, la producción de antibióticos y su participación en la degradación de materia orgánica, por lo que su presencia es vital en la salud del suelo. Las cantidades obtenidas durante la experimentación, se presentan a continuación: (véase Tabla 9-3 y Gráfico 9-3).

Tabla 9-3: Conteo de UFC de actinomicetos.

DOSIS	DISOLUCIÓN	ACTINOMICETOS UFC/mL
T1	10 ²	1,2E+06
T2	10 ²	1,8E+06
T3	10 ²	4,3E+06
T4	10 ²	2,4E+06
T	10 ²	3,2E+06

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

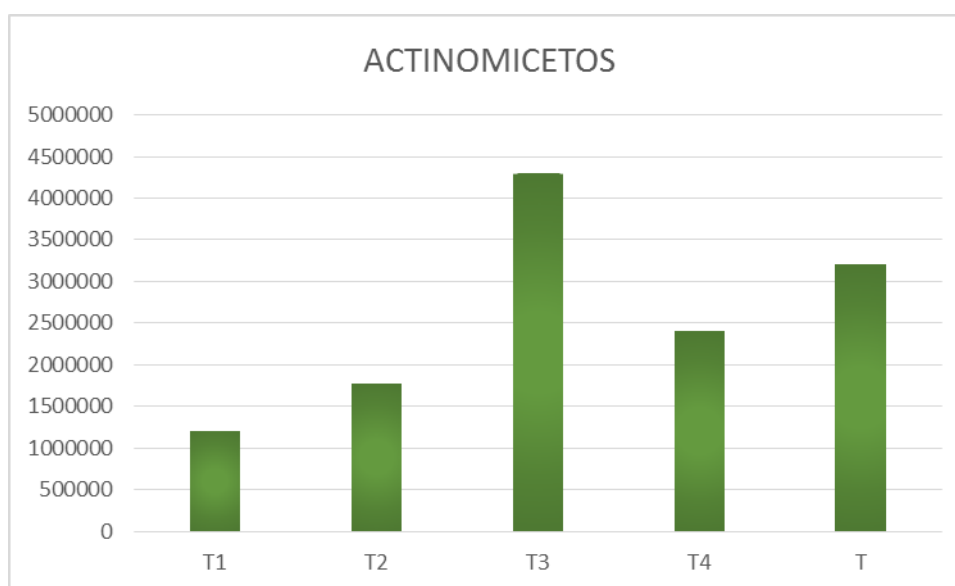


Gráfico 9-3: Conteo de UFC de actinomicetos.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

De acuerdo a los tratamientos aplicados, la mayor densidad de actinomicetos encontrados se presentó en el tratamiento 3; donde al igual que en las bacterias y hongos, la cantidad de

nutrientes, materia orgánica y de la dosificación realizada favoreció al incremento de estas poblaciones. (Franco-Correa, 2009, p.239)

3.10 Identificación de valores de NPK en el suelo tratado.

3.10.1 Nitrógeno

El contenido de nitrógeno en el suelo es de vital importancia en el desarrollo de las plantas, pudiendo ocasionar cambios de tipo morfológico en ausencia de este elemento. La cantidad de nitrógeno en el suelo favorece la formación de proteínas, aminoácidos y estructuras químicas complejas. En los análisis realizados a los diferentes tratamientos, se observaron los siguientes valores: (véase Tabla 10-3 y Gráfico 10-3).

Tabla 10-3: Porcentaje de nitrógeno presente en el suelo.

TRATAMIENTO	NITRÓGENO %
T1	0,3
T2	0,4
T3	0,6
T4	0,3
T	0,4

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

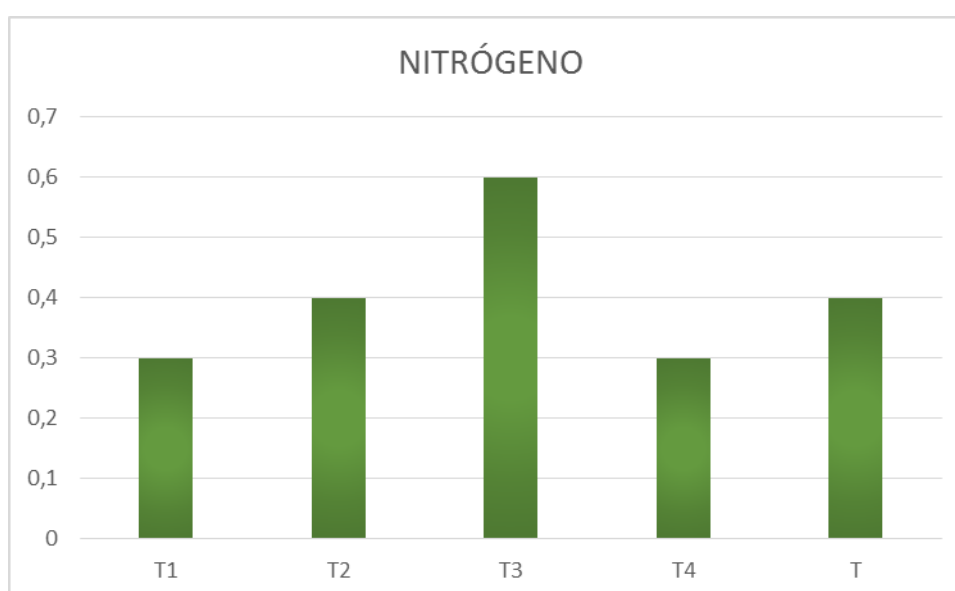


Gráfico 10-3: Porcentaje de nitrógeno presente en el suelo.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En relación a los porcentajes obtenidos, el tratamiento que presentó una mayor concentración de nitrógeno total corresponde al tratamiento 3; todo esto debido a la presencia de bacterias fijadoras de nitrógeno y nitrificantes que se encuentran presentes en el biofertilizante dosificado, lo cual contribuye a una adecuada absorción del nitrógeno atmosférico y la transformación del nitrógeno amoniacal en nitratos.

Una adecuada concentración de nitrógeno en el suelo, incide en el normal desarrollo de las plantas, lo cual se ve reflejada sobre todo en la coloración de las hojas y el desarrollo de las estructuras de soporte. Cabe recalcar que al ser valores relativamente bajos no generarían problemas de salinización en el suelo, ni situaciones de riesgo con excesivas concentraciones de nitrógeno en las plantas. (Alvarez, et al, 1995, p.38-40)

3.10.2 Fósforo.

El fósforo es un macro-elemento esencial para el crecimiento de las plantas; participando en los procesos metabólicos, tales como la fotosíntesis, la transferencia de energía, la síntesis y degradación de los carbohidratos (SMART 2013) Durante la experimentación, se obtuvieron los siguientes resultados: (véase Tabla 11-3 y Gráfico 11-3).

Tabla 11-3: Porcentaje de fósforo presente en el suelo.

