

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE AGRONOMÍA



**“FAUNA EDÁFICA, MICROORGANISMOS RIZOSFÉRICOS Y
PROPIEDADES FÍSICAS DEL SUELO EN EL CULTIVO DE QUINUA
(*Chenopodium quinoa* Willd.) EN HUANDO, HUANCAVELICA”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO**

JUAN DIEGO BOLO VALLADARES

LIMA – PERÚ

2019

**La UNALM es titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación
(Art. 24 – Reglamento de Propiedad Intelectual)**

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

**“FAUNA EDÁFICA, MICROORGANISMOS RIZOSFÉRICOS Y
PROPIEDADES FÍSICAS DEL SUELO EN EL CULTIVO DE
QUINUA (*Chenopodium quinoa* Willd) EN HUANDO,
HUANCAVELICA”**

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

JUAN DIEGO BOLO VALLADARES

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado

Dr. Jorge Eduardo Jiménez Dávalos

PRESIDENTE

Dr. Constantino Sabino Calderón Mendoza

ASESOR

Ing. Mg. Sc. Lorenzo Miguel Hurtado Leo

MIEMBRO

Dr. Sady Javier García Bendezú

MIEMBRO

LIMA – PERÚ

2019

DEDICATORIA

Dedico el presente trabajo de tesis a mis queridos padres, Carolina y Eleodoro, que tan incansablemente me apoyan en los momentos de descreimiento, que son los más.

Y aunque habrían merecido algo mejor, aún así, con todas sus imperfecciones, a ellos les pertenece.

AGRADECIMIENTOS

- Al Dr. Constantino Calderón Mendoza, asesor de la presente tesis por su orientación constante e invaluable apoyo en la culminación del presente trabajo.
- Al Dr. Jorge Jimenez, al Dr. Sady García y al Ing. Lorenzo Hurtado, miembros del jurado, por las recomendaciones para mejorar la presente tesis.
- Al Programa Nacional de Innovación Agraria (PNIA) por el financiamiento a través del proyecto 118_PI “*Análisis del metagenóma bacteriano de la rizósfera de quinua (Chenopodium quinoa Willd) bajo condiciones de suelo de alta fertilidad natural y suelo degradado, en comunidades campesinas del distrito de Huando, Huancavelica, Perú*”.
- A la Ing. Auristela Reynoso, líder del proyecto PNIA 118_PI, y al Ing. Roberto Cosme por sus consejos y observaciones para el buen desarrollo del presente trabajo.
- A la asociación de productores de quinua “Naturaleza Mágica” y a su presidente Sr. Magno Carnica, por facilitarnos su campo y apoyar en la conducción del campo experimental durante toda la campaña agrícola.
- Al personal del Laboratorio de Microbiología de Suelos por apoyarme en todo momento en los análisis microbiológicos, en especial a Rosa Meneses.
- Al personal de Laboratorio de Fertilidad de Suelos por las facilidades brindadas para el análisis de estabilidad de agregados, en particular al Sr. Mario y a Fernando Chung.
- Al personal del Departamento del Suelos, en particular a la Sra. Jesús Gutiérrez, por las facilidades brindadas en el trámite documentario.
- A mis amigas Susan Celis, Claudia Ramos y Angely Sinche por su apoyo en la toma de muestras de suelos y evaluación de las variables de crecimiento del cultivo de quinua y a mis amigas Fernanda Moya y Karina Arango y a mi hermano Mañu por su apoyo durante el análisis microbiológico.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE FIGURAS

ÍNDICE DE TABLAS

ÍNDICE DE ANEXOS

RESUMEN

ABSTRACT

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. EL CULTIVO DE QUINUA.....	3
2.1.1. <i>Importancia</i>	3
2.1.2. <i>Origen de la quinua</i>	3
2.1.3. <i>Zonificación agroecológica</i>	4
2.1.4. <i>Clasificación taxonómica</i>	5
2.1.5. <i>Descripción botánica o morfológica</i>	6
2.1.6. <i>Fenología y fisiología</i>	7
2.1.7. <i>Requerimientos del cultivo</i>	8
2.1.8. <i>Manejo agronómico</i>	9
2.2. LAS PROPIEDADES FÍSICAS DEL SUELO	11
2.2.1. <i>Textura</i>	11
2.2.2. <i>Estructura</i>	15
a. <i>Estabilidad de agregados</i>	16
2.2.3. <i>Consistencia</i>	18
a. <i>Compactación y resistencia mecánica a la penetración</i>	20
2.2.4. <i>Densidad aparente</i>	22
2.3. LOMBRICES DE TIERRA	24

2.4.	MICROORGANISMOS DEL SUELO.....	25
2.4.1.	<i>Bacterias</i>	26
a.	<i>Azotobacter spp.</i>	26
b.	Bacterias nitrificantes.....	27
c.	Actinobacterias.....	27
2.4.2.	<i>Hongos</i>	29
2.5.	LA RIZÓSFERA.....	30
2.6.	FERTILIZACIÓN ORGÁNICA.....	31
2.6.1.	<i>Guano de Islas</i>	32
2.6.2.	<i>Estiércol</i>	33
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	35
3.1.	UBICACIÓN DEL CAMPO EXPERIMENTAL.....	35
3.2.	HISTORIAL DEL CAMPO.....	35
3.3.	MATERIALES.....	36
3.3.1.	<i>Características fisicoquímicas del suelo</i>	36
3.3.2.	<i>Condiciones meteorológicas</i>	37
3.3.3.	<i>Abonos orgánicos</i>	37
3.3.4.	<i>Semilla</i>	38
3.4.	METODOLOGÍA.....	39
3.4.1.	<i>Tratamientos en estudio</i>	39
3.4.2.	<i>Características del campo experimental</i>	39
3.4.3.	<i>Diseño experimental</i>	41
3.4.4.	<i>Conducción del experimento</i>	42
3.5.	CRONOGRAMA DEL EXPERIMENTO.....	45
3.6.	VARIABLES EVALUADAS EN EL EXPERIMENTO.....	47
3.6.1.	<i>Población de organismos del suelo</i>	47
3.6.2.	<i>Características físicas del suelo</i>	48
3.6.3.	<i>VARIABLES DE CRECIMIENTO DEL CULTIVO DE QUINUA</i>	49
3.6.4.	<i>Rendimiento del cultivo y sus componentes</i>	49

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	53
4.1. POBLACIÓN DE ORGANISMOS DEL SUELO	53
4.1.1. <i>Población de lombrices</i>	52
4.1.2. <i>Población de bacterias</i>	56
4.1.3. <i>Población de actinobacterias</i>	59
4.1.4. <i>Población de bacterias nitrificantes</i>	61
4.1.5. <i>Población de Azotobacter spp.</i>	63
4.1.6. <i>Población de hongos</i>	66
4.2. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DEL SUELO	69
4.2.1. <i>Densidad aparente</i>	71
4.2.2. <i>Estabilidad de agregados</i>	72
4.2.3. <i>Resistencia mecánica del suelo a la penetración</i>	75
4.3. VARIABLES DE CRECIMIENTO CULTIVO DE QUINUA	78
4.3.1. <i>Altura de planta</i>	80
4.3.2. <i>Diámetro de tallo</i>	83
4.3.3. <i>Longitud de panoja</i>	85
4.3.4. <i>Diámetro de panoja</i>	88
4.4. RENDIMIENTO DEL CULTIVO Y SUS COMPONENTES.....	90
4.4.1. <i>Número de plantas por metro lineal</i>	92
4.4.2. <i>Rendimiento por planta</i>	94
4.4.1. <i>Peso de mil semillas</i>	96
4.4.2. <i>Rendimiento de grano seco</i>	98
V. CONCLUSIONES.....	101
VI. RECOMENDACIONES	103
VII. BIBLIOGRAFÍA	105
VIII. ANEXOS	119

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Triángulo textural.....	14
Figura 2. Tipos de estructura del suelo.....	15
Figura 3. Niveles de consistencia del suelo.....	19
Figura 4. Ubicación de la parcela experimental	35
Figura 5. Aplicación de los abonos orgánicos en el fondo de surco	43
Figura 6. Siembra de semillas de quinua a chorro continuo, en el fondo de surco	43
Figura 7. Campo experimental después de la resiembra	44
Figura 8. Comparación de medias para la población de lombrices de tierra (lombrices/m ²) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino....	55
Figura 9. Comparación de medias para la población de bacterias totales (UFC/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	57
Figura 10. Comparación de medias para la población de actinobacterias totales (UFC/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	59
Figura 11. Comparación de medias para la población de bacterias nitrificantes (organismos/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino.....	61
Figura 12. Comparación de medias para la población de Azotobacter spp. (organismos/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	64
Figura 13. Comparación de medias para la población de hongos totales (UFC/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	66
Figura 14. Comparación de medias para la densidad aparente del suelo (g/cm ³) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	71
Figura 15. Comparación de medias para la estabilidad de agregados del suelo (DMP) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	73
Figura 16. Comparación de medias para la resistencia del suelo a la penetración (MPa) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino....	76
Figura 17. Comparación de medias para la altura de planta (cm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino.....	81
Figura 18. Comparación de medias para el diámetro de tallo (mm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	84

Figura 19. Comparación de medias para la longitud de panoja (cm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	86
Figura 20. Comparación de medias para el diámetro de panoja (cm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	89
Figura 21. Comparación de medias para el número de plantas por metro lineal (plantas/m) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	93
Figura 22. Comparación de medias para el rendimiento por planta (g/planta) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	95
Figura 23. Comparación de medias para el peso de mil semillas (g) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	97
Figura 24. Comparación de medias para el rendimiento de grano seco (kg/ha) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino	98

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Fases fenológicas del cultivo de quinua	7
Tabla 2. Clasificación para designar partículas del suelo según su tamaño	12
Tabla 3. Clases texturales del suelo con sus rangos de tamaños de partícula	14
Tabla 4. Clasificación de la estabilidad estructural en función al diámetro medio ponderado (DMP) de los agregados del suelo	17
Tabla 5. Estimación de la densidad aparente en función de la clase textural del suelo	23
Tabla 6. Grupos funcionales de los hongos del suelo.....	30
Tabla 7. Análisis de caracterización del suelo donde se instalaron las parcelas experimentales de quinua en Huando (Huancavelica)	36
Tabla 8. Parámetros climatológicos promedio de la zona de Huando en el periodo experimental de diciembre de 2017 a agosto de 2018.....	37
Tabla 9. Análisis químico del estiércol de ovino y del Guano de Islas empleados en el presente experimento.....	38
Tabla 10. Clave y descripción de los tratamientos en estudio.....	39
Tabla 11. Características del campo experimental	40
Tabla 12. Randomización de los tratamientos en el campo experimental.....	40
Tabla 13. Cuadro del análisis de varianza (ANVA).....	42
Tabla 14. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre los organismos del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas	53
Tabla 15. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre la población de organismos del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas	54
Tabla 16. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre la población de organismos del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas	54
Tabla 17. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre las características físicas del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas.....	70
Tabla 18. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre las propiedades características del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas	70
Tabla 19. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre las propiedades características del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas	70
Tabla 20. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre las variables de crecimiento del cultivo de quinua, variedad Hualhuas.....	79

Tabla 21. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre las variables de crecimiento del cultivo de quinua, variedad Hualhuas.....	80
Tabla 22. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre las variables de crecimiento del cultivo de quinua, variedad Hualhuas.....	80
Tabla 23. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre el rendimiento y sus componentes del cultivo de quinua, variedad Hualhuas	91
Tabla 24. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre el rendimiento y sus componentes del cultivo de quinua, variedad Hualhuas.....	92
Tabla 25. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre el rendimiento y sus componentes del cultivo de quinua, variedad Hualhuas.....	92

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza para la altura de planta.....	119
Anexo 2. Análisis de varianza para el diámetro de tallo	119
Anexo 3. Análisis de varianza para la longitud de panoja.....	119
Anexo 4. Análisis de varianza para el diámetro de panoja.....	120
Anexo 5. Análisis de varianza para la población de lombrices de tierra.....	120
Anexo 6. Análisis de varianza para la población de bacterias totales del suelo.....	120
Anexo 7. Análisis de varianza para la población de actinobacterias totales del suelo	120
Anexo 8. Análisis de varianza para la población de bacterias nitrificantes del suelo	121
Anexo 9. Análisis de varianza para la población de Azotobacter spp. del suelo	121
Anexo 10. Análisis de varianza para la población de hongos totales del suelo	121
Anexo 11. Análisis de varianza para la densidad aparente del suelo	121
Anexo 12. Análisis de varianza para la estabilidad de agregados del suelo.....	122
Anexo 13. Análisis de varianza para la resistencia mecánica del suelo a la penetración..	122
Anexo 14. Análisis de varianza para el peso de mil semillas.....	122
Anexo 15. Análisis de varianza para el número de plantas por metro lineal	122
Anexo 16. Análisis de varianza para el rendimiento por planta.....	123
Anexo 17. Análisis de varianza para el rendimiento de grano seco	123
Anexo 18. Reactivos usados para la preparación del medio Agar albumina de huevo para el cultivo de bacterias del suelo.....	124
Anexo 19. Reactivos usados para la preparación del medio Agar almidón caseína para el cultivo de actinobacterias del suelo	124
Anexo 20. Reactivos usados para la preparación del Medio de Martin para el cultivo de hongos del suelo	124
Anexo 21. Reactivos usados para la preparación del Medio de cultivo para Azotobacter spp. del suelo	125
Anexo 22. Reactivos usados para la preparación del Medio de cultivo para bacterias nitrificantes del suelo.....	125