TRATAMIENTO	FÓSFORO %
T1	1,2
T2	1,4
T3	1,9
T4	1,4
T	1

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

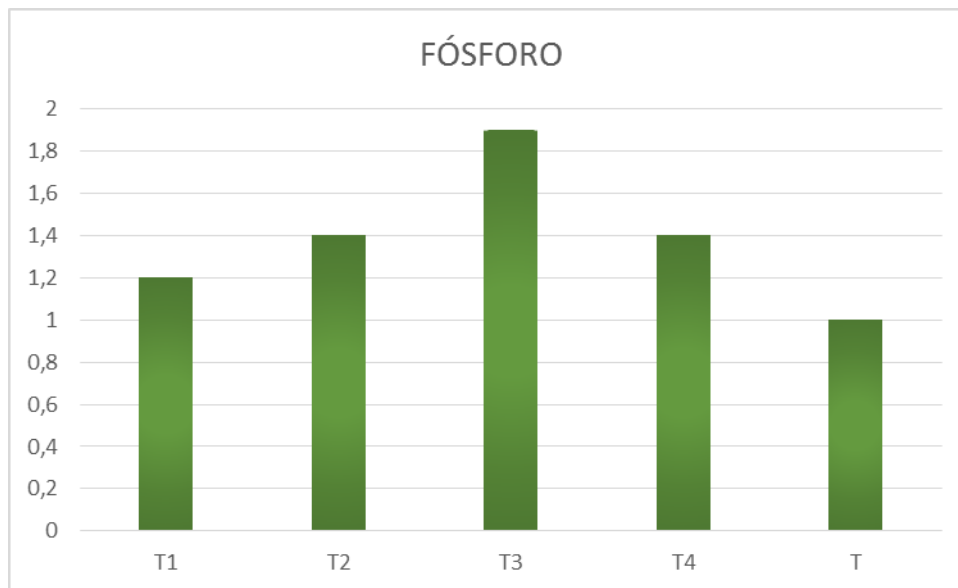


Gráfico 11-3: Porcentaje de fósforo presente en el suelo.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la experimentación se pudo observar que el tratamiento con mayor presencia de fósforo fue el tratamiento 3; sin embargo, los valores obtenidos de los tratamientos restantes no presentan variaciones significativas. El fósforo presente en los tratamientos se debería principalmente a las aportaciones realizadas por el medio sólido, que a su vez pudiera ser incrementada parcialmente por la dosificación del biofertilizante. La movilidad del fósforo en el suelo es muy limitada y por lo tanto, las raíces pueden absorber el fósforo únicamente de su entorno inmediato (Técnico Agrícola 2013)

3.10.3 Potasio.

Debido a su baja carga y pequeño radio iónico, el potasio es fácilmente absorbido por las raíces sobre todo por difusión, pudiendo incluso absorberse cantidades superiores a las necesarias sin que por ello se produzcan efectos negativos. De acuerdo a la caracterización realizada, se obtuvieron los siguientes resultados: Véase Tabla 12-3 y Gráfico 12-3

Tabla 12-3: Porcentaje de potasio presente en el suelo.

TRATAMIENTO	POTASIO %
T1	0,17
T2	0,14
T3	0,12
T4	0,13
T	0,15

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

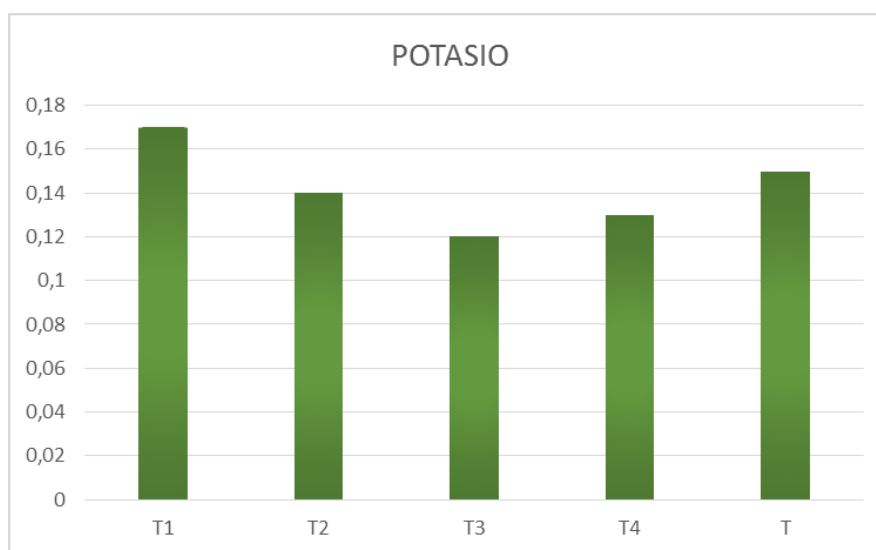


Gráfico 12-3: Porcentaje de potasio presente en el suelo.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

De acuerdo a los datos obtenidos, el tratamiento que presentó una menor cantidad de potasio fue el número 3, lo cual indica que el potasio está siendo utilizado por parte de las plantas, que a su vez genera un consumo progresivo en relación a los otros tratamientos; sin embargo, las concentraciones determinadas en los demás tratamiento no muestran diferencias significativas, por lo que la fuente principal sería el medio sólido utilizado en la experimentación.

Las necesidades de potasio dependen principalmente de las características del medio y su demanda se incrementará en función del incremento del tamaño de la planta (Conti 1987).

3.11 Evaluación de la Relación Carbono – Nitrógeno.

La relación carbono- nitrógeno consiste en la concentración de Carbono y de Nitrógeno presente en el suelo, lo cual favorece a un óptimo desarrollo de plantas y cultivos. La disponibilidad de dichos nutrientes generará un adecuado crecimiento radicular y foliar en plantas, donde suelos óptimos para cultivo de alimentos presentarían relaciones comprendidos entre 8 y 12, pudiéndose ver afectado por un continuo lavamiento y la textura del suelo. Los datos obtenidos presentan los siguientes valores: Véase tabla 13- 3 y Gráfico 13-3.

Tabla 13-3: Relación Carbono-Nitrógeno del suelo.

TRATAMIENTO	RELACIÓN C:N
T1	0,77
T2	0,58
T3	0,39
T4	0,38
T	0,29

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

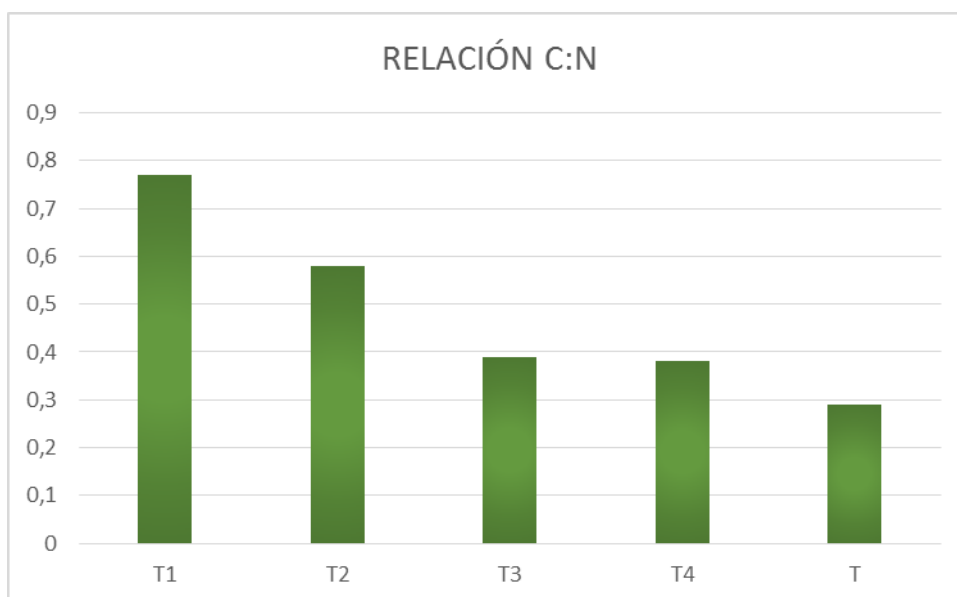


Gráfico 13-3: Relación Carbono-Nitrógeno del suelo.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la investigación podemos observar una mayor relación C/N en el tratamiento 1, el cual estaría relacionada con una menor tasa de descomposición de la materia orgánica, producto de la baja presencia de microorganismos. Además, en relación al tratamiento 4 donde se aplicó fertilizante químico, la relación C/N muestra un valor bajo, debido a las aportaciones de sales de nitrógeno presentes en el fertilizante. Una parte del N liberado es tomado por los microorganismos y el resto es incorporado al suelo para la nutrición de la planta; sin embargo al tratarse de una experimentación en un medio controlado, la relación C/N estaría fuera de los criterios de uso agrícola establecidos en el párrafo anterior. (Flórez Serrano 2009)

3.12 Valoración de la longitud de la raíz.

El crecimiento longitudinal de la raíz se debe a las divisiones celulares que ocurren en el meristema apical, un tejido que se localiza, como su nombre lo indica, en la punta de la raíz o ápice. Esa punta blanda está cubierta por una cofia que la protege mientras penetra el suelo. Su crecimiento estaría relacionado con la disponibilidad de nutrientes, agua y permeabilidad del suelo, por lo que es un excelente indicador del crecimiento de la planta. (Para y Calidad 2005). Durante el proceso de experimentación se obtuvieron los siguientes resultados: (véase Tabla 14-3 y Gráfico 14-3).

Tabla 14-3: Longitud de la raíz en la cosecha.

LONGITUD RAÍZ (cm)					
REPETICIÓN	TRATAMIENTO				
	T1	T2	T3	T4	T
R1	7,4	11	9,6	8,4	9,6
R2	10,5	9,8	10,2	9,1	10,6
R3	7,5	10,2	10,5	6,9	8,6
R4	8,7	9,6	10,6	9,1	9,1
R5	7,4	7,7	9,4	7,6	10,5
R6	8,6	11,2	9,6	9,3	10,1
R7	8,3	10,6	10,3	10,6	11,2
R8	7,7	9,9	9,1	12,7	9,2
R9	10,1	9,2	11,6	10,1	11,3
R10	13,2	9,7	10,6	9,3	10,1
PROMEDIO	8,94	9,89	10,15	9,31	10,03

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

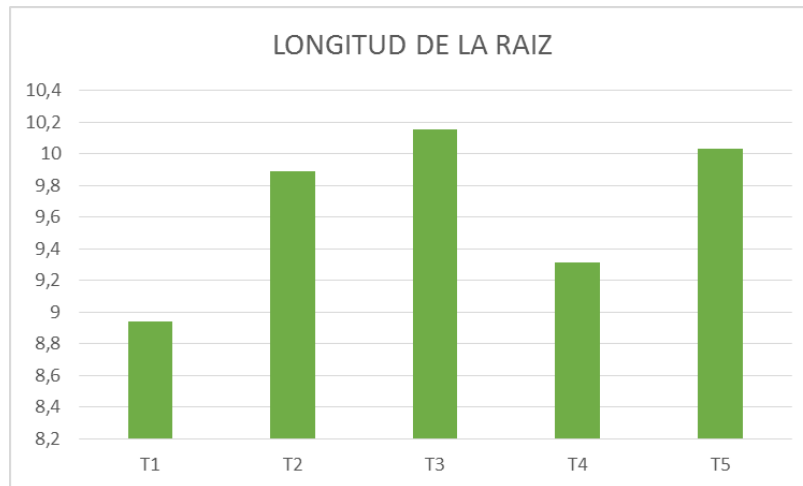


Gráfico 14-3: Longitud de la raíz en la cosecha.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Durante la fase experimental se obtuvieron longitudes similares en las raíces de los tratamientos T2 Y T3, además del testigo; sobresaliendo el tratamiento 3, observándose mayor uniformidad en las diferentes réplicas, lo que indica que las plantas asimilarían los nutrientes con mayor facilidad, favoreciendo el incremento de microorganismos y de los procesos simbióticos microorganismos-planta; conllevando a una mejora de la calidad del suelo y del desarrollo de la planta (Acosta et al. 2014)

3.13 Valoración del peso fresco.

3.13.1 *Peso de la raíz.*

El desarrollo de la raíz estaría relacionado directamente con el incremento del peso de las mismas, por lo que de acuerdo a lo descrito en el punto 3.12, se obtendría masas significativas en cada uno de los tratamientos, tal como se observa a continuación:

Tabla 15-3: Peso de la raíz en la cosecha.

PESO RAÍZ (g)					
REPETICIÓN	TRATAMIENTO				
	T1	T2	T3	T4	T5
R1	9,05	15,16	15,55	12,36	8,43
R2	10,83	16,15	27	25,08	11,94
R3	10,95	16,47	24,19	19,46	8,79
R4	7,89	12,49	29,39	15,16	9,62
R5	11,54	13,45	15,57	7,77	12,85
R6	13,21	15,13	16,65	15,3	12,48
R7	7,52	14,07	18,73	8,97	14,44
R8	9,29	13,91	21,07	16,66	8,4
R9	13	17,69	13,5	9,14	8,85
R10	10,94	16,22	15,92	14,4	10,39
PROMEDIO	10,42	15,07	19,76	14,43	10,62

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Gráfico 15-3: Peso de la raíz en la cosecha.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Tal como se observa en el literal 3.12, el tratamiento T3 presentó un mayor desarrollo radicular y por ende una mayor masa de raíces, debido al incremento de las raíces secundarias y del engrosamiento de la raíz principal.

3.13.2 Peso de la planta con raíz.

El peso o biomasa obtenida de un cultivo está relacionada con la disponibilidad de nutrientes y de agua, además de las condiciones ambientales en las que se desarrollan las plantas, siendo estas importantes para determinar la productividad y rendimiento en la agricultura (Díaz Vargas, et al, 2001, p.327–335) Durante la fase experimental se tuvieron los siguientes valores:

Tabla 16-3: Peso de la planta con raíz en la cosecha.

PESO DE LA PLANTA CON RAÍZ					
REPETICIÓN	TRATAMIENTO				
	T1	T2	T3	T4	T5
R1	48,94	57,36	92,62	48,28	26,1
R2	52,91	65,09	88,32	89,13	33,28
R3	37,4	67,72	90,36	68,09	30,99
R4	51,97	65,52	101,54	65,51	30,49
R5	50,83	59,62	74,39	42,4	38,79
R6	56,15	73,12	55,12	61,25	34,96
R7	49,16	66,91	88,46	45,74	46,72
R8	45,06	60,96	76,53	71,22	31,78
R9	57,15	40,18	77,11	30,87	30,02
R10	49,96	68,52	79,15	58,1	39,26
PROMEDIO	49,95	62,50	82,36	58,05	34,24

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Gráfico 16-3: Peso de la planta con raíz en la cosecha.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Durante el pesaje de las plantas con raíz, se obtuvo que las de mayor peso correspondieron al tratamiento 3, debido a que al incluirse el biofertilizante en el suelo, las plantas tuvieron un crecimiento mayor, reflejándose en la cantidad de hojas generadas y en la altura de la planta. (Ruiz y Matheus 2009).

3.14 Valoración del peso seco de la raíz.

Tabla 17-3: Peso seco de la raíz en la cosecha.

TRATAMIENTO	PESO SECO
T1	1,55
T2	2,21
T3	4,38
T4	2,27
T	1,61

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Gráfico 17-3: Peso seco de la raíz en la cosecha.