RESUMEN

En el distrito de Huando (Huancavelica-Perú) se evaluó el efecto de la aplicación combinada del Guano de Islas (GI) y estiércol de ovino (EO) sobre el rendimiento de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) var. Hualhuas, las características físicas del suelo y los organismos edáficos. El trabajo consistió en nueve tratamientos, dos factores (GI y EO) y tres niveles por factor (0, 500 y 1000 kg/ha para GI y 0, 2500 y 5000 kg/ha para EO), bajo un DBCA. El trabajo se llevó a cabo en la campaña agrícola 2017-2018 donde las evaluaciones se hicieron en campo para las variables de crecimiento y rendimiento, población de lombrices y resistencia a la penetración, mientras que la estabilidad de agregados, densidad aparente y población de microorganismos se determinaron en laboratorio. La combinación de 1000 kg/ha de GI con 5000 kg/ha de EO promovió una mayor altura de planta, diámetro de tallo y longitud de panoja, pero no influyó sobre el diámetro de panoja; así mismo, incrementó la población de actinobacterias, bacterias nitrificantes, *Azotobacter* spp. y hongos; mientras que la combinación de 500 kg/ha de GI con 5000 kg/ha de EO incrementó la población de bacterias y lombrices. A su vez, las combinaciones de 500 y 1000 kg/ha de GI con 5000 kg/ha de EO mejoraron la estabilidad de agregados y redujeron la resistencia a la penetración, pero no influyeron sobre la densidad aparente; así mismo, mejoraron el rendimiento por planta, pero no el peso de 1000 semillas de quinua. La combinación de 500 kg/ha de GI con 5000 kg/ha de EO logró el mayor rendimiento con 2159 kg/ha. Por lo tanto, la combinación del GI y EO promovió el crecimiento de la quinua, así como una mayor población de organismos edáficos, mejoraron las características físicas del suelo y, en suma, incrementaron su rendimiento.

Palabras clave: *Guano de Islas; estiércol de ovino; agregados del suelo; bacterias nitrificantes; resistencia del suelo; lombrices de tierra.*

ABSTRACT

In the Huando district (Huancavelica-Perú) it was evaluated the effect of the combined application of Peruvian Guano (PG) and sheep manure (SM) on the yield of the quinoa crop (*Chenopodium quinoa* Willd.) variety Hualhuas, physical characteristics of the soil and edaphic organisms. The work consisted of nine treatments, two factors (PG and SM) and three levels per factor (0, 500 and 1000 kg/ha for PG and 0, 2500 and 5000 kg/ha for SM), under a Randomized Complete Block Design (RCBD). It was carried out in the 2017-2018 agricultural campaign where the evaluations were carried out in the field for the variables of growth and yield, earthworm population and resistance to penetration, while stability of aggregates, bulk density and population of microorganisms were determined in the laboratory. The combination of 1000 kg/ha of PG with 5000 kg/ha of SM promoted a higher plant height, stem diameter and panicle length, but did not influence the panicle diameter; likewise, increase the actinobacteria, nitrifying bacteria, *Azotobacter* spp. and fungi population; while the combination of 500 kg/ha of PG with 5000 kg/ha of SM increased the population of bacteria and earthworms. In turn, the combinations of 500 and 1000 kg/ha of PG with 5000 kg/ha of SM improved soil aggregate stability and reduced penetration resistance, but did not influence bulk density; likewise, they improved the yield per plant, but not the weight of 1000 seeds of quinoa. The combination of 500 kg/ha of PG with 5000 kg/ha of SM achieved the highest yield with 2159 kg/ha. Therefore, the combination of PG and SM promoted the growth of quinoa, as well as a larger population of edaphic organisms, improved the physical characteristics of the soil and, in short, increased its yield.

Keywords: *Peruvian Guano; sheep manure; soil aggregates; nitrifying bacteria; soil resistance; earthworms.*

I. INTRODUCCIÓN

La zona de los Andes Centrales es considerada centro de origen de muchas especies nativas y cultivadas, entre ellas la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), cultivo milenario de las antiguas culturas andinas que ha sido reconocida en el mundo por su composición nutricional rica en proteínas (Valencia *et al.*, 2017). A partir del año 2000 este cultivo ha tomado gran importancia y es promovida para la seguridad alimentaria debido a su composición rica en aminoácidos esenciales y amplia diversidad genética que le permite adaptarse a diversas condiciones agroclimáticas (Rosas, 2015). Es por ello que las investigaciones se han incrementado en los últimos 10 años, sobre todo orientadas al desarrollo de variedades más productivas y a la mejora de la tecnología del cultivo.

La mayoría de las investigaciones en fertilización edáfica se han orientado en comparar la fertilización sintética y la fertilización orgánica. Sin embargo, los estudios sobre el uso combinado de fuentes orgánicas de fertilización edáfica en el cultivo de quinua son todavía escasos. La fuente más usada en la fertilización orgánica es el Guano de Islas, que generalmente logra rendimientos que van desde los 696 kg/ha de grano seco para la dosis de 500 kg/ha hasta valores superiores a 2000 kg/ha para la dosis de 1250 kg/ha. Mientras que, a través de la fertilización sintética se busca satisfacer la fórmula de fertilización 100-100-20 para las unidades de nitrógeno, fósforo y potasio respectivamente y se logra rendimientos que generalmente son superiores a las aplicaciones con fuentes orgánicas de fertilización edáfica en el cultivo de quinua (Borda, 2013; Julon, 2016; Raymundo, 2014).

La fuente orgánica de fertilización edáfica más usual es el Guano de Islas junto al estiércol de vacuno o al compost como abonos de fondo, logrando rendimientos superiores a los 4000 kg/ha con la combinación de compost con Guano de Islas en la región de Chiguata en Arequipa (Huahuachampi, 2015; Valdez, 2015). Asimismo, en el Valle del Mantaro la misma combinación logró rendimientos menores a 3500 kg/ha, pero superiores a 2300 kg/ha (Méndez, 2014). La mayoría de los trabajos de este tipo se realizaron en la región de la los Andes Centrales, entre los 2800 y los 3600 msnm aproximadamente.

Según la Línea de Base del proyecto PNIA N° 118 (Ravelo, 2016) en el distrito de Huando (Huancavelica-Perú) el 46 por ciento de productores de granos de quinua emplean el estiércol como única fuente de nutrientes, el 45 por ciento emplean la mezcla de estiércol y de fertilizantes sintéticos, el 7 por ciento no emplean ninguna fuente de nutrientes y el 2 por ciento únicamente emplean fertilizantes sintéticos. De los productores que solamente aplican estiércol la cantidad promedio empleada es de 1500 kg/ha. Es por ello que en este trabajo se propone aplicaciones de 2500 y 5000 kg/ha de estiércol de ovino combinada con 500 y 1000 kg/ha de Guano de Islas en la que se busca responder a las siguientes preguntas de investigación: ¿La aplicación combinada de estiércol de ovino y de Guano de Islas mejorará el crecimiento y rendimiento del cultivo de quinua?, ¿Incrementará la fauna edáfica en la zona de influencia del sistema radicular y los microorganismos albergados en la rizósfera del cultivo de quinua? y ¿Mejorará las propiedades y características físicas del suelo en la zona de influencia del sistema radicular de la quinua?

Por lo tanto, y teniendo en cuenta esta problemática, el presente trabajo está orientado a cumplir los siguientes objetivos:

Objetivo general:

- Evaluar el efecto de la aplicación combinada de dos fuentes orgánicas de fertilización edáfica sobre el rendimiento de la quinua y sobre la fauna edáfica, los microorganismos rizosféricos y las propiedades físicas del suelo asociadas a dicho cultivo.

Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de la aplicación combinada del Guano de Islas y del estiércol de ovino como fuentes orgánicas de fertilización edáfica sobre:
 - la población total de bacterias, actinobacterias, bacterias nitrificantes, *Azotobacter* spp. y hongos en la rizósfera del cultivo de quinua.
 - la población de lombrices de tierra en la zona asociada al sistema radicular del cultivo de quinua.
 - la densidad aparente, la estabilidad de agregados y la resistencia mecánica del suelo a la penetración en la zona asociada a su sistema radicular del cultivo de quinua.
 - el crecimiento y rendimiento del cultivo de quinua.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. EL CULTIVO DE QUINUA

2.1.1. Importancia

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) a partir del año 2000 ha tomado gran importancia debido a sus beneficios nutricionales y su gran adaptabilidad a diversas condiciones agroclimáticas (Rosas, 2015). La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO, por sus siglas en inglés) la ha catalogado como uno de los alimentos con mayor importancia a nivel mundial, por ser una alternativa de solución a los problemas de la desnutrición humana debido a su excepcional balance de proteínas, grasas, aceites, almidón y aminoácidos como la lisina, metionina y cistina que son esenciales para el desarrollo humano (Burin, 2016).

2.1.2. Origen de la quinua

La FAO (2011) indica que las características botánicas de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) fue descrita por Willdenow en 1778, el cual la catalogó como una especie nativa de Sudamérica. La quinua es una especie anual domesticada y cultivada en los países andinos hace 5800 años aproximadamente (Deza, 2018; Julon, 2016), donde generaciones de agricultores estuvieron involucrados en su selección, lo que explica la gran diversidad genética que hay en la actualidad (Bazile *et al.*, 2016; Lumbreras *et al.*, 2008).

Ruas *et al.*, (1999), Mujica *et al.*, (2001) y León (2003) afirman que el centro de origen del cultivo de la quinua se ubica en los alrededores del lago Titicaca, entre la región del Cuzco en el Perú y el lago Poopó en Bolivia. Esta afirmación fue corroborada por Christensen *et al.* (2007) utilizando marcadores moleculares debido a que en los alrededores del lago Titicaca se encuentra la mayor diversidad genética, tanto de plantas cultivadas como de especies silvestres. Además, esta gran diversidad genética del cultivo de la quinua se extiende por todo el altiplano peruano, boliviano y chileno (León, 2017).

Tras ser olvidada hasta finales de la década de los noventa por las políticas agrarias del estado peruano, es a partir del año 2000 que empezó su revalorización alimenticia conduciendo al incremento de su producción (Bazile *et al.*, 2016). Desde entonces, el número de países importadores y nuevos productores fuera de los países andinos se han incrementado significativamente (Deza, 2018).

2.1.3. Zonificación agroecológica

La quinua presenta gran capacidad para adaptarse a diferentes condiciones ambientales y una muestra de ello es que se cultiva desde el nivel de mar hasta los 4000 msnm (Apaza *et al.*, 2013). Asimismo, es muy tolerante a los factores climáticos adversos como las sequías, las heladas, las granizadas, la salinidad edáfica, entre otros factores que afectan al cultivo (Gómez & Aguilar, 2016).

Si bien la quinua tiene amplia adaptación como especie, muchas de sus variedades están adaptadas sólo a condiciones ambientales específicas, es por ello que Tapia (1999), Gómez y Eguiluz (2011) y Gómez y Aguilar (2016) han desarrollado una clasificación agroecológica considerando características propias del ambiente en que evolucionaron y fueron domesticadas las diversas variedades que quinua. Así se tienen:

- *Quinuas de valle o de zonas mesotérmicas*: Son aquellas variedades que han evolucionado en los valles interandinos, entre los 2500 y 3500 msnm. Generalmente son plantas que sobrepasan los 2.4 m de altura y ramifican con panojas laxas a intermedias. Algunas variedades tienen resistencia cuantitativa al mildiú (enfermedad más importante de la quinua). En el Perú se puede mencionar como centros de concentración al Callejón de Huaylas, el Valle del Mantaro y las regiones de Ayacucho y Cusco. En este grupo están las variedades Blanca y Rosada de Junín, Amarilla de Maranganí, entre otros.
- *Quinuas del altiplano*: Estas variedades han evolucionado en el altiplano peruano-boliviano circundante al lago Titicaca entre los 3600 y 4000 msnm. Es en esta área se encuentra la mayor variabilidad en características morfológicas, agronómicas, fisiológicas, nutritivas y de uso. A este grupo pertenecen la mayor parte de las variedades tradicionales y comerciales que se caracterizan por la predominancia de plantas sin ramificación o de tallo simple con una panoja

terminal compacta, con altura de planta de 0.5 a 1.8 m y una gran susceptibilidad al mildiu. Entre las variedades que se tienen en este grupo están Blanca de Juli, Kancolla, Cheweca y Witulla.

- *Quinuas de los salares*: Grupo que evolucionó en las altas planicies del sur de Bolivia conocida como salares. Son zonas desérticas con cerca de 300 mm de precipitación y con suelos salinos. Estas quinuas tienen una morfología similar a las del altiplano y se caracterizan principalmente por el tamaño grande de sus granos (mayor a 2.2 mm de diámetro). Es un grupo especial denominado como Quinoa Real.
- *Quinuas del nivel de mar*: Se las encuentra en la zona de Linares y Concepción (Chile) a 36° de latitud sur. Son plantas más o menos vigorosas, de 1.0 a 1.4 m de altura, ramificadas y producen semillas transparentes de color crema (tipo chullpi). Entre las variedades del grupo están Quechuco de Cautin y Picharan de Maule.
- *Quinuas subtropicales o de las yungas*: Son un grupo adaptado a las condiciones de las Yungas de Bolivia, en altitudes de 1500 a 2000 msnm. Son quinuas con tendencia de crecimiento con hábito ramificado, con altura de planta alrededor de los 2.20 m, de color verde intenso en la etapa de crecimiento vegetativo y color naranja intenso en la fase de floración, y con granos de color naranja.