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Al determinar el peso seco de las raíces, se obtuvo un mayor peso en el tratamiento 3, lo cual indica que el biofertilizante con mayor dosificación ha permitido un incremento de la biomasa de la raíz, siendo el medio de sostén de la planta, lo que aumenta la probabilidad del desarrollo de procesos húmicos al interior del suelo. (Díaz Vargas et al., 2001, p.301)

3.15 Análisis estadístico

3.15.1 Análisis de varianza de altura a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Tabla 18-3: Cuadro de análisis de varianza de altura a los 20 días del trasplante.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	5,50	9	0,61	1,15	0,3535
TRATAMIENTO	5,15	4	1,29	2,43	0,0658
ERROR	19,09	36	0,53		
TOTAL	29,79	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 13,12

En el análisis de varianza, para altura de la planta a los 20 días después del trasplante (Tabla 18-3); no existen diferencias significativas para repeticiones ni tratamientos.

Tabla 19-3: Cuadro de análisis de varianza de altura a los 40 días del trasplante.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	5.52	9	0,61	1,68	0,1292
TRATAMIENTO	14.08	4	3,52	9,67	<0,0001
ERROR	13,11	36	0,36		
TOTAL	32,71	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 8,13

El análisis de varianza, para la altura de la planta a los 40 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas.

Tabla 20-3: Prueba de Tukey al 5% para altura a los 40 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	8,23	A
T4	7,63	A B
T1	7,39	B
T2	7,29	B C
T	6,59	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos cinco grupos de medias, el tratamiento 3 (T3) con una media de 8,23 cm y un grupo (A) obteniendo la mayor altura, en cambio el testigo (T) con una media 6,59 cm, perteneciente al grupo C.

Tabla 21-3: Cuadro de análisis de varianza de altura a los 60 días del trasplante.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	11,14	9	1,24	2,01	0,0672
TRATAMIENTO	61,95	4	15,49	25,11	<0,0001
ERROR	22,20	36	0,62		
TOTAL	95,30	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 8,76

El análisis de varianza, para la altura de la planta a los 60 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas.

Tabla 22-3: Prueba de Tukey al 5% para altura a los 60 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	10,46	A
T4	9,91	A
T2	8,84	B
T1	8,19	B C
T	7,40	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos cuatro grupos de medias, los tratamientos T3 y T4 con medias de 10,46 y 9,91 cm respectivamente con un grupo (A) obteniendo la mayor altura, en cambio el testigo (T) con una media de 7,40 cm, pertenecientes al grupo C.

De acuerdo al ADEVA realizado para la altura de la planta, se pudo ratificar lo que indica en el punto 3.4, indicándonos que existió un mayor crecimiento en el tratamiento 3; debido a la fijación de nitrógeno atmosférico en el suelo, el cual ha sido asimilado por la planta gracias a la acción de los microorganismos presentes en él.

3.15.2 Análisis de varianza de vigor a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Tabla 23-3: Cuadro de análisis de varianza de vigor a los 20 días del trasplante.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	1,12	9	0,12	0,49	0,8692
TRATAMIENTO	4,92	4	1,23	4,88	0,0030
ERROR	9,08	36	0,25		
TOTAL	15,12	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 11,84

El análisis de varianza, para el vigor de la planta a los 20 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas.

Tabla 24-3: Prueba de Tukey al 5% para vigor a los 20 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T	4,80	A
T3	4,30	A B
T1	4,20	A B
T2	4,00	B
T4	3,90	B

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos tres grupos de medias, el testigo (T) con una media de 4,80 y un grupo (A) obteniendo el mayor vigor, en cambio los tratamientos T2 y T4 con medias de 4,00 y 3,90 respectivamente, pertenecientes al grupo B.

Tabla 25-3: Cuadro de análisis de varianza de vigor a los 40 días del trasplante.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	3,22	9	0,36	1,82	0,0984
TRATAMIENTO	5,32	4	1,33	6,76	0,0004
ERROR	7,08	36	0,20		
TOTAL	15,62	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 10,41

El análisis de varianza, para el vigor de la planta a los 40 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas.

Tabla 26-3: Prueba de Tukey al 5% para vigor a los 40 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	4,70	A
T4	4,60	A B
T1	4,10	B C
T2	4,00	C
T	3,90	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos cuatro grupos de medias, el tratamiento 3 (T3) con una media de 4,70 y un grupo (A) obteniendo el mayor vigor, en cambio los tratamientos T2 y T con medias de 4,00 y 3,90 respectivamente, pertenecientes al grupo C.

Tabla 27-3: Cuadro de análisis de varianza de vigor a los 60 días del trasplante.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	1,78	9	0,20	1,20	0,3235
TRATAMIENTO	4,48	4	1,12	6,81	0,0003
ERROR	5,92	36	0,16		
TOTAL	12,18	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 9,17

El análisis de varianza, para el vigor de la planta a los 60 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas. (Tabla 32-3)

Tabla 28-3: Prueba de Tukey al 5% para vigor a los 60 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	4,80	A
T4	4,70	A B
T2	4,40	A B C
T1	4,20	B C
T	4,00	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos cinco grupos de medias, el tratamiento 3 (T3) con una media de 4,80 y un grupo (A) obteniendo el mayor vigor, en cambio el testigo (T) con una media de 4,00, pertenecientes al grupo C.

De acuerdo al análisis estadístico realizado para el vigor de la planta se constató lo que nos indica el punto 3.5; en el cual el tratamiento 3 genera un alto vigor en la planta, debido a que el biofertilizante en altas concentraciones permite tener una gran capacidad foliar y mayor grosor del tallo.

3.15.3 Análisis de varianza de número de hojas a los 20, 40 y 60 días del trasplante.

Tabla 29-3: Cuadro de análisis de varianza de número de hojas a los 20 días del trasplante.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	12,80	9	1,42	2,02	0,0661
TRATAMIENTO	21,80	4	5,45	7,72	0,0001
ERROR	25,40	36	0,71		
TOTAL	60,00	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 10,50

El análisis de varianza, para el número de hojas de la planta a los 20 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas. (Tabla 22-3)

Tabla 30-3: Prueba de Tukey al 5% para número de hojas a los 20 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	8,70	A
T4	8,50	A
T	8,00	A
T2	8,00	A
T1	6,80	B

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos dos grupos de medias, pertenecientes al T3, T4, T Y T2 con medias de 8,70, 8,50, 8,00 y 8,00 respectivamente pertenecientes al grupo (A) obteniendo el mayor número de hojas, en cambio el tratamiento T1 con una media de 6,80; perteneciente al grupo B.

Tabla 31-3: Cuadro de análisis de varianza de número de hojas a los 40 días del trasplante.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	17,92	9	1,99	0,86	0,5659
TRATAMIENTO	111,32	4	27,83	12,06	<0,0001
ERROR	83,08	36	2,31		
TOTAL	212,32	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 12,10

El análisis de varianza, para el número de hojas a los 40 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas. (Tabla 28-3)

Tabla 32-3: Prueba de Tukey al 5% para número de hojas a los 40 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	14,50	A
T2	13,20	A B
T1	13	A B
T4	12,10	B
T	10	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos cuatro grupos de medias, el tratamiento 3 (T3) con una media de 14,50 y un grupo (A) obteniendo el mayor número de hojas, en cambio el testigo con una media de 10, pertenecientes al grupo C.