2.1.4. Clasificación taxonómica

Judd *et al.* (2008) clasifican al cultivo de la quinua de la siguiente manera:

- Reino: Plantae
- División: Magnoliophyta
- Clase: Magnoliopsida
- Subclase: Caryophyllidae
- Orden: Caryophyllales
- Familia: Amaranthaceae
- Subfamilia: Chenopodioideae
- Género: *Chenopodium*
- Especie: *Chenopodium quinoa*

2.1.5. Descripción botánica o morfológica

La quinua es una planta anual con un periodo vegetativo que, según la variedad, está entre los 90 y los 240 días. Presenta tamaños muy variables que pueden ir desde 1 hasta 3.60 metros de altura dependiendo de los ecotipos, las razas y la zona agroecológica donde se cultive (Tapia & Fries, 2007).

La raíz principal es pivotante, vigorosa, profunda, ramificada y fibrosa con numerosas raíces secundarias y terciarias. Al germinar, primero se alarga la radícula, la cual, continúa creciendo para dar lugar a la raíz principal (Quillatupa, 2009).

El tallo es cilíndrico con la epidermis envuelta por cutina y de coloración variable que va desde verde hasta rojo (Mujica, 1993). La corteza del tallo es endurecida, mientras que la médula es suave cuando las plantas son tiernas y esponjosas cuando las plantas son maduras (Tapia & Fries, 2007).

Las hojas de la quinua son de carácter polimórfico muy marcado; siendo las hojas inferiores rómbicas, mientras que las superiores son lanceoladas y generalmente están alrededor de la inflorescencia (Mujica, 1993; Tapia & Fries, 2007). Las hojas están cubiertas por cristales de oxalato de calcio, los cuales son bastante higroscópicos (Quillatupa, 2009), lo que provoca un incremento de la humedad relativa en la atmosfera que rodea a las hojas generando una disminución en la transpiración (Tapia & Fries, 2007).

La inflorescencia es una panoja típica, que está constituida por un eje central, ejes secundarios, terciarios y pedicelos que sostienen a los glomérulos (Mujica, 1993). Las panojas pueden medir desde 15 hasta 70 cm y alcanzar un rendimiento individual de hasta 220 g (Tapia & Fries, 2007).

Las flores de la quinua son pequeñas, incompletas o desprovistas de pétalos con pedicelos o sin ellos; en una misma inflorescencia pueden presentar flores hermafroditas y femeninas, sugiriendo hábitos autógamos o alógamos (Mujica, 1993; Tapia & Fries, 2007). La apertura floral permanece por siete días, pero no se abren todas simultáneamente por lo que el tiempo de duración de la floración varía entre 12 y 15 días (Quillatupa, 2009).

Respecto al fruto, Gómez y Aguilar (2016) mencionan que es un aquenio de forma lenticular, elipsoidal, cónico o esferoidal levemente ensanchado hacia el centro, constituido por la semilla y cubierto por el perigonio.

La semilla es el fruto maduro sin el perigonio con tres partes bien definidas: episperma, embrión y perisperma (Mujica *et al.*, 2001). El episperma está constituido por cuatro capas de las cuales la principal es la externa (rugosa y quebradiza) pues contiene a la saponina. El embrión está formado por dos cotiledones y la radícula (30 por ciento de toda la semilla) y en ella se almacena la mayor cantidad de proteínas, es decir, del 35 al 40 por ciento. Y el perisperma, que es el principal tejido de almacenamiento, está formado basicamente por granos de almidón y representa alrededor del 60 por ciento de la semilla.

2.1.6. Fenología y fisiología

El ciclo vegetativo de la quinua puede durar entre cuatro y siete meses, dependiendo de las características de la variedad y de las condiciones ambientales de la zona de producción (Bertero & Hall, 1999).

Para Mujica y Canahua (2001), la quinua presenta 12 fases fenológicas bien marcadas y diferenciables (tabla 1), las que permiten identificar los cambios que van ocurriendo durante el crecimiento y desarrollo de la planta.

Tabla 1. Fases fenológicas del cultivo de quinua

Fases de desarrollo	Número de días después de la siembra
Emergencia	7 a 10
Dos hojas verdaderas	15 a 20
Cuatro hojas verdaderas	25 a 30
Seis hojas verdaderas	35 a 45
Ramificación	45 a 50
Inicio de panojamiento	55 a 60
Panojamiento	65 a 70
Inicio de floración	75 a 80
Floración a antesis	90 a 100
Grano lechoso	100 a 130
Grano pastoso	130 a 160
Madurez fisiológica	160 a 180

Fuente: Mujica y Canahua (2001)

La quinua es una planta C₃ porque solamente puede aprovechar el 30 por ciento del CO₂ del aire circundante, sin embargo es eficiente en el uso del agua debido a que puede tolerar la sequía gracias a mecanismos anatómicos (menor número y tamaño de estomas, además de estar ubicadas en el envés de la hoja), morfológicos (menor tamaño de planta), fenológicos (reducción del periodo de floración) y bioquímicos (mayor síntesis de prolina) lo que le permite mantener sus funciones vitales y acumular fotosintatos en tallos y granos. Además, los oxalatos de calcio que cubren el haz y el envés de las hojas son bastante higroscópicos, lo que permite capturar la humedad nocturna, controlar la transpiración y reflejar los rayos luminosos (Mamani, 2006).

Las condiciones climáticas de los andes ha determinado que la agricultura en esta región sea de un alto riesgo permanente, debido a factores como las sequías, las granizadas, las nevadas, la salinidad de los suelos, los vientos y las inundaciones. Sin embargo, la quinua ha podido adaptarse y crecer sin inconvenientes, convirtiéndose en un cultivo importante en la alimentación de las poblaciones andinas (Rosas, 2015).

2.1.7. Requerimientos del cultivo

Las temperaturas óptimas para el desarrollo de la quinua aún no tienen umbrales definidos, sin embargo, muchos investigadores sostienen que la temperatura media adecuada para el desarrollo de la quinua está entre 15 y 20 °C, pudiendo desarrollar perfectamente en un rango más amplio de 10 a 25 °C (Quillatupa, 2009).

La quinua puede desarrollar a distintos niveles de precipitación pluvial. Por ejemplo, en los andes ecuatorianos desarrolla con lluvias anuales de 600-800 mm; en los andes peruanos con 400-500 mm; en los salares de Bolivia con 200 mm; mientras que, en la zona central de Chile este cultivo desarrolla con 800-1000 mm de precipitación anual; y en Puno desarrolla con precipitaciones promedio de 250-500 mm por año (Mujica *et al.*, 2001; Gómez & Aguilar, 2016).

La quinua, en general se puede desarrollar en suelos pobres, pero esto genera bajos rendimientos de grano ya que los mejores rendimientos se obtienen en suelos francos o franco arenosos, semiprofundos, con buen drenaje y con alto contenido de materia orgánica (Mujica, 1993). El pH del suelo debe ser neutro o ligeramente alcalino, aunque la quinua

tolera rangos de pH de 6 hasta 8.5 y es tolerante a suelos salinos (Tapia & Fries, 2007). También se ha comprobado que la quinua puede germinar en suelos con concentraciones salinas extremas de hasta 52 dS/m y que el periodo de germinación se puede retrasar hasta en 25 días cuando se llega a esa condición de concentración salina (Jacobsen *et al.*, 1998).

Volviendo al factor clima, su gran adaptabilidad y amplia variabilidad genética hace que se adapte a diferentes climas, desde el desértico, caluroso y seco en la costa hasta el frío y seco de las grandes altiplanicies, pasando por los valles interandinos, templados y lluviosos llegando a las cabeceras de la ceja de selva con mayor humedad relativa y, por último, a las punas y zonas cordilleranas de grandes altitudes (Mujica *et al.*, 2001).

2.1.8. Manejo agronómico

La preparación física del suelo debe ser la adecuada para permitir una buena germinación de semillas pequeñas. Según Mujica (1993), la fecha más adecuada para realizar la preparación del suelo es después de realizada la cosecha porque la humedad existente en el terreno permite que el arado penetre a una profundidad adecuada, es decir, de 20 a 25 cm como mínimo. Además, esta humedad existente en el suelo facilitará la descomposición de los restos orgánicos incorporados.

La siembra se debe realizar cuando las condiciones ambientales sean las favorables, es decir, cuando la temperatura sea de 15-20 °C, la humedad del suelo por lo menos sea el 75 por ciento de la capacidad de campo. En el Perú, la fecha más adecuada tanto en la zona andina, en el altiplano, como en la costa va del 15 de setiembre al 15 de noviembre, que pueden retrasarse o adelantarse en función a la disponibilidad de agua y del periodo vegetativo de la variedad a sembrarse (Quillatupa, 2009).

Respecto a la fertilización, la quinua es un cultivo exigente en nitrógeno, fósforo, potasio y calcio. En la costa responde de forma favorable a una elevada fertilización nitrogenada y fosfórica por lo que se recomienda una fórmula de fertilización de 240-200-80 de NPK, debido a que los suelos arenosos son en general muy deficientes en materia orgánica y otros nutrientes (Mujica & Canahua, 2001). Mientras que, en la sierra se recomienda una fórmula de fertilización de 80-40-0 de NPK debido a que estos suelos presentan bajo contenido de nitrógeno, medio de fósforo y alto de potasio (Mujica, 1993). La fuente de

nitrógeno se aplica de forma fraccionada, una mitad a la siembra y la otra mitad inmediatamente después del primer deshierbo junto al aporque, mientras que las fuentes, tanto de fósforo como de potasio, se aplican a la siembra (Mujica *et al.*, 2001).

El desmalezado se debe realizar desde un inicio para favorecer un buen establecimiento del cultivo en el campo, ya que las plantas de quinua en su fase inicial no son buenas competidoras frente a las malezas, pudiendo estas inhibir su crecimiento en sus primeros estados fenológicos (Gómez & Aguilar, 2016).

Mujica (1993) refiere que lo ideal para la quinua es tener de 10 a 15 plantas como máximo por metro lineal pues se evita tener altas densidades, con lo que se logra tener plantas de buen desarrollo y conformación. De allí que la labor de desahíje sea importante para evitar competencia por espacio y nutrientes entre ellas mismas.

El aporque es una labor cultural que se realiza con el fin de brindar buen anclaje a las plantas de quinua para evitar el tumbado de las mismas. Esta labor es posterior al desmalezado y desahíje, realizándose cuando el suelo presenta una humedad óptima, pues también es el momento en el que se recomienda realizar la segunda fertilización nitrogenada para poder cubrir el fertilizante con esta actividad (Rosas, 2015).

La quinua es atacada por una serie de insectos plaga desde que emergen hasta su madurez, causando diversos daños y reduciendo el rendimiento en niveles significativos. Para Cruces y Callohuari (2016), según el tipo de daño que causan los insectos se tiene cinco grupos: 1) gusanos de tierra (*Agrotis ípsilon*, *Feltia experta*, *Copitarsia turbata*); 2) masticadores de follaje (*Spodoptera eridania*, *S. ochrea*, *Chrysodeixis includens*, *Copitarsia* spp., *Epicauta* spp., *Epitrix* spp.); 3) minadores de follaje (*Liriomyza* spp.); 4) picadores-chupadores (*Macrosiphum euphorbiae*, *Liorhyssus hyalinus*, *Nysius simulans*, *Dagbertus* spp.); y 5) insectos de panoja (*Chloridea virescens*, *Helicoverpa quinoa*, *Eurysacca melanocampta*, *E. quinoa*, *Herpetogramma bipunctalis*, *Spoladea recurvalis*).

Por otro lado, las enfermedades de la quinua son diversas, pero la enfermedad más importante a nivel mundial es el mildiú, *Peronospora variabilis* Gäum (Gómez & Aguilar, 2016). También están los patógenos del suelo conocidas como chupaderas tales como

Pythium spp. y *Rhizoctonia solani*. Según Mujica (1993) otras enfermedades que pueden presentarse, pero de bajo nivel de importancia, son la podredumbre marrón del tallo (*Phoma exigua* var. *foveata*), la mancha foliar (*Ascochyta hyalospora*), la mancha ojival del tallo (*Phoma* spp.) y la mancha bacteriana (*Pseudomonas* spp.).

La cosecha se realiza cuando las plantas llegan a la madurez fisiológica, la cual se reconoce cuando las hojas se tornan amarillentas, cayendo con facilidad y el grano presenta resistencia a la presión con las uñas, dificultando su penetración (Rosas, 2015).

2.2. LAS PROPIEDADES FÍSICAS DEL SUELO

La física de suelos comprende a las propiedades como textura, estructura, consistencia, etc., y los procesos como aireación, difusión, etc., incluyendo su medición y predicción, ya sea en ecosistemas naturales o manejados (Lal & Shukla, 2004). Towhid (2013) reafirma que las propiedades físicas del suelo son la textura, la estructura, la consistencia, la temperatura, el color, la densidad, la porosidad y el espacio aéreo.

La mayoría de los suelos consta de cuatro componentes y tres fases (Lal & Shukla, 2004). Así, los suelos minerales son una mezcla de partículas minerales (fase sólida), materia orgánica (fase sólida), agua (fase líquida) y aire (fase gaseosa) que interactúan y que están dispuestos de forma especial en el volumen del suelo (Navarro & Navarro, 2013).

Las propiedades físicas del suelo, junto a las propiedades químicas, resultan de la acción combinada de los factores de formación y, en los suelos bajo agricultura, por la acción del hombre (Navarro & Navarro, 2013). Estas propiedades determinan en gran medida la capacidad de uso de las tierras (Rucks *et al.*, 2004).

2.2.1. Textura

Las partículas más grandes presentes en los suelos incluyen piedras, gravas, arenas y limos gruesos, que generalmente se derivan de la meteorización de las rocas. Aunque las partículas mayores de 2 mm de diámetro pueden tener algún efecto sobre las propiedades físicas de un suelo, son las partículas minerales individuales menores o iguales a 2 mm de diámetro las que nos permiten describir la textura del suelo (Voroney & Heck, 2015).

Las partículas minerales del suelo conocidas como fracciones del suelo incluyen partículas de arena, limo y arcilla. La clasificación textural se basa en la proporción de estas partículas presentes en un determinado volumen de suelo. Si bien, cualquier volumen tridimensional del suelo consta de diferentes partículas orgánicas e inorgánicas y poros estrechamente ligados, la textura del suelo es la propiedad física más importantes del suelo (Shukla, 2014).

El término textura tiene connotaciones tanto cualitativas como cuantitativas. Cualitativas porque representa la sensación del material del suelo al tacto, siendo este grueso y arenoso o fino y suave. Y cuantitativa porque indica la distribución y tamaño de las partículas minerales medidas de forma precisa y sus proporciones que componen un determinado suelo (Hillel, 2004).

Las fracciones del suelo se dividen esencialmente en cuatro categorías: grava, arena, limo y arcilla (Shukla, 2014). Para la diferenciación de las partículas del suelo se han propuesto varias y diferentes clasificaciones, pero las más usadas corresponden a las establecidas por el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA por sus siglas en inglés) y la Sociedad Internacional de la Ciencia del Suelo (ISSS por sus siglas en inglés) como se muestra en la tabla 2.

Tabla 2. Clasificación para designar partículas del suelo según su tamaño

CLASIFICACIONES			
	USDA		ISSS
Grava	> 2.0	Grava	> 2.0
Arena muy gruesa	1.0 - 2.0		
Arena gruesa	0.5 - 1.0	Arena gruesa	0.2 - 2.0
Arena media	0.25 - 0.50		
Arena fina	0.10 - 0.25	Arena fina	0.02 - 0.20
Arena muy fina	0.05 - 0.10		
Limo	0.002 - 0.05	Limo	0.002 - 0.02
Arcilla	< 0.002	Arcilla	< 0.002

Fuente: Adaptado de Shukla (2014) y Navarro y Navarro (2013)

Las gravas se clasifican como partículas del suelo con un diámetro mayor a 2 mm (tabla 2). Aunque la grava puede tener una influencia importante en el movimiento del agua y del aire a través del suelo, así como en la germinación y soporte de las plantas, estas partículas

no se incluyen en la determinación de la textura del suelo, ya que se determina utilizando partículas de un tamaño inferior o igual a 2 mm o haciendo uso de los porcentajes de arena, limo y arcilla (Shukla, 2014).

La arena es la fracción gruesa y está constituida principalmente por cuarzo, pero también fragmentos de feldespato y micas (Lal & Shukla, 2004). Tiene una escasa capacidad de retención de agua, por lo que el paso del agua gravitacional es rápido, facilita así el drenaje y el eficaz movimiento del aire y no ofrece resistencia al arado en la preparación del terreno (Navarro & Navarro, 2013).

El limo es la fracción de tamaño intermedio y su composición mineralógica es similar al de la arena, pero con un área superficial mayor a esta (Lal & Shukla, 2004). Esta fracción posee alguna plasticidad, cohesión y adsorción debido a una película de arcilla que suele recubrirla, pero desde luego, en mucho menor grado que la fracción de arcilla propiamente dicha (Navarro & Navarro, 2013).

La arcilla es una partícula de grano fino compuesto de silicatos de aluminio y es más fina que las partículas de limo (Shukla, 2014). Consta de minerales secundarios como caolinita, esmectita, vermiculita, illita, clorita e hidróxidos de hierro y aluminio. Esta partícula tiene una gran área superficial con cargas eléctricas en ella, por lo que tiene gran capacidad de retención de agua y nutrientes, también tiene importante participación en las reacciones químicas del suelo (Towhid, 2013).

Los suelos francos son suelos que exhiben las propiedades de forma casi equitativa de las tres partículas mencionadas. Así, aproximadamente consta de 40 por ciento de arena, 40 por ciento de limo y 20 por ciento de arcilla (tabla 3). De esta manera, los nombres de las clases texturales se dan a los suelos en función del porcentaje de arena, limo y arcilla (Towhid, 2013).

La determinación de la clase textural consiste en indicar la proporción que ocupa la arena, el limo y la arcilla en un determinado suelo (Navarro & Navarro, 2013). Hasta ahora han sido identificadas 12 clases texturales (Towhid, 2013) y se pueden determinar a partir de un triángulo textural (figura 1) donde se pueden distinguir las 12 clases texturales (Navarro & Navarro, 2013).

Tabla 3. Clases texturales del suelo con sus rangos de tamaños de partícula

Textura	Clase textural	Composición porcentual		
		Arena	Limo	Arcilla
Gruesa	Arenoso	85-100	0-15	0-10
	Areno francoso	70-85	0-30	10-15
	Franco arenoso	44-80	0-50	15-20
Media	Franco	24-52	28-50	7-27
	Franco limoso	0-50	50-88	0-27
	Limoso	0-20	80-100	0-12
Fina	Franco arcillo arenoso	45-80	0-28	20-35
	Franco arcilloso	20-45	15-53	27-40
	Franco arcillo limoso	0-20	40-73	27-40
	Arcillo arenoso	45-65	0-20	35-55
	Arcillo limoso	0-20	40-60	40-60
	Arcilloso	0-45	0-40	40-100

Fuente: Adaptado de Towhid (2013) y Navarro y Navarro (2013).

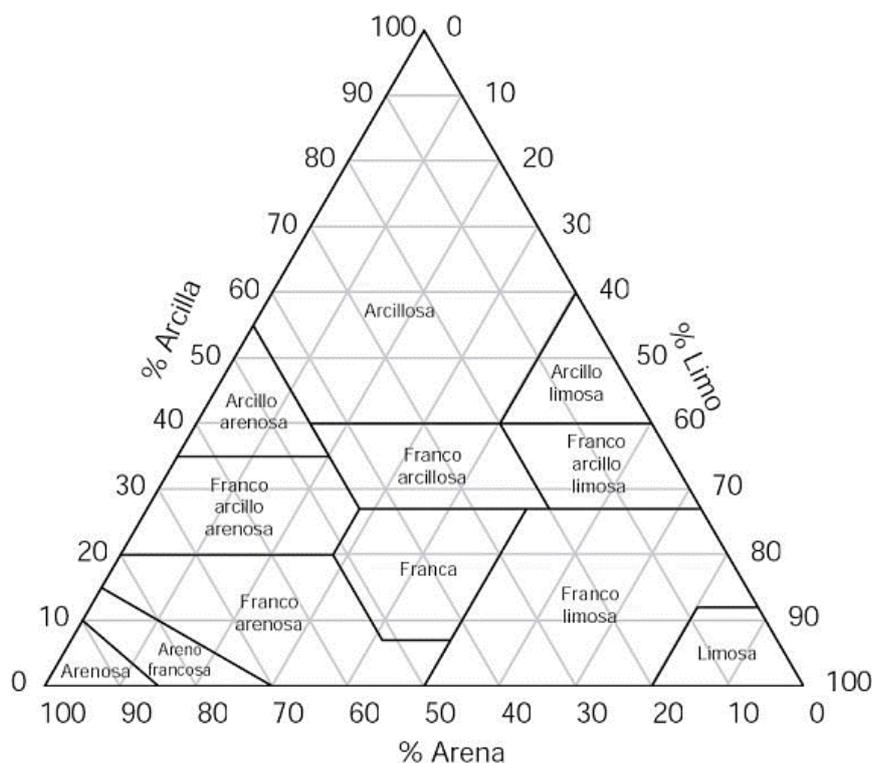


Figura 1. Triángulo textural

La textura es una de las propiedades más estables y su conocimiento es útil para otras propiedades que determinan el potencial agrícola de un suelo (White, 2006). Esta propiedad influye sobre la porosidad, las relaciones suelo-agua-atmósfera, la fertilidad, la irrigación, el crecimiento de las raíces y la actividad microbiana (Towhid, 2013).

2.2.2. Estructura

La estructura del suelo se define como la disposición espacial de las partículas del suelo para formar agregados, poros y canales complejos (Mengel & Kirkby, 2001; Weil & Brady, 2017). Los agregados son unidades estructurales del suelo formados a partir de la agrupación de arena, limo, arcilla y partículas orgánicas (Weil & Brady, 2017). El tamaño, la forma y la estabilidad de los agregados producidos en un sistema floculado edáfico está estrechamente relacionado con el contenido de los coloides del suelo, la presencia de calcio, magnesio y aluminio, así como de óxidos de hierro y aluminio (Mengel & Kirkby, 2001; Truman & Franzmeier, 2006).

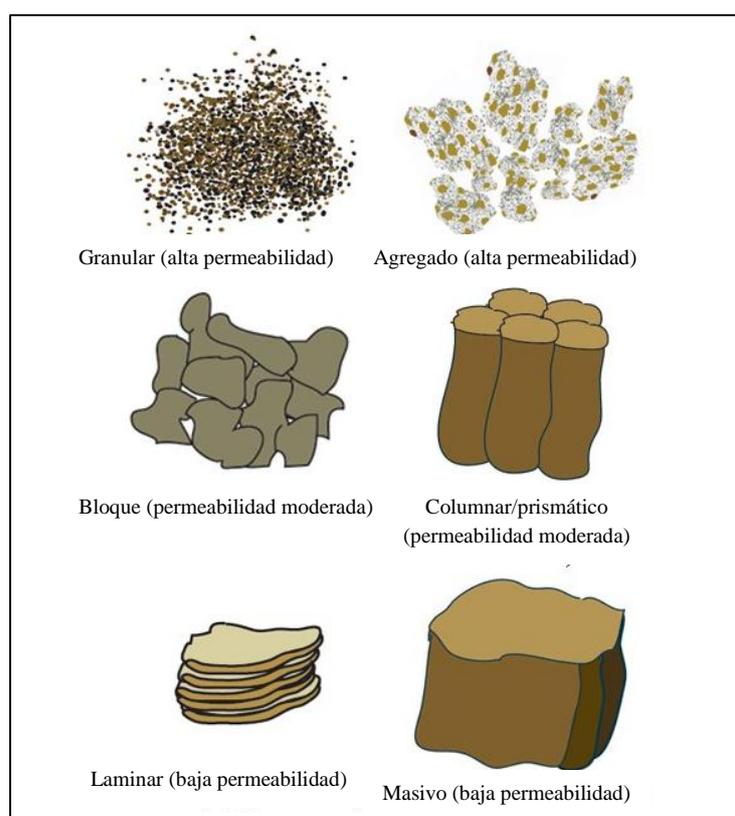


Figura 2. Tipos de estructura del suelo

Los procesos físicos, químicos y biológicos interactúan para formar la estructura del suelo (Truman & Franzmeier, 2006). En la agregación de los suelos actúan fuerzas electrocinéticas (Navarro & Navarro, 2013) y sustancias derivadas de los exudados radiculares y la actividad microbiana (Nweke & Nnabude, 2014). Los tipos de estructura (figura 2) son granular, agregado, en bloque, columnar, laminar y masivo (Shukla, 2014).

La estructura es un factor clave en el funcionamiento del suelo (Bronick & Lal, 2005) porque un suelo bien agregado regula la retención e infiltración del agua, el intercambio gaseoso suelo-atmósfera, la materia orgánica y la dinámica de nutrientes del suelo, la penetración de las raíces, la susceptibilidad a la erosión (Rabot *et al.*, 2018) y, en última instancia, conduce a incrementos en el rendimiento de los cultivos (Shukla, 2014).

Según Rabot *et al.* (2018) la agregación del suelo hay que verla como una organización jerárquica en tres etapas de la fase sólida del suelo en la que cada etapa involucra a los agentes floculantes característicos. Así, las partículas primarias ($< 20 \mu\text{m}$) se agrupan en microagregados ($20 - 250 \mu\text{m}$) que, a su vez, siguen agrupándose para formar los macroagregados ($> 250 \mu\text{m}$).

Para Shukla (2014) la estructura del suelo no se puede medir directamente. Sin embargo, Six *et al.* (2000) y Bronick y Lal (2005) sugieren que la estabilidad de agregados se usa como un buen indicador de la estructura del suelo (tabla 4).

a. Estabilidad de agregados

La agregación de los suelos es el proceso mediante el cual las partículas primarias del suelo llámese arena, limo y arcilla se agrupan formando agregados debido a fuerzas naturales y sustancias derivadas de los exudados de la raíz y provenientes de la actividad microbiana (SSSA, 2008).