Tabla 33-3: Cuadro de análisis de número de hojas a los 60 días del trasplante.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	15,62	9	1,74	0,55	0,8244
TRATAMIENTO	189,72	4	47,43	15,15	<0,0001
ERROR	112,68	36	3,13		
TOTAL	318,02	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 9,24

El análisis de varianza, para número de hojas de la planta a los 60 días después del trasplante; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas. (Tabla 34-3)

Tabla 34-3: Prueba de Tukey al 5% para número de hojas a los 60 días del trasplante.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	21,30	A
T4	21,20	A
T1	18,80	B
T2	18,30	B C
T	16,10	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos cuatro grupos de medias, los tratamientos T3 y T4 con unas medias de 21,30 y 21,20 respectivamente, pertenecientes al grupo (A) obteniendo el mayor número de hojas, en cambio el testigo (T) con una media de 16,10, pertenecientes al grupo C.

Al realizar el análisis estadístico del número de hojas se constató lo indicado en el punto 3.6, indicándonos que en el tratamiento 3 existió un mayor número de las mismas; debido al incremento de nitrógeno, fósforo y potasio presentes en el biofertilizante; cabe recalcar que el tratamiento 4 posee una media similar al T3, siendo el 75% de biofertilizante proporcional e incluso mayor al fertilizante químico.

3.15.4 Análisis de varianza de la longitud de la raíz.

Tabla 35-3: Cuadro de análisis de varianza para la longitud de la raíz.

F.V.	SC	GI	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	22,28	9	2,84	1,73	0,1188
TRATAMIENTO	15,33	4	3,83	2,67	0,0475
ERROR	51,65	36	1,43		
TOTAL	89,27	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 12,29

En el análisis de varianza para la longitud de la raíz, que se realizó al momento de la cosecha; no existen diferencias significativas tanto para las repeticiones, como para los tratamientos.

3.15.5 Análisis de varianza del peso de la raíz (peso fresco).

Tabla 36-3: Cuadro de análisis de varianza para el peso de la raíz (peso fresco).

F.V.	SC	Gl	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	167,65	9	18,63	1,49	0,1884
TRATAMIENTO	586,96	4	146,74	11,75	<0,0001
ERROR	449,58	36	12,49		
TOTAL	1204,19	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 25,13

El análisis de varianza, para el peso de la raíz (peso fresco); no se muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas. (Tabla 37-3)

Tabla 37-3: Prueba de Tukey al 5% para el peso de la raíz (peso fresco).

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	19,76	A
T2	15,07	B
T4	14,43	B C
T	10,62	B C
T1	10,42	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos cuatro grupos de medias, el tratamiento 3 (T3) con una media de 19,76 g y un grupo (A) obteniendo el mayor peso de la raíz, en cambio el tratamiento 1 (T1) con una media de 10,42, perteneciente al grupo C.

Evaluando estadísticamente el peso de la raíz, se obtiene un mayor peso en el tratamiento 3, el cual ha permitido confirmar (3.13.1) que existió un aumento de biomasa, tanto de la raíz principal como de las raíces secundarias.

3.15.6 Análisis de varianza del peso de la planta con raíz.

Tabla 38-3: Cuadro de análisis de varianza para el peso de la planta con raíz.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
REPETICIÓN	1217,61	9	135,29	1,17	0,3421
TRATAMIENTO	12413,33	4	3103,33	26,87	<0,0001
Error	4158,05	36	115,50		
Total	17788,98	49			

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Si p-valor > 0,05 y > 0,01 no es significativo

Si p-valor < 0,05 y > 0,01 significativo

Si p-valor < 0,05 y < 0,01 altamente significativo

Coefficiente de Variación: 18,72

El análisis de varianza, para el peso de la planta con raíz; no muestra diferencias significativas para las repeticiones, para tratamientos encontramos diferencias altamente significativas. (Tabla 39-3)

Tabla 39-3: Prueba de Tukey al 5% para el peso de la planta con raíz.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPOS
T3	82,36	A
T2	62,50	B
T4	58,06	B
T1	49,95	B
T	34,24	C

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En la prueba de Tukey al 5% encontramos tres grupos de medias, el tratamiento 3 (T3) con una media de 82,36 g y un grupo (A) obteniendo el mayor peso de la planta con raíz, en cambio el testigo (T) con una media de 34,24 g, pertenecientes al grupo C.

Al valorar estadísticamente el peso de la raíz con la planta, se pudo verificar que el biofertilizante aporta mayor cantidad de nutrientes, siendo el peso proporcional a la altura y número de hojas.

3.15.7 Valoración del efecto biológico

Al incorporar microorganismos en el suelo se obtiene varios beneficios tales como la fijación del nitrógeno atmosférico, la descomposición de residuos orgánicos, supresión de enfermedades en la planta, la generación de bioactivos como vitaminas y el aporte de nutrientes (González-Bacerio, et al, 2010). Durante la experimentación realizada, se determinó anteriormente la carga microbiana presente en cada uno de los tratamientos, por lo que considerando el testigo como punto de referencia, se calculó tanto el incremento como la disminución de la carga microbiana registrado en cada uno de los tratamientos, tal como se observa en la tabla 40-3.

Tabla 40-3: Incremento porcentual de carga microbiana en relación al testigo.

TRATAMIENTO	BACTERIAS %	HONGOS %	ACTINOMICETOS %
T1	121,21	-61,53	-62,5
T2	331,06	57,69	-44,68
T3	371,97	184,61	34,37
T4	-70,45	-50,00	-25

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

En relación a los resultados obtenidos, se observa que la cantidad de bacterias, hongos y actinomicetos se incrementó en el tratamiento 3 en un rango del 371, 184, y 34 % respectivamente, lo cual se contrasta con la disminución del contenido de microorganismos presentes en el tratamiento 4, el cual se debe a la utilización del fertilizante químico que tiene efecto en la baja concentración de carga microbiana; por lo que la utilización del biofertilizante incidiría en el crecimiento de microorganismos que a su vez mejoran la absorción de nutrientes y fijación de nitrógeno atmosférico.

CONCLUSIONES

Se valoró el efecto biológico generado por un biofertilizante artesanal en el suelo cultivado con *Lactuca sativa* L., observándose un mayor desarrollo tanto de las plantas como de los microorganismos presentes en los tratamientos donde se dosificó el biofertilizante, tomando como relación el tratamiento testigo; siendo el tratamiento 3 el que presenta una mejora significativa en parámetros como: peso seco, peso fresco, altura, vigor, y número de hojas a nivel de las plantas; y carga microbiana, macronutrientes, relación C/N a nivel del suelo.

Se dosificó el biofertilizante artesanal en cultivos de lechuga *Lactuca sativa* L. var Crespa a tres de los tratamientos aplicados durante la experimentación, las mismas que tuvieron una concentración del 25%, 50% y 75% de solución biofertilizante-agua, realizándose la aplicación cada 20 días por tres ocasiones.

Se determinó que la dosificación óptima encontrada durante la experimentación, correspondió al tratamiento 3, donde se utilizó una solución al 75% de biofertilizante; observándose una concentración de carga microbiana superior a la de los demás tratamientos ($6,2 \times 10^7$ UFC de bacterias, $7,4 \times 10^6$ UFC de hongos y $4,3 \times 10^6$ UFC de actinomicetos), una relación carbono nitrógeno del 0,39, un pH comprendido entre 8-9 y una conductividad de 324 μ S; lo cual se traduce en un incremento del peso fresco, peso seco, altura, vigor y número de hojas en relación a los demás tratamientos.

Se estableció el efecto biológico generado, a partir del análisis de la carga microbiana registrada en los suelos utilizados durante la experimentación; obteniendo la mayor eficiencia en el tratamiento 3, en el cual al realizar una comparación porcentual de acuerdo al testigo se obtuvo un incremento en bacterias de 371,97%, en hongos del 184,61% y actinomicetos de 34,37 %.