La medición de la estabilidad de agregados, caracterizado a través de los cambios en la distribución del tamaño de agregados (Roldán *et al.*, 2014), estima la capacidad del suelo para mantener la arquitectura de la fracción sólida y del espacio poroso cuando se someten a tensiones que causan su desintegración como la energía cinética de las gotas de lluvia, las prácticas de labranza, la expansión y contracción del suelo, etc. (Rohošková & Valla, 2004; Gabioud *et al.*, 2011; Turgut & Köse, 2016).

La importancia de la estabilidad de agregados radica en que el suelo superficial es la capa que permite el intercambio agua-suelo-atmósfera, además, es la parte del suelo que está sometida continuamente a la agresividad climática (Ramos & Nacci, 1997). Por lo tanto, la estabilidad de agregados es altamente sensible a las prácticas de manejo del suelo y es

determinante de su salud (Six *et al.*, 2000; Bronick & Lal, 2005; Alvarez *et al.*, 2008). Asimismo, es una de las variables más importantes de la resistencia del suelo frente a la degradación porque puede proporcionar información general sobre las condiciones del mismo (Rohoskovd & Valla, 2004; Jozefaciuk & Czachor, 2014), por eso se usa como indicador del grado de desarrollo de la estructura del suelo (Six *et al.*, 2000; Bronick & Lal, 2005; Lobo & Pulido, 2006; Flores *et al.*, 2015).

Una buena estabilidad de agregados influye positivamente en el comportamiento físico del suelo como la infiltración y la permeabilidad, por lo que se utiliza como un indicador estructural para la producción de cultivos (Lal & Shukla, 2004). Sin embargo, los agregados del suelo pueden colapsar por el impacto de las gotas de lluvia en la superficie del suelo, así como por la ruptura de agregados por el humedecimiento rápido de estos, generando encostramiento en la superficie y compactación dentro del suelo (Arshad & Mermut, 1988; Lal & Shukla, 2004). La degradación de los suelos es un problema que se agudiza en zonas áridas y semiáridas debido al secado rápido después de las lluvias, esto genera que, tanto en la superficie como dentro del suelo se reduzca la infiltración provocando un incremento del agua de escorrentía y, por ende, la erosión edáfica, que conlleva al uso ineficiente del agua (CIMMYT, 2013a).

Tabla 4. Clasificación de la estabilidad estructural en función al diámetro medio ponderado (DMP) de los agregados del suelo

Estabilidad estructural	DMP (mm)
Inestable	< 0.5
Ligeramente estable	0.5 - 1.5
Moderadamente estable	1.5 - 3.0
Estable	3.0 - 5.0
Muy estable	> 5.0

Fuente: IGAC (2006)

Por otro lado, la materia orgánica es el agente más importante con impacto positivo sobre las propiedades físicas en general y en la estabilidad de agregados en particular, además, en los suelos agrícolas el carbono orgánico actúa como un floculante, enlazando física y químicamente las partículas primarias del suelo (Bronick & Lal, 2005; Pulido *et al.*, 2009; Grosbellet *et al.*, 2011). Por eso, adicionar fuentes orgánicas al suelo ayuda a incrementar la resistencia de los agregados frente a la acción dispersante y disolvente del agua porque

forma enlaces intraagregados relativamente fuertes (Hernández *et al.*, 2015). Los efectos de adicionar materia orgánica al suelo varían según las fuentes usadas (Hueso *et al.*, 2014) y la dosis de aplicación (Paré *et al.*, 1999; Josefaciuk & Czachor, 2014) pero conducen al aumento de la estabilidad de agregados y reducen la compactación de los suelos (Grosbellet *et al.*, 2011).

Además de la materia orgánica, la estabilidad de agregados depende de factores como la textura, la humedad del suelo, las condiciones climáticas y el impacto de las actividades antrópicas (Zhang *et al.*, 2013), así como de la cantidad y del tipo de agentes cementantes que se encuentren en el suelo como los coloides, sean estos orgánicos o minerales, los óxidos de hierro y aluminio, los carbonatos y el silicio, e incluso microorganismos que puedan acelerar la descomposición de la materia orgánica (Prieto *et al.*, 2013).

2.2.3. Consistencia

La consistencia describe el grado de la resistencia a la deformación o rotura del suelo estructurado cuando es sometido externamente a presiones mecánicas; esta propiedad es gobernada por fuerzas adhesivas y cohesivas de la matriz del suelo, las cuales, a su vez, dependen de la humedad del suelo (Navarro & Navarro, 2013; Towhid, 2013; McBride, 2017). La consistencia varía dependiendo del tipo de textura del suelo, del contenido de materia orgánica y en función a la cantidad y la naturaleza de las arcillas coloidales (Navarro & Navarro, 2013).

Las fuerzas de adhesión generan atracción entre partículas de diferente naturaleza, en este caso, la atracción entre la fase líquida sobre la superficie de la fase sólida, mientras que la cohesión es debida a la atracción molecular entre partículas de la misma naturaleza y, a su vez, la coherencia, es un tipo de cohesión entre partículas sólidas del suelo (Rucks *et al.*, 2004; Navarro & Navarro, 2013).

Desde un punto de vista agronómico, la consistencia está muy relacionada con la labranza del terreno agrícola y sobre los efectos de este en el suelo, por ende, con la compactación, el encostramiento superficial y la reducción del espacio aéreo disponible para el crecimiento y desarrollo de las raíces (Rucks *et al.*, 2004; Navarro & Navarro, 2013).

El suelo presenta varios estados de consistencia dependiendo del contenido de humedad de este, lo cual le brinda ciertas propiedades especiales que definen su comportamiento mecánico (Towhid, 2013).

Según Jaramillo (2002), a medida que aumenta la humedad del suelo las fuerzas de adhesión y cohesión van cambiando, lo cual se manifiesta en las propiedades que va adquiriendo el suelo en sus diferentes estados de consistencia (figura 3).



Figura 3. Niveles de consistencia del suelo

Jaramillo (2002) menciona cuatro estados de consistencia de los suelos: 1) el estado coherente, que se presenta cuando el suelo está seco y se manifiesta por una extrema dureza de los terrones del suelo; 2) el estado frágil, que se presenta al aumentar el contenido de humedad del suelo hasta sobrepasar los límites del estado coherente, creando ligeras fuerzas de adhesión, además muestra dos límites: el límite de soltura (LS), que se refiere al contenido máximo de humedad que presenta el suelo sin que se adhiera a otras superficies (punto óptimo de labranza del suelo) y el límite inferior de plasticidad (LIP), que es el contenido de humedad en el cual las fuerzas de cohesión y adhesión se igualan (límite máximo para labrar el terreno con bajo riesgo de deterioro físico del suelo); 3) el estado plástico, que es el rango de humedad en el cual el suelo se deja moldear y conserva las deformaciones que le ejercen fuerzas externas, además muestra un límite: el límite superior de plasticidad (LSP), que es el contenido máximo de humedad del suelo en el cual

éste empieza a comportarse como un fluido (alto riego de compactación del suelo); y 4) el estado fluido, que es cuando el suelo sobrepasa el contenido de humedad del límite superior de plasticidad y empieza a fluir por su propio peso (figura 3).

a. Compactación y resistencia mecánica a la penetración

La compactación es el resultado de la aplicación al suelo de fuerzas externas como la presión ejercida por la labranza o el tránsito de maquinaria agrícola generando una disminución de su volumen, modificándose el tamaño y el número de poros y aumentando la densidad aparente y, por tanto, disminuyendo la porosidad del suelo (Zerpa *et al.*, 2013; Vaca *et al.*, 2014).

Según Hillel (2004), un suelo se considera compacto cuando su macroporosidad es tan baja que restringe el flujo de aire. En estas condiciones el suelo se encuentra confinado a tal punto que el tamaño de sus poros se vuelve tan fino que impide la penetración de las raíces, la infiltración, el drenaje (Jaramillo, 2002, Vázquez *et al.*, 2009) y, en suma, genera una reducción en el rendimiento de los cultivos porque limita el crecimiento de las raíces y la cantidad de aire y agua de la que disponen para su crecimiento (Tardieu, 1994; Herrick & Jones, 2002; Lampurlanés & Cantero, 2003; Filipovic *et al.*, 2006).

La respuesta del suelo ante estas presiones externas está condicionada por sus propiedades físicas, que se manifiesta a través de la resistencia mecánica que éste muestra a la deformación, que, a su vez, es resultado de su resistencia cohesiva y friccional (Duran, 2002).

La resistencia a la penetración es un buen indicador utilizado para caracterizar el nivel de compactación del suelo (Hamza & Anderson, 2005; Draghi *et al.*, 2005; CIMMYT, 2013b). Además, la medición de esta resistencia a la penetración del suelo es una vía útil para detectar los cambios en el perfil del suelo que pueden relacionarse con la exploración de las raíces (Pires da Silva *et al.*, 2003). También, se sugiere que la variación espacial de la resistencia a la penetración es más apropiada que la densidad aparente del suelo en la determinación de capas limitantes del crecimiento radicular porque presenta mayor sensibilidad en la detección de sectores diferenciados en niveles de compactación (Jorajuria, 2004, citado por Zerpa *et al.*, 2013).

Existen diferentes procedimientos de campo para medir la resistencia mecánica a la penetración del suelo, pero el más utilizado en la medición directa es el penetrómetro cónico (Herrick & Jones, 2002). Un penetrómetro cónico es un equipo que mide la resistencia que opone el suelo al paso de una punta cónica estandarizada (Vásquez *et al.*, 2011). En general se conocen dos tipos de penetrómetros, los estáticos y los dinámicos. Los penetrómetros dinámicos se basan en la energía lograda por el impacto de una pesa como resultado de su caída libre a una altura determinada (Bengough *et al.*, 2000; Vanags *et al.*, 2004). Los penetrómetros dinámicos son instrumentos confiables, durables, baratos (Herrick & Jones, 2002) y con un manejo adecuado generan datos reproducibles, ya que la energía empleada no depende del operador sino de la altura de caída, masa de la pesa y la fuerza de gravedad (Herrick & Jones, 2002; Klvač *et al.*, 2010).

Los valores de la resistencia mecánica a la penetración del suelo varían considerablemente tanto de un suelo a otro como en un mismo suelo, ya que dependen del contenido de humedad, del tamaño de las partículas minerales (Duran, 2002), de la densidad aparente y de los agregados del suelo (Bengough *et al.*, 2000).

Los valores de resistencia a la penetración en los cuales el crecimiento radicular se ve afectado han sido determinados por varios trabajos. Threadgill (1982) menciona que los valores de resistencia a la penetración del suelo de 1.5 MPa reduce el crecimiento de las raíces y de 2 MPa a más lo impiden. Taylor y Gardner (1963) demostraron que los valores superiores a 2 MPa pueden impedir significativamente el crecimiento radicular y reducir el crecimiento de los cultivos. Mientras que Bowen *et al.* (1994), citado por Draghi *et al.* (2005), indican a los valores entre 0.9 a 1.5 MPa como límites para impedir el crecimiento satisfactorio de las raíces.

Lutz *et al.* (1986), citado por Mogollón (2012), estudiaron la relación entre el crecimiento de las raíces de los cítricos y las condiciones físicas de suelos arcillosos, encontrando que 1.5 MPa fue la resistencia mecánica del suelo a la penetración a partir del cual las raíces del cultivo mostraron dificultad para su crecimiento y desarrollo. Para Ehlers *et al.* (1983) los valores de resistencia mecánica del suelo a la penetración por encima de 2 MPa podrían limitar fuertemente el crecimiento radicular del cultivo de avena; mientras que Dexter (1986), en un trabajo de investigación con monocotiledóneas indica que 4 MPa es un valor

crítico en el desarrollo de raíces de este grupo de plantas cultivadas. Por su parte Vepraskas y Miner (1986) encontraron que el incremento de la resistencia mecánica del suelo a la penetración desde cero hasta 3.2 MPa restringe notoriamente el desarrollo radicular de las plantas indicando como valor crítico 2.8 MPa, a partir del cual ya se muestra limitaciones para el crecimiento y desarrollo radicular de las plantas.

2.2.4. Densidad aparente

La densidad aparente se relaciona directamente con la composición mecánica, el contenido de materia orgánica, el contenido de fragmentos de roca y la estructura del suelo (Gabriels & Lobo, 2006) y corresponde a la masa de partículas contenidas en el volumen total del suelo conservando su agregación natural (Navarro & Navarro, 2013), es decir, este volumen total consiste en el volumen de la fase sólida del suelo (orgánica e inorgánica) y el volumen total de poros (espacio ocupado por el agua y el aire del suelo) (Shukla, 2014).

La densidad aparente es un parámetro importante del suelo directamente relacionado con una serie de propiedades y procesos que ocurren en él; varía de acuerdo a la textura, la estructura, el contenido de materia orgánica (Navarro & Navarro, 2013) y el contenido de grava (Lampurlanés & Cantero, 2003). Además, refleja el contenido total de poros, la humedad del suelo, la tasa de infiltración y la erosionabilidad de un suelo (Rodríguez *et al.*, 2015) y es importante para el manejo de los suelos, ya que refleja la compactación, la permeabilidad y la facilidad de circulación del agua y el aire (Beutler *et al.*, 2017). También, permite hacer proyecciones sobre las posibilidades de emergencia y enraizamiento de las plantas (Gabriels & Lobo, 2006); y su persistencia en el tiempo es reflejo de la estabilidad de los agregados del suelo (Seguel *et al.*, 2003). La densidad aparente del suelo también varía a lo largo del año debido a procesos como la congelación y descongelación, la sedimentación por desecación y la energía cinética de la lluvia, el aflojamiento por acción de las raíces y las labores culturales agrícolas como la labranza (Lampurlanés & Cantero, 2003).

La densidad aparente óptima para un buen crecimiento y desarrollo de las plantas es diferente para cada suelo (tabla 5). En términos generales, la baja densidad aparente (alta porosidad) conduce a un mal contacto entre la raíz y el suelo; mientras que la alta densidad aparente (baja porosidad) reduce la aireación y aumenta la resistencia del suelo a la

penetración afectando la retención de humedad, lo que, a su vez, limita el crecimiento de las raíces (Lampurlanés & Cantero, 2003; Salamanca & Sodeghian, 2005). Esta propiedad del suelo es ampliamente utilizada en la agricultura porque está relacionado con las prácticas de manejo de suelos y porque influye sobre la productividad de los cultivos, además, es afectada por las partículas sólidas y el espacio poroso, el cual, a su vez, está determinado por el contenido de materia orgánica (Stine & Weil, 2002; Salamanca & Sodeghian, 2005).

Tabla 5. Estimación de la densidad aparente en función de la clase textural del suelo

Clase textural	Densidad aparente (g/cm³)
Arenoso	1.55 - 1.80
Franco arenoso	1.40 - 1.60
Franco	1.35 - 1.50
Franco arcilloso	1.30 - 1.40
Arcillo limoso	1.20 - 1.30
Arcilloso	1.20 - 1.25

Fuente: Flores y Alcalá (2010)

Los cambios en el contenido de la materia orgánica del suelo promueven la formación de macroporos y, consecuentemente, modifican las propiedades físicas como la estructura y la densidad aparente, así como la porosidad total, la infiltración y la capacidad de campo, además, facilita la labranza y la aireación del suelo (Seguel *et al.*, 2003; Murray *et al.*, 2011; Weil & Brady, 2017). Los estudios realizados por Mora *et al.* (2001) mostraron que los aportes de materia orgánica a los suelos agrícolas permiten incrementar el carbono orgánico del suelo, así como la biomasa microbiana, dando como resultado a través del tiempo una mayor fertilidad, agregación y estabilidad estructural del suelo. En la misma línea, Sánchez *et al.* (2005) y Seguel *et al.* (2003) mencionan que el aporte de enmiendas orgánicas al suelo promueve una disminución de la densidad aparente (aumento de la macroporosidad) logrando incrementos en la infiltración y fomentando una mayor estabilidad estructural porque la materia orgánica es considerada un agente cementante que favorece la agregación de las partículas primarias del suelo. El trabajo realizado por Alves *et al.* (2007) también demuestra que el aumento del contenido de la materia orgánica en el suelo proporciona una mejora en las propiedades y características físicas del suelo ya que permite la reducción de la densidad aparente y el incremento de la infiltración del agua a través del perfil del mismo.

La densidad aparente se evalúa con el método del cilindro biselado, método más conocido y aceptado ya que se aplica en la mayoría de los suelos agrícolas que presentan poca o ninguna pedregosidad interna o que no presentan abundante cantidad de raíces gruesas (Jaramillo, 2002). El valor de la densidad aparente es un parámetro necesario en varios cálculos relacionados con el suelo como calcular el peso de un determinado volumen de suelo (por ejemplo, el peso de la capa arable), también para transformar el contenido de humedad gravimétrica del suelo a humedad volumétrica y calcular la porosidad total del suelo (Lobo *et al.*, 1996; Jaramillo, 2002).

2.3. LOMBRICES DE TIERRA

Las lombrices de tierra son consideradas ingenieras del ecosistema (Jones *et al.*, 1994) debido a que intervienen en la aireación y la infiltración del suelo, además de proporcionar materia orgánica disponible para otros organismos del suelo (Huerta *et al.*, 2005, Fonte *et al.*, 2010a). Según Coyne (2000) las lombrices de tierra forman parte de la macrofauna edáfica porque influyen en gran medida sobre la estructura física del suelo, fomentando el crecimiento de las raíces y la ventilación del suelo gracias a las galerías que fabrican en él, al tiempo que remueven la materia orgánica. Además, aceleran la descomposición de la materia orgánica a través de la incorporación de residuos al suelo y activan tanto los procesos de mineralización como los de humificación (USDA, 1999).

Las lombrices de tierra son el componente predominante de la fauna del suelo en todos los ecosistemas, excepto en los lugares de clima seco (Lavelle & Spain, 2003). Se alimentan de hojarasca y residuos de las plantas en proceso de descomposición, cumpliendo un rol vital en la fertilidad del suelo (Ruiz *et al.*, 2008). Son altamente dependientes de la presencia de fuentes de carbono y cuando éstas son escasas su actividad disminuye (Lavelle *et al.*, 1999, citado por Mestanza, 2016). Es por ello que la aplicación de residuos orgánicos al suelo (residuos de cultivo, cultivos de cobertura, abonos verdes o estiércoles) se considera como una práctica de manejo indirecto porque no manipula a los organismos del suelo, sino que son un medio para promover su actividad, sobre todo en la zona de raíces del cultivo (Ruiz *et al.*, 2008).

Edwards (1983), citado por el USDA (1999), señala que 100 lombrices/m² es una población adecuada en sistemas agrícolas y por lo general no suelen exceder las 200

lombrices/m². Mientras que la FAO (2014) establece un rango poblacional entre 30 y 300 lombrices/m² para suelos arables. Cañazca (2007), citado por Mestaza (2016), sostiene que su densidad poblacional está relacionada con el grado de perturbación y uso del suelo, concluyendo que en suelos donde no hay uso de pesticidas la densidad es mayor respecto de los suelos donde se han aplicado pesticidas. Lozano (2016) menciona que las lombrices abundan en zonas de buena humedad y disponibilidad de agua e indica que el rango de 70 a 80 por ciento de humedad del suelo es la más adecuada para las lombrices de tierra.

2.4. MICROORGANISMOS DEL SUELO

En el suelo habitan la mayor diversidad de especies de hongos, protozoos, algas y bacterias (Germida & Siciliano, 2001; Buée *et al.*, 2009; Sanon *et al.*, 2009). De los microorganismos mencionados las bacterias son las más abundantes y diversas, probablemente por tener un crecimiento más rápido y usar una gran variedad de compuestos como fuentes de carbono y nitrógeno (Arone, 2012).

La actividad, ecología y dinámica de las poblaciones microbianas que forman parte del suelo se ven afectadas por las características físico-químicas del mismo y por los propios organismos (Hinsinger *et al.*, 2009). Las bacterias y los hongos son fundamentales tanto en suelos naturales como agrícolas para el buen funcionamiento de los ciclos biogeoquímicos ya que están implicados en los ciclos del carbono, nitrógeno, fósforo y azufre, así como en la transferencia de energía a los niveles superiores de la cadena trófica y en los procesos edáficos como la formación de agregados, la descomposición de la materia orgánica o la eliminación de toxinas (Arone, 2012).

Las características microbianas del suelo pueden ser un buen indicador de los cambios en la disponibilidad de recursos, la contaminación o la estructura del suelo, por ello pueden ser clave para determinar, entender y hacer frente a las alteraciones que puedan producirse por el impacto de los factores ambientales y antrópicos al suelo (Delong & Pace, 2001; Bardgett, 2002). Además, la elevada densidad y diversidad que caracteriza a los microorganismos del suelo permite que éstos se adapten rápidamente a los cambios en las condiciones ambientales por medio de ajustes en las tasas de la actividad, la biomasa y la estructura de la comunidad microbiana presentes en el suelo (Schloter *et al.*, 2003; Arone, 2012).

2.4.1. Bacterias

Las bacterias son los procariotas más diversos y abundantes del suelo, sin embargo, son los organismos menos evolucionados, de menor complejidad estructural y los más pequeños (Ferrera, 2007). La mayoría de las bacterias del suelo son quimioheterótrofos, es decir, que obtienen la energía necesaria para su crecimiento y reacciones biosintéticas de la oxidación de materiales inorgánicos y cuya fuente de carbono es el CO₂ (Alexander, 1994). Las bacterias suelen ser más numerosas que los otros microorganismos y, por ello, las bacterias autóctonas pueden considerarse los residentes “verdaderos” y permanentes de un suelo determinado (Coyne, 2000).

a. *Azotobacter* spp.

La importancia ecológica de la fijación biológica de nitrógeno es enorme ya que las estimaciones generales de nitrógeno fijado en los ecosistemas naturales y agrícolas por los microorganismos en simbiosis, en asociación o en vida libre supera a lo aplicado en forma de fertilizantes (Rodrigues *et al.*, 2018). Las bacterias diazotróficas de vida libre son componentes importantes del suelo ya que ningún organismo superior presenta esta capacidad (Navarro & Navarro, 2013) y en la rizósfera, los exudados radiculares conformados por sustancias diversas crean un ambiente nutricional enriquecido que favorece el crecimiento de las bacterias del suelo (Mayz, 2004).

La relación que se establece entre las bacterias y las plantas superiores puede ser favorable, perjudicial o neutra. Dentro de las relaciones favorables se encuentran la asociación con bacterias fijadoras de nitrógeno, entre las que sobresalen los géneros de *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Pseudomonas* y *Burkholderia* (Estrada *et al.*, 2001). El género *Azotobacter* spp. es el género bacteriano más estudiado debido a que, además de su capacidad para fijar nitrógeno atmosférico (0.5 kg/ha/año), también sintetiza sustancias que promueven el crecimiento vegetal como el ácido indolacético, las giberelinas y el grupo de las vitaminas B (Rodrigues *et al.*, 2018).

Las bacterias fijadoras de nitrógeno pueden ser categorizadas dentro del grupo de las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR, por sus siglas en inglés), ya que ejercen un efecto benéfico sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas cultivadas (Mayz, 2004).

b. Bacterias nitrificantes

La nitrificación es un conjunto de reacciones bacterianas que conducen a la formación de nitrito y nitrato. Este proceso es llevado a cabo, preferentemente, por bacterias autótrofas Gram negativas de la familia Nitrobacteriaceae cuya velocidad de crecimiento es baja (Frioni, 2005).

Las bacterias nitrificantes viven en una gran variedad de hábitats entre los que tenemos el agua dulce, el agua de mar y el suelo, donde realizan una oxidación secuencial aeróbica del amonio a nitrito y posteriormente a nitrato (Avenidaño, 2011). Cada etapa es realizada por diferentes géneros bacterianos que utilizan NH_4^+ o NO_2^- como fuente de energía, el O_2 como aceptor de electrones y el CO_2 como fuente de carbono (Ahn, 2006). Esta oxidación la efectúa un conjunto de bacterias aeróbicas muy sensibles a los agentes externos y comprendidos en un grupo bastante reducido como *Nitrosomonas*, *Nitrospira*, *Nitrosococcus* y *Nitrosolobus* que realizan la nitrificación (oxidación de amonio a nitrito) y el género *Nitrobacter* que oxida el nitrito a nitrato. Se encuentran en todos los suelos a excepción de los suelos muy ácidos o turbosos (Navarro & Navarro, 2013).

Según Anh (2006) la ecuación de oxidación de *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* en la nitrificación se puede representar de la siguiente manera:



Andrade *et al.* (2015) mencionan que el proceso de nitrificación ha aumentado debido a actividades antrópicas por lo que puede tener consecuencias negativas, ya que da lugar a la pérdida de grandes cantidades de nitrato por lixiviación con la consecuente contaminación de las aguas subterráneas. Es por ello que es importante conocer su densidad poblacional de las bacterias nitrificantes en los suelos agrícolas.

c. Actinobacterias

Las actinobacterias ocupan múltiples nichos en todos los ambientes y son muy importantes en los suelos superficiales ya que representan hasta el 63 por ciento de las comunidades bacterianas (Hackl *et al.*, 2004). Las actinobacterias equivalen a 10^7 unidades formadoras de colonias (UFC) por gramo de suelo en los pastizales (Cho *et al.*, 2008) y a 10^4 UFC por

gramo de suelo en campos cultivados (Shirokikh *et al.*, 2002). Las actinobacterias están presentes en suelos de todas las latitudes, hábitats de agua dulce y marina, minas profundas, plantas y animales; existen, también, en suelos menos estudiados como en los extremadamente ácidos o alcalinos o en dunas de arena (Coyne, 2000).

Las actinobacterias son bacterias filamentosas Gram positivas comunes en los suelos, sobre todo en suelos de elevado pH y poca humedad, además, debido a que forman micelios se les solía incluir en el grupo de los hongos (Mayz, 2004). Asimismo, son quimioorganótrofos que degradan compuestos resistentes al ataque bioquímico de otros grupos microbianos como por ejemplo desdoblar la quitina. Además, producen antibióticos y son importantes agentes de degradación de la materia orgánica en el suelo, contribuyendo activamente a la formación de humus estable (Alexander 1997; Paul & Clark, 1996).