RECOMENDACIONES

Se recomienda continuar con la investigación en diferentes tipos de suelo, con una concentración del 75% de biofertilizante, los cuales permitan un mayor desarrollo de la planta con una incorporación natural de nutrientes y microorganismos nativos.

Llevar a cabo la investigación en campo, experimentando diferentes condiciones climáticas y con otros cultivos que conlleven más tiempo de cosecha.

Experimentar en invernadero, una concentración que conlleve el 100% de biofertilizante con el cultivo de *Lactuca sativa* L.

Identificar que especie de bacterias, hongos y actinomicetos se están generando en el suelo a partir del incremento del biofertilizante.

BIBLIOGRAFÍA

1. **ACOSTA, J., TENJO, R., FISCHER, G. y LASPRILLA, D.**, PROPAGACIÓN DE UCHUVA (*Physalis peruviana* L.) MEDIANTE DIFERENTES TIPOS DE ESQUEJES Y SUSTRATOS PROPAGATION OF CAPE GOOSEBERRY (*Physalis peruviana* L.) USING DIFFERENT TYPES OF CUTTINGS AND SUBSTRATES. *Rev.Fac.Nal.Agr.Medellín* [en línea], vol. 61, no. 1, pp. 4347-4357. 2014. Universidad Nacional de Colombia. [Consulta: 7 febrero 2018]. ISSN 0304-2847. Disponible en: <http://www.redalyc.org/html/1799/179914077011/>.
2. **ACUÑA, O.**, El uso de biofertilizantes en la agricultura. [en línea], pp. 39. 2011. s.n. Disponible en: <http://cep.unep.org/repcar/capacitacion-y-concienciacion/cenat/biofertilizantes.pdf>.
3. **AGR, I. y FARIÑA, J.R.**, Vigor de la planta de algodón (*Gossypium hirsutum* L .). [en línea], 2003. s.n. [Consulta: 6 febrero 2018]. ISSN 1667-5673. Disponible en: <http://agrolluvia.com/wp-content/uploads/2010/05/EL-VIGOR-DE-LA-PLANTA-DE-ALGODÓN-GOSSYPIUM-HIRSUTUM.pdf>.
4. **ALVAREZ, R., LEMCOFF, J. y MERZARI, A.**, 1995. *Alvarez balance de N en soja.pdf* [en línea]. 1995. S.l.: s.n. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: http://suelos.org.ar/publicaciones/vol_13n1/Alvarez.pdf.
5. **AQUASTAT**, [sin fecha]. Rendimiento de los cultivos. [en línea]. [Consulta: 5 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.riego.org/glosario/rendimiento-de-los-cultivos-fao/>.
6. **BIOMASSBOOSTER**, 2017. Bacterias, clave de biofertilizante que incrementa el rendimiento del cultivo de frijol – www.biomassbooster.es. [en línea]. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.biomassbooster.es/blog/bacterias-clave-de-biofertilizante-que-incrementa-el-rendimiento-del-cultivo-de-frijol/>.
7. **BIRCHLER, T., ROSE, R.W., ROYO, a y PARDOS, M.**, La Planta Ideal : Revision Del Concepto , Parametros Definitorios E Implementacion Practica. *Invest. Agr.: Sist. Recur. For.*, vol. 7, no. 1, pp. 1-10. 1998. s.n. ISSN 1131-7965.
8. **CABRERA, L. T. A. 2000**, *Aporte al conocimiento de la microbiota fúngica del suelo de la amazonia colombiana, con énfasis en tres grupos funcionales*. Tesis (Biólogo). Pontificia Universidad Javeriana. Santafé de Bogotá. p. 353.
9. **CALI, L. y PUERTA, T.**, 2013. BIOLOGÍA DEL SUELO: Microbiología del Suelo. [en línea]. [Consulta: 5 febrero 2018]. Disponible en: <http://biologiadelsueloudea20132.blogspot.com/p/microbiologia-del-suelo.html>.
10. **CONTI, M.E.**, 1987. Dinámica de la liberación y fijación de potasio en el suelo. [en línea]. S.l.: [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: [http://lacs.ipni.net/0/C2645DDD711C34D303257967007D6ED5/\\$FILE/AA_4.pdf](http://lacs.ipni.net/0/C2645DDD711C34D303257967007D6ED5/$FILE/AA_4.pdf).

11. **COSMOAGRO**, 2015. Factores que influyen en la disponibilidad de los micronutrientes | Cosmoagro S.A. [en línea]. [Consulta: 5 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.cosmoagro.com/web/factores-que-influyen-en-la-disponibilidad-de-los-micronutrientes/>.
12. **DAGOBERTO ARMENTA BOJÓRQUEZ, A., GARCÍA GUTIÉRREZ, C., RICARDO CAMACHO BÁEZ, J., ÁNGEL APODACA SÁNCHEZ, M., GERARDO MONTOYA EUSEBIO NAVA PÉREZ RA XIMHAI, L., DE SOCIEDAD, R., DESARROLLO SUSTENTABLE, C., DAGOBERTO ARMENTA-BOJÓRQUEZ, A., GARCÍA-GUTIÉRREZ, C., RICARDO CAMACHO-BÁEZ, J., ÁNGEL APODACA-SÁNCHEZ, M., GERARDO-MONTOYA, L. y NAVA-PÉREZ, E.**, Ra Ximhai BIOFERTILIZANTES EN EL DESARROLLO AGRÍCOLA DE MÉXICO ROLE OF BIOFERTILIZERS IN THE AGRICULTURAL DEVELOPMENT IN MEXICO. *Ra Ximhai* [en línea], vol. 6, no. 1, pp. 51-56. 2010. s.n. [Consulta: 5 febrero 2018]. ISSN 1665-0441. Disponible en: <http://uaim.edu.mx/webraximhai/Ej-16articulosPDF/07 Biofertilizantes.pdf>.
13. **DEL CASTILLO, R.F.**, 2011. *Propiedades Física del Suelo*. 2011. S.l.: s.n.
14. **DÍAZ VARGAS, P., FERRERA-CASTRO, R., ALMARAZ-SUÁREZ, J.J. y ALCÁNTAR GONZÁLEZ, G.**, Inoculación de bacterias promotoras de crecimiento vegetal en lechuga. *Terra Latinoamericana* [en línea], vol. 19, no. 4, pp. 327-335. 2001. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.redalyc.org/html/573/57319405/>.
15. **DORRONSORO, C.**, 2005. EDAFOLOGIA. Lección 4. Estructura del suelo. *Departamento de Edafología y Química Agrícola* [en línea]. [Consulta: 3 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.edafologia.net/introeda/tema04/estr.htm>.
16. **DUQUE, G. y OÑA, L.**, Respuesta del cultivo de pimiento (*Capsicum annum*), a dos biofertilizantes de preparación artesanal aplicados al suelo con cuatro dosis, en la Granja Experimental E.C.A.A. *Pontificia Universidad Católica del Ecuador*, pp. 111. 2007. s.n.
17. **ECOPLEXITY**, 2007. La presencia de hongos del suelo | Ecoplexity. [en línea]. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://ecoplexity.org/?q=node%2F609>.
18. **ESPINOZA M. MAYRA J.**, *Texto básico de Edafología*, Riobamba - Ecuador, 2007, pp. 14, 129-175.
19. **FLÓREZ SERRANO, J.**, *Agricultura ecológica : manual y guía didáctica* [en línea]. 2009. S.l.: [Consulta: 7 febrero 2018]. ISBN 9788484763147. Disponible en: <http://www.fundesyram.info/biblioteca.php?id=3948>.
20. **FRANCH, J.**, 2013. Permeabilidad - Suelos Estudios Geotécnicos. [en línea]. [Consulta: 5 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.estudiosgeotecnicos.info/index.php/permeabilidad-de-los-suelos/>.
21. **FRANK, A.B., M.A. LIEBIG, J.D. HANSOSN.**, *Soil carbon dioxide fluxes in northern semiarid grasslands*, *Soil Biol, Biochem*. Vol 34, 2002, pp.1235-1241.

22. **FRANCO-CORREA, M.**, Utilización de los actinomicetos en procesos de biofertilización Use of actinomycetes in processes biofertilization. *Rev. peru. biol. Rev. peru. biol* [en línea], vol. 16, no. 162, pp. 239-242. 2009. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. [Consulta: 7 febrero 2018]. ISSN 1727-9933. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1727-99332009000200019&script=sci_arttext.
23. **GINÉS, I. y MARISCAL-SANCHO, I.**, Incidencia de los fertilizantes sobre el pH del suelo. [en línea], 2002. s.n. [Consulta: 6 febrero 2018]. Disponible en: http://oa.upm.es/3176/2/MARISCAL_MONO_2002_01.pdf.
24. **GONZÁLEZ-BACERIO, J., HERNÁNDEZ, J.R. y MARTÍNEZ, A. del M.**, *Revista Colombiana de biotecnología*. [en línea]. 2010. S.l.: [Consulta: 7 febrero 2018]. ISBN 0123-3475. Disponible en: <https://revistas.unal.edu.co/index.php/biotecnologia/article/view/498>.
25. **HYDROENVIRONMENT**, [sin fecha]. Guía: Requerimientos básicos para las plantas : .: Hydro Environment .: Hidroponia en Mexico. [en línea]. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: http://hydroenv.com.mx/catalogo/index.php?main_page=page&id=29.
26. **INEC**, El Censo informa: Educación. *INEC-Censo 2010* [en línea], pp. 19. 2016. s.n. Disponible en: http://www.ecuadorencifras.gob.ec/wp-content/descargas/Presentaciones/capitulo_educacion_censo_poblacion_vivienda.pdf.
27. **INFOAGRO**, 2002. EL CULTIVO DE LA ZANAHORIA. [en línea]. [Consulta: 5 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.infoagro.com/hortalizas/lechuga.htm>.
28. **INTAGRI**, 2017. La Conductividad Eléctrica del Suelo en el Desarrollo de los Cultivos | Intagri S.C. [en línea]. [Consulta: 6 febrero 2018]. Disponible en: <https://www.intagri.com/articulos/suelos/la-conductividad-electrica-del-suelo-en-el-desarrollo-de-los-cultivos>.
29. **JARAMILLO, D.**, Introducción a la ciencia del suelo. *Facultad de ciencias. Universidad Nacional de Colombia*, pp. 619. 2002. s.n. ISSN 1098-6596. DOI 10.1017/CBO9781107415324.004.
30. **LEE, Y.A., C.C. WANG.** *The design of specific primers for the detection of Ralstonia solanacearum in soil samples by polymerase chain reaction*. *Bor. Bull. Aca*, vol 41,2000, pp. 121-128.
31. **MARTÍNEZ, E., LÓPEZ, M., ORMEÑO, E. y MOLES, C.**, Manual teórico-práctico: los biofertilizantes y su uso en la agricultura. , pp. 50. 2013. s.n.
32. **MENDOZA, M. y PROAÑO, J.**, XI Congreso Ecuatoriano de la Ciencia del Suelo XI Congreso Ecuatoriano de la Ciencia del Suelo. , pp. 29-31. 2008. s.n.

33. **MUNSELL, A.H.**, Munsell soil color charts. *Munsell Color Company* [en línea], pp. 16. 1975. s.n. [Consulta: 3 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.worldcat.org/title/munsell-soil-color-charts/oclc/475488738?referer=di&ht=edition>.
34. **NEYOY, S.**, 2012. Principales factores que afectan la absorción de nutrientes en las plantas | Apuntes de Fisiología Vegetal. [en línea]. [Consulta: 5 febrero 2018]. Disponible en: <http://fisiolvegetal.blogspot.com/2012/10/principales-factores-que-afectan-la.html>.
35. **PARA, L. y CALIDAD, M.D.E.**, Bioensayos de germinación con semillas de rucula y lechuga para monitoreo de calidad de agua *. *Revista Científica Agropecuaria* [en línea], vol. 9, no. 1, pp. 47-53. 2005. s.n. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: http://www.fca.uner.edu.ar/rca/VolumenesAnteriores/VolAnte9/rca_9_1_pdf/rca_91_f.PDF.
36. **PÉREZ-HARGUINDEGUY N., DÍAZ S., GARNIER E., LAVOREL S., POORTER H., JAUREGUIBERRY P., BRET-HARTE M. S., CORNWELL W. K., CRAINE J. M., GURVICH D. E., URCELAY C., VENEKLAAS E. J., REICH P. B., POORTER L., WRIGHT I. J., RAY P., ENRICO L., PAUSAS J. G., DE VO, C.J.H.C.**, 2013. Núcleo DiverSus. [en línea]. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.nucleodiversus.org/index.php?mod=caracter&id=7>.
37. **QUIJANO, D. y SANCHEZ, T.**, 2015. Existencias: Evaluación del porcentaje de prendimiento y calidad de la planta de morera (*Morus alba* L) con tres tipos de sustratos y dos tipos de hormonas, en el cantón Echeandía, provincia Bolívar. [en línea]. [Consulta: 5 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.bibliotecasdelecuador.com/Record/oai:localhost:123456789-1180>.
38. **RELASE**, 2009. Red de Laboratorios de Suelos del Ecuador (Relase) – SECSUELO – Sociedad Ecuatoriana de la Ciencia del Suelo. [en línea]. [Consulta: 6 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.secsuelo.org/red-de-laboratorios-de-suelos-del-ecuador-relase>.
39. **RIERA, M.C. (Profeso. A. y MEDINA, N. (Investigado. T.**, 2003. *Manejo de la biofertilización con hongos micorrízicos arbusculares y rizobacterias en secuencias de cultivos sobre suelo ferralítico rojo*. [en línea]. 2003. S.l.: Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=CU2010400008>.
40. **RUIZ, J.A. y MATHEUS, A.O.R.**, *Desarrollo de la planta de tomate *Lycopersicon esculentum* Miller, cv Río Grande, en la zona del río Limón del estado Zulia, Venezuela. I. Altura de planta, peso fresco, peso seco, número de ramificaciones, hojas, flores y frutos*. [en línea]. 2009. S.l.: [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.produccioncientifica.luz.edu.ve/index.php/agronomia/article/view/11494>.
41. **SEMARNAT**, La degradación de suelos en México. *Informe de la situación del medio ambiente en México. Compendio de estadísticas ambientales. Indicadores clave y de desempeño ambiental*, pp. 119-154. 2013. s.n. DOI 978-607-8246-61-8.
42. **SMART**, 2013. El fósforo en suelo y agua. [en línea]. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.smart-fertilizer.com/es/articulos/phosphorus>.

43. **SOIL SURVEY DIVISION STAFF (SSDS)**, *Soil survey manual. Handbook*, No. 18. United States Department of Agriculture (USDA). Washington D. C., 1993, p. 437.

44. **SUMNER, M.E.**, *Handbook of Soil Science*, CRC Press, USA 2000, p. 21.

45. **TÉCNICO AGRÍCOLA**, 2013. Ciclo del fósforo en el suelo. [en línea]. [Consulta: 7 febrero 2018]. Disponible en: <http://www.tecnicoagricola.es/ciclo-del-fosforo-en-el-suelo/>.