Las actinobacterias suelen ser saprófitas, por lo que su cantidad, diversidad y actividad bioquímica a menudo responde al contenido de materia orgánica en el suelo (Sagová & Kopecký, 2016) en contraste con su respuesta a la adición de fertilizantes sintéticos, ya que Zhang *et al.* (2007) observaron una mayor proporción de actinobacterias en un sitio no fertilizado que en uno que recibió una alta tasa de fertilización mineral. Los cambios estacionales en las comunidades de actinobacterias se atribuye a los cambios en la composición de la materia orgánica del suelo y el contenido de humedad del mismo (Myers *et al.*, 2001) y estos cambios son más pronunciados en el subsuelo que en el suelo superficial debido a que en este último hay mayores fluctuaciones en la disponibilidad de nutrientes (Sagová & Kopecký, 2016).

Las actinobacterias pueden colonizar la rizósfera de las plantas donde suelen afectar las raíces vegetales o beneficiarse de sus exudados pues representan una fuente de alimento fácilmente disponible (Sagová & Kopecký, 2016). Del mismo modo, promueven el crecimiento vegetal a través de la fijación de nitrógeno atmosférico o como antagonista de patógenos fúngicos y también sus metabolitos secundarios se utilizan en la agricultura como herbicidas o insecticidas (Coombs *et al.*, 2004).

2.4.2. Hongos

Los hongos del suelo constituyen un grupo de organismos multicelular muy diverso que han desarrollado una increíble forma de asegurar su capacidad reproductiva debido a su forma de crecimiento micelial, que se adapta bien al entorno heterogéneo del suelo donde las fuentes de nutrientes pueden estar separadas espacialmente a largas distancias en la escala microbiana, permitiéndole tener un crecimiento indeterminado que se extiende indefinidamente siempre que haya suficientes recursos disponibles para sostener su crecimiento (Frey, 2016). Asimismo, son una parte integral de la comunidad biótica del suelo porque contribuye significativamente a la descomposición de la materia orgánica, la liberación y el recambio de nutrientes, la formación y el mantenimiento de la estructura del suelo, la extensión radicular a través de la formación de redes micorrízicas y la promoción y la supresión de las enfermedades de los cultivos (Deacon, 1997, citado por Frey, 2016).

Los propágulos varían entre 2.0×10^4 y 1.0×10^6 propágulos fúngicos por gramo de suelo (Coyne, 2000), además, estos microorganismos constituyen la biomasa más abundante en los suelos con valores que van desde los 500 hasta los 5000 kg/ha (Morton, 1997). Incluso en algunos suelos la biomasa fúngica es igual o superior al de la biomasa radicular debido a que las hifas de los hongos filamentosos suelen tener un diámetro de 2 a 10 μm , pero pueden alcanzar extensas longitudes y explorar grandes volúmenes de suelo (Taylor & Sinsabaugh, 2015).

La distribución de los hongos del suelo está determinada por la disponibilidad de carbono orgánico debido a que son fundamentalmente saprófitos, es decir, que crecen en tejidos muertos y en descomposición. Usualmente se ubican entre 0 y 15 cm de profundidad del suelo (Coyne, 2000). Son capaces de colonizar cualquier nicho que contenga cualquier fuente de materia orgánica porque tienen una alta capacidad de competencia entre ellos y otros grupos microbianos por sustratos orgánicos, a su vez que, diferentes microambientes direccionan diferente sucesión de hongos saprófitos (Morton, 1997).

Según Frey (2016) los hongos del suelo se pueden agrupar en tres grupos funcionales generales (tabla 6).

Tabla 6. Grupos funcionales de los hongos del suelo

Grupos	Función
Saprófitos	Descomposición de la materia orgánica Inmovilización y liberación de nutrientes Acumulación de materiales tóxicos Formación y estabilización de agregados Supresión de patógenos
Mutualistas	Transporte de nutrientes y agua a las raíces de las plantas Protección contra patógenos radiculares y metales pesados
Patógenos	Causar enfermedades de plantas y animales

Fuente: Frey (2016)

2.5. LA RIZÓSFERA

La rizósfera es definida como la zona donde las raíces de una determinada planta pueden alterar la biología y la química de los suelos (Hinsinger *et al.*, 2005; Bais *et al.*, 2006). Aunque la extensión física de la rizósfera no es sencilla de definir por la compleja interfaz suelo-raíz se considera que se extiende solo unos pocos milímetros de la superficie de la raíz (Bertin *et al.*, 2003; Arone, 2012).

La rizósfera, según Morgan *et al.* (2005) y Arone (2012) se divide en tres áreas. La ectorizósfera, zona del suelo alrededor de las raíces vegetales y los microorganismos que la habitan; el rizoplano, formado por la superficie radicular y los microorganismos allí presentes; y, la endorizósfera, formada por la corteza radicular de la raíz invadida y colonizada por los microorganismos (infección no patogénica).

La población microbiana en la rizósfera es mucho mayor que en el resto del suelo (Lynch & Whipps, 1990) debido a la alta concentración de nutrientes que aporta la planta en esa zona y que favorece la actividad y crecimiento microbiano (Bais *et al.*, 2006; Cesco *et al.*, 2010). En contraste, el crecimiento microbiano en el suelo no rizosférico se ve limitado por la escasa disponibilidad de fuentes de carbono orgánico (Dennis *et al.*, 2010). Además, la escasa aplicación externa de materias orgánicas hace complicado mantener una biomasa microbiana constante en el suelo no rizosférico (De Nobili *et al.*, 2001).

Las plantas liberan a través de sus exudados radiculares entre un 20 y un 48 por ciento de sus productos fotosintéticos como azúcares solubles, aminoácidos, hormonas, vitaminas y ácidos orgánicos (Marcial *et al.*, 2003; Mougel *et al.*, 2006; Houlden *et al.*, 2008). Los

exudados de bajo peso molecular liberados son factores importantes que influyen en la diversidad y la tasa de crecimiento de los microorganismos rizosféricos (Gupta & Mukerji, 2002). Estos exudados alteran su composición cualitativa y cuantitativa en función de factores ambientales que incluyen el pH, el tipo de suelo, el estado de oxigenación, la intensidad luminosa, la temperatura del suelo, la disponibilidad de nutrientes y la presencia de materia orgánica (Arone, 2012). Asimismo, la especie vegetal, su ciclo de crecimiento y tipo de raíz también influyen en la producción de exudados, y estos, a su vez, ejercen presión selectiva sobre la comunidad microbiana presente en la rizósfera (Hartmann *et al.*, 2009; Berg & Smalla, 2009).

Los compuestos orgánicos liberados en forma de exudados o rizodeposiciones se pueden dividir en cinco grupos en función a su forma de liberación y tamaño (Dennis *et al.*, 2010; Arone, 2012). 1) Exudados hidrosolubles, sustancias de bajo peso molecular que se libera a favor de una gradiente de concentración; 2) secreciones, sustancias de mayor peso molecular que se liberan en contra del potencial químico o electroquímico; 3) lisados, provienen de la autólisis celular, es decir, comprenden el contenido celular (raíces muertas) e influyen sobre la biomasa microbiana, el mantenimiento de la materia orgánica del suelo y la dinámica del ciclo del nitrógeno; 4) gases, son de bajo peso molecular como el etileno, dióxido de carbono y dióxido cianhídrico; y 5) mucílagos, sustancias compuestas principalmente por polisacáridos y ácidos poligalacturónicos de alto peso molecular.

2.6. FERTILIZACIÓN ORGÁNICA

Se entiende como fertilización orgánica al uso de todo material de origen orgánico para la fertilización de cultivos o como mejorador de suelos. Las fuentes de materia orgánica que se usan mayormente son estiércoles de diversos animales como ovino, caprino, vacuno, camélido, gallinaza, compost, Guano de Islas y humus de lombriz, ya que la incorporación de estos al suelo influye en la mejora la estructura del suelo, disminuye la densidad aparente, mejora el espacio poroso, favorece la permeabilidad, incrementa la retención de agua, aumenta la temperatura del suelo, incrementa la capacidad de intercambio iónico del suelo, aumenta la disponibilidad de nutrientes, atenúa la retrogradación del P y K, favorece la formación de CO₂ (importante para procesos de formación de suelos), evita variaciones bruscas de pH y aumenta y regula la actividad microbiana del suelo (Antunez de Mayolo, 1994, citado por Mamani, 2016).

2.6.1. Guano de Islas

El Guano de Islas es uno de los abonos naturales de mejor calidad en el mundo por su alto contenido de nutrientes. Éste se origina por la acumulación de las deyecciones de las aves guaneras (guanay, piquero común y pelícano peruano) que se mezcla con las plumas, los restos de aves muertas, los huevos, etc., el cual experimenta un proceso de fermentación sumamente lento, lo que permite mantener sus componentes al estado de sales. Una de sus principales propiedades es que conserva un lugar de preferencia entre los abonos orgánicos comerciales debido a su producción y a sus cualidades excepcionales como fuente orgánica de fertilización edáfica (Guerrero, 1993; citado por Miyashiro, 2014). Además, cuando se aplica el Guano de Islas al suelo, en promedio el 35 por ciento del nitrógeno y el 56 por ciento del fósforo se encuentran disponibles de forma inmediata para ser tomados por las plantas, mientras que la fracción orgánica se sigue mineralizando para aportar nutrientes durante el desarrollo del cultivo (Villagarcía & Aguirre, 2014).

En referencia a la composición, el Guano de Islas es clasificada por Gonzales (1951) en tres categorías naturales: 1) Guano de Islas rico, con alto contenido de nitrógeno; 2) Guano de Islas de menor contenido de nitrógeno; y 3) Guano de Islas pobre, de bajo contenido de nitrógeno y rico en fósforo; mientras que Villagarcía y Aguirre (2014) clasifican el Guano de Islas en dos categorías naturales y dos comerciales:

- Guano de Islas rico: es de formación reciente, cuya composición de nitrógeno es de 9 a 15 por ciento y se presenta bajo las tres formas posibles: orgánica entre 9 a 10 por ciento (especialmente ácido úrico), amoniacal entre 4 a 4.5 por ciento (sobretudo cloruro y bicarbonato de amoniacal) y nítrica de alrededor del 0.1 por ciento. El contenido de ácido fosfórico es de 8 por ciento, el cual es rápidamente asimilable por la planta dependiendo de las condiciones del suelo y el clima. El contenido de potasio es de 1 a 2 por ciento, soluble en su totalidad y por ello fácilmente asimilable. Adicionalmente, el Guano de Islas rico presenta CaO (7-8 por ciento), MgO (0.4-0.5 por ciento), azufre (1.5-1.6 por ciento), cloro (1.5 por ciento), sodio (0.8 por ciento) y una humedad del 20 por ciento con un pH que fluctúa entre 6.2 y 7.
- Guano de Islas pobre: es de formación antigua, llamado también Guano de Islas fosfatado debido a su alto contenido de ácido fosfórico, tiene un bajo contenido de nitrógeno como resultado de la pérdida sufrida por la volatilización del

nitrógeno amoniacal; el contenido de potasio es similar al del guano rico. En suma, su contenido de nitrógeno va de 1 a 2 por ciento, de ácido fosfórico de 16 a 20 por ciento como P_2O_5 , de potasio de 1 a 2 por ciento como K_2O y CaO de 16 a 19 por ciento.

- Guano de Islas balanceado: es el resultado de la combinación de Guano de Islas pobre con urea o sulfato de amonio (incluso con Guano de Islas rico) con la finalidad de obtener abonos compuestos equilibrados, que contienen una proporción suficiente de guano intacto y elementos minerales. Presenta un contenido de nitrógeno de 10 a 12 por ciento, ácido fosfórico de 9 a 10 por ciento como P_2O_5 y potasio de 2 por ciento como K_2O .
- Guano de Islas 10-10-2: resulta de la mezcla física del guano rico en nitrógeno y guano fosfatado, comercializada por el Programa de Desarrollo Productivo Agrario Rural (AgroRural) del Ministerio de Agricultura y Riego del estado peruano.

La recolección del guano de las islas se realiza en forma artesanal y racional para evitar su rápido agotamiento. Es así que, la recolección en una isla determinada no se repite en un lapso no menor a cinco años. Se tiene que hacer mención que, el relieve de estas islas es bastante irregular por lo que la recolección es con un uso intensivo de mano de obra (Machaca, 2018). Pero esa cosecha en lo sustantivo es para conservar el hábito de vida de las aves guaneras.

2.6.2. Estiércol

Según Tapia y Fries (2007), el estiércol es la principal fuente orgánica de fertilización edáfica y su apropiado manejo es una excelente alternativa para ofrecer nutrientes a las plantas y a la vez mejorar las características físicas y químicas del suelo, a la vez que promueve la actividad de los macro y microorganismos del suelo. Debido a que, de todo el forraje que consumen los animales de granja (ovinos, vacunos, camélidos, cuyes entre otros), sólo una quinta parte es utilizada en su propio metabolismo (mantenimiento o incremento de peso y producción), mientras que el resto es eliminado en el estiércol y la orina.