46. **TORRES, R.**, 2015. RizoSur, primer biofertilizante ecuatoriano | Prometeo. *Centro de Biotecnología de la Dirección de Investigaciones de la UNL* [en línea]. [Consulta: 6 febrero 2018]. Disponible en: <http://prometeo.educacionsuperior.gob.ec/rizosur-primer-biofertilizante-ecuatoriano/>.

ANEXOS

ANEXO A: Preparación del medio para la siembra de *Lactuca sativa* L.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

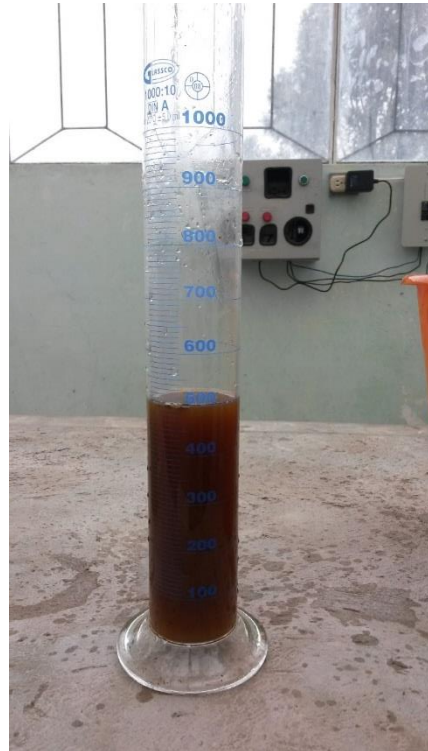


Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO B: Siembra de plántulas y dosificación de biofertilizante y fertilizantes químicos.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO C: Medición de parámetros físicos y químicos de las plantas.



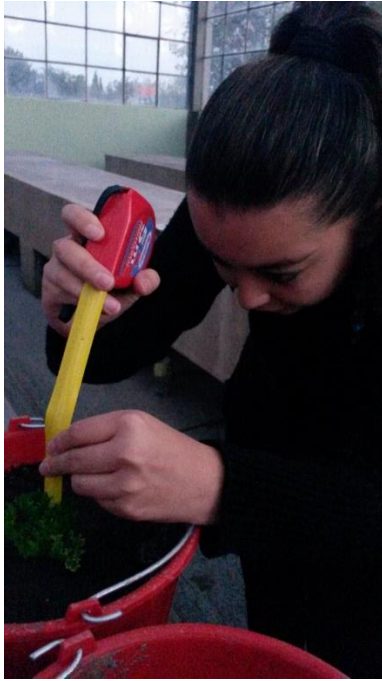
Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO D: Medición de la longitud de la raíz, peso fresco y peso seco.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO E: Preparación del medio e inoculación para identificación de bacterias, hongos y actinomicetos.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



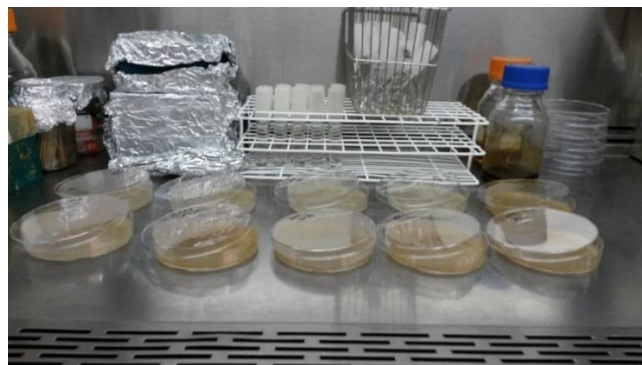
Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

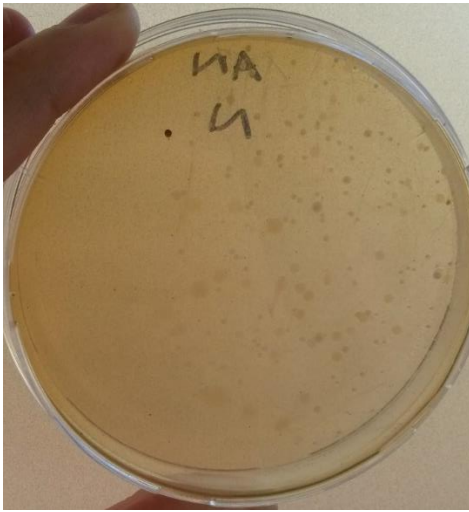


Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

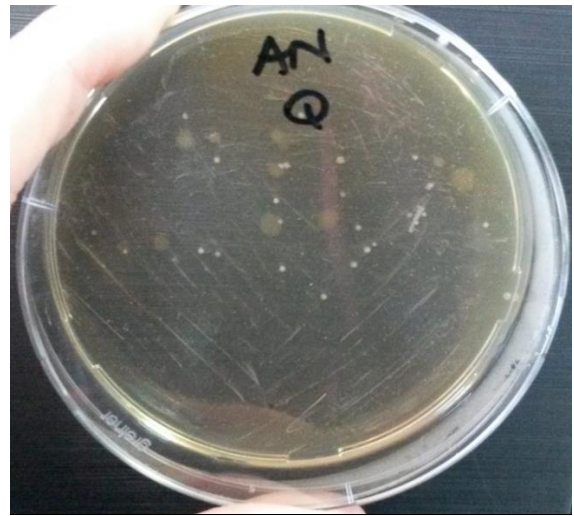


Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO F: Identificación de bacterias.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

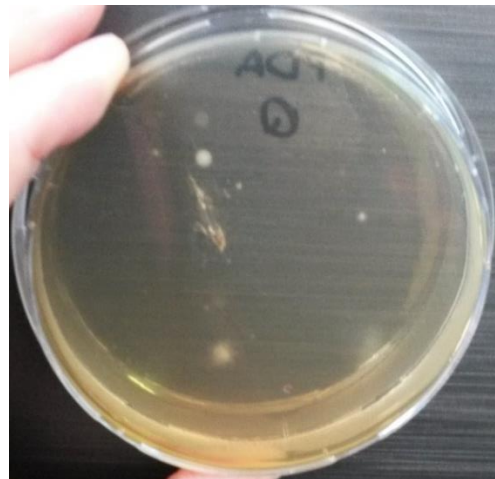


Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO G: Identificación de hongos.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

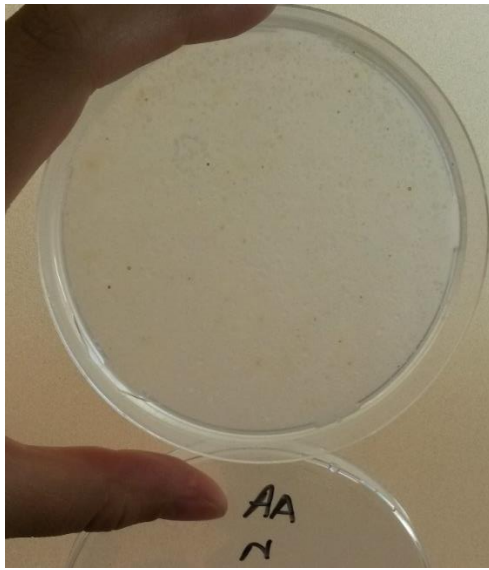


Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO H: Identificación de actinomicetos.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017

ANEXO I: Preparación del medio para identificación de NPK y relación Carbono-Nitrógeno.



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017



Elaborado por: María Alejandra Banegas, 2017