El estiércol contiene un buen número de nutrientes para las plantas ya que casi la mitad del nitrógeno que contiene está en forma amoniacal y, si se maneja bien, está disponible casi inmediatamente, mientras que el resto se encuentra en diversos compuestos orgánicos y no está disponible para las plantas. El nitrógeno orgánico debe ser convertido a nitrógeno amoniacal antes de ser absorbido por las plantas a través de procesos microbianos regulados por la temperatura y la humedad del suelo, este nitrógeno continúa por dos o tres años después de ser aplicado al suelo (Wild, 1992). Entre el 25 y 75 por ciento del nitrógeno presente en el estiércol está disponible durante el año en que se aplicó (dependiendo del tipo de estiércol y la forma en que se ha manejado) y aproximadamente la mitad del nitrógeno será liberada al año siguiente y así sucesivamente (Alcón, 2018).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DEL CAMPO EXPERIMENTAL

El presente trabajo de investigación se realizó entre los meses de diciembre del 2017 y agosto del 2018 en un campo ubicado en el distrito de Huando, provincia y región de Huancavelica. Las coordenadas geográficas del campo son para la latitud de $12^{\circ}33'36''$ S, para la longitud de $74^{\circ}57'11''$ W y para la altitud de 3507 msnm. En la figura 4 se muestra la ubicación del campo experimental que fue el área dentro del recuadro amarillo, donde los puntos más bajos del terreno están en la parte superior de la figura y los puntos más altos del terreno en la parte inferior.



Figura 4. Ubicación de la parcela experimental

3.2. HISTORIAL DEL CAMPO

Este campo, pertenece a la Asociación de Productores Agropecuarios “Naturaleza Mágica”, que son un grupo de agricultores dedicados a la siembra y comercialización del cultivo de la quinua. Este campo en particular se dedicó por cinco años consecutivos al monocultivo de la quinua var. Hualhuas, con aplicación de nitrato de amonio como única fuente de nutrientes, incluyendo el año previo a la instalación del presente experimento.

3.3. MATERIALES

3.3.1. Características fisicoquímicas del suelo

El análisis del suelo se realizó en base a una muestra compuesta. El campo tiene una pendiente aproximada del 2 por ciento. Los resultados presentados en la tabla 7 indican un contenido bajo en sales por lo que no tendrá efectos adversos sobre el cultivo, además la quinua se considera muy tolerante a la salinidad edáfica (Mujica *et al.*, 2001). El análisis mecánico de las fracciones minerales indica una textura franca. El pH indica que el suelo es moderadamente alcalino. El contenido de CaCO₃ se considera alto. La materia orgánica y por lo tanto el nitrógeno total es medio. Asimismo, el contenido de fósforo disponible también es medio. Por otro lado, el contenido de potasio disponible es alto. Estos niveles indicarían una mediana a baja probabilidad de respuesta a la fertilización fosforado-potásica y una mediana a alta probabilidad de respuesta a la fertilización nitrogenada. El valor de la CIC indica fertilidad potencial media.

Tabla 7. Análisis de caracterización del suelo donde se instalaron las parcelas experimentales de quinua en Huando (Huancavelica)

Análisis de caracterización de suelo		
pH (1:1)		8.04
C.E. (1:1)	dS/m	0.60
CaCO ₃	%	5.70
M.O.	%	2.11
P	ppm	8.40
K	ppm	488.00
Arena muy gruesa	%	2.48
Arena gruesa	%	7.26
Arena media	%	8.84
Arena fina	%	10.08
Arena muy fina	%	11.04
Limo	%	34.13
Arcilla	%	26.17
Clase textural		Franco
CIC	meq/100g	19.20
Ca ⁺²	meq/100g	16.55
Mg ⁺²	meq/100g	1.28
K ⁺	meq/100g	1.25
Na ⁺	meq/100g	0.11
Al ⁺³ + H ⁺	meq/100g	0.00
Saturación de bases	%	100.00

Fuente: Laboratorio de Suelos, Plantas. Aguas y Fertilizantes de la UNALM

3.3.2. Condiciones meteorológicas

La tabla 7 presenta los datos climatológicos correspondientes a la zona experimental durante el periodo vegetativo del cultivo, de diciembre de 2017 a agosto de 2018, los mismos fueron obtenidos del registro de datos de la Estación Meteorológica de Huancavelica, perteneciente a la Dirección de Redes de Observación y Datos del Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú (SENAMHI).

Tabla 8. Parámetros climatológicos promedio de la zona de Huando en el periodo experimental de diciembre de 2017 a agosto de 2018

Meses	Temperatura promedio	Temperatura máxima	Temperatura mínima	Humedad relativa	Precipitación	
	(°C)	(°C)	(°C)	(%)	mm	m ³ /ha
Diciembre	9.8	18.8	4.4	65	70.4	704
Enero	8.6	18.5	3.9	75	140.9	1409
Febrero	9.2	18.6	4.4	76	140.1	1401
Marzo	8.9	18.6	4.7	79	141.7	1417
Abril	8.4	18.6	3.0	74	86.3	863
Mayo	8.1	18.6	1.2	60	30.7	307
Junio	7.2	18.6	0.3	63	13.3	133
Julio	7.3	18.6	1.1	58	18.8	188
Agosto	7.3	18.6	1.2	66	48.2	482

Fuente: Senamhi

En la tabla 7 se observa incrementos marcados de la precipitación en los meses de enero a marzo porque corresponden justamente a la época de lluvias en los Andes Centrales. Se observa también un ligero incremento en la temperatura en los meses de enero a marzo, donde la humedad relativa muestra, al mismo tiempo, sus valores más altos. Tanto la precipitación, la temperatura, así como la humedad relativa disminuyen en los meses de abril a agosto.

3.3.3. Abonos orgánicos

Los abonos orgánicos aplicados como fuentes edáficas de fertilización orgánica fueron el Guano de Islas y el estiércol de ovino. El primero fue adquirido de AgroRural y el segundo de los criadores de ovino de Huando. La composición química de éstos se detalla en la tabla 8. Los mismos fueron aplicados en tres dosis cada una con sus respectivas combinaciones.

Tabla 9. Análisis químico del estiércol de ovino y del Guano de Islas empleados en el presente experimento

Abonos	pH	C.E. (dS/m)	M.O. (%)	N (%)	P ₂ O ₅ (%)	K ₂ O (%)	CaO (%)	MgO (%)	Na (%)	Humedad (%)
Estiércol de ovino	8.40	7.29	56.41	2.19	0.95	2.95	6.20	1.02	0.21	18.20
Guano de Islas	7.04	60.80	18.61	14.87	14.34	4.48	11.62	1.03	4.20	8.74

Fuente: Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes de la UNALM

3.3.4. Semilla

En el presente experimento, se empleó una variedad de quinua blanca denominada “Hualhuas”. Proporcionada por el banco de germoplasma del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA).

La variedad Hualhuas fue obtenida por la Universidad Nacional del Centro del Perú (UNCP) mediante el proceso de selección de segregantes, selección masal y genealógica. Fue lanzada por la Estación Experimental Agrícola El Mantaro de la UNCP en el año de 1975; su crecimiento es de tipo herbáceo, de hábito no ramificado, con un ciclo vegetativo que va de 150 a 160 días, cuyo rendimiento potencial de grano es de hasta 3.2 toneladas por hectárea (Apaza *et al.*, 2013).

Las condiciones óptimas para que esta variedad exprese todo su potencial y logre 3200 kg/ha de rendimiento debe sembrarse en un suelo bien mullido (sin terrones), entre el 15 de noviembre y el 15 de diciembre, a 0.7 m de distancia entre surcos, con una fertilización que satisfaga la fórmula de 100-80-80 para NPK respectivamente, fraccionando el abono nitrogenado en dos partes (mitad a la siembra y mitad al aporque) y tanto el abono fosforado como potásico deben ser aplicados a la siembra. Se debe prevenir el ataque tanto de insectos como de hongos con paratión metílico (Folidol M-72) y mancozeb (Ridomil MZ), respectivamente. Por último, la cosecha se debe realizar cuando no haya amenaza de lluvias y la humedad del ambiente esté seco (“Formación de las variedades de quinua Huancayo y Hualhuas”, s.f.).

3.4. METODOLOGÍA

3.4.1. Tratamientos en estudio

El factor dosis de Guano de Islas (G) tuvo tres niveles de aplicación, llámese G1: 0 kg/ha, G2: 500 kg/ha y G3: 1000 kg/ha. El factor dosis de estiércol de ovino (E) también tuvo tres niveles de aplicación, que fueron E1: 0 kg/ha, E2: 2500 kg/ha y E3: 5000 kg/ha.

En la tabla 10 se presenta los nueve tratamientos que se evaluaron en el presente trabajo de investigación, que resultaron de la combinación de los tres niveles de fertilización edáfica de cada factor en estudio.

Tabla 10. Clave y descripción de los tratamientos en estudio

Tratamientos	Clave	Descripción	
		Dosis de Guano de Islas (kg/ha)	Dosis de estiércol de ovino (kg/ha)
T1	G1E1	0	0
T2	G1E2	0	2500
T3	G1E3	0	5000
T4	G2E1	500	0
T5	G2E2	500	2500
T6	G2E3	500	5000
T7	G3E1	1000	0
T8	G3E2	1000	2500
T9	G3E3	1000	5000

3.4.2. Características del campo experimental

El campo experimental constó de 630 metros cuadrados en total (incluye las calles y las parcelas experimentales) en la que se trabajó con 20 m² por parcela o unidad experimental. En la tabla 10 se describe los tratamientos instalados en la presente tesis y en la tabla 11 se detalla las características del campo experimental. La randomización de los tratamientos en el campo experimental y su distribución fueron como se describe en la tabla 12. El trabajo constó de tres bloques (equivale a tres repeticiones) arrojando un total de 27 unidades experimentales instaladas.

Tabla 11. Características del campo experimental

Características del campo	Dimensiones
Número de parcelas por bloque	: 9
Número de surco por parcela	: 5
Distancia entre surcos	: 0.80 m
Ancho de parcela	: 4 m
Longitud de parcela	: 5 m
Área de surco	: 4 m ²
Área de parcela	: 20 m ²
Número de bloques	: 3
Área de bloque	: 180 m ²
Área neta	: 540 m ²
Ancho de calles	: 1 m
Largo de calles	: 45 m
Número de calles	: 2
Área de calles	: 90 m ²
Área total	: 630 m ²

Tabla 12. Randomización de los tratamientos en el campo experimental

Unidades experimentales					
Bloque I		Bloque II		Bloque III	
Código de parcela	Tratamiento	Código de parcela	Tratamiento	Código de parcela	Tratamiento
101	T9	118	T1	119	T3
102	T5	117	T7	120	T6
103	T2	116	T8	121	T9
104	T4	115	T5	122	T7
105	T8	114	T2	123	T4
106	T7	113	T6	124	T1
107	T3	112	T9	125	T5
108	T1	111	T3	126	T8
109	T6	110	T6	127	T2

3.4.3. Diseño experimental

El diseño estadístico experimental empleado fue el de Diseño en Bloques Completamente al Azar (DBCA) con arreglo factorial 3^2 , pues consistió de dos (2) factores (Guano de Islas y estiércol de ovino) y cada factor consistió de tres (3) niveles, arrojando 9 tratamientos que fueron distribuidos en tres bloques haciendo un total de 27 unidades experimentales. El paquete estadístico utilizado fue RStudio con el que se analizó la varianza (tabla 13) y se hizo la prueba de comparación de medias con Tukey. El modelo aditivo lineal fue el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \tau_k + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk},$$

donde:

Y_{ijk} : es el valor observado al finalizar el experimento de la unidad experimental que recibirá el i-ésimo factor G con el j-ésimo factor E en el k-ésimo bloque.

μ : efecto de la media general.

τ_k : efecto del k-ésimo bloque.

α_i : efecto incremental sobre la media causado por el nivel i del factor G.

β_j : efecto incremental sobre la media causado por el nivel j del factor E.

$(\alpha\beta)_{ij}$: efecto incremental sobre la media causado por la interacción del nivel i del factor G con el nivel j del factor E.

E_{ijk} : efecto aleatorio del error

Tabla 13. Cuadro del análisis de varianza (ANVA)

Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	F calculado
Bloques	B-1	SC Bloques	$\frac{(SC \text{ Bloques})}{(B-1)}$	$\frac{CM \text{ Bloques}}{CM \text{ Error}}$
Dosis de Guano (G)	G-1	SC G	$\frac{(SC \text{ G})}{(G-1)}$	$\frac{CM \text{ G}}{CM \text{ Error}}$
Dosis de Estiércol (E)	E-1	SC E	$\frac{(SC \text{ E})}{(E-1)}$	$\frac{CM \text{ E}}{CM \text{ Error}}$
Interacción GE	(G-1)(E-1)	SC GE	$\frac{(SC \text{ GE})}{(G-1)(E-1)}$	$\frac{CM \text{ GE}}{CM \text{ Error}}$
Error	(GE-1)(B-1)	SC Error	$\frac{(SC \text{ Error})}{(GE-1)(B-1)}$	-----
Total	GEB-1	SC Total	-----	-----

3.4.4. Conducción del experimento

Preparación del terreno: se pasó el arado de discos a una profundidad de 30 cm cuando el suelo tenía 17 por ciento de humedad aproximadamente, posteriormente se hizo el desterronado de forma manual; luego se hizo el surcado también de forma manual a 0.8 m de distancia entre surcos. Finalmente se procedió al marcado de los bloques, las calles y las parcelas utilizando wincha, cordel, estacas y cal.

Preparación de insumos: se seleccionó 2.2 kg de semilla de quinua variedad Hualhuas por su pureza y sanidad, pues era la cantidad que se requería para la instalación de todo el experimento. Se adquirió un saco de Guano de Islas de AgroRural y se procedió a tomar una muestra para su análisis químico (tabla 9), luego se pesaron 200 y 400 g de Guano de Islas en función de la dosis a aplicar por surco y se pusieron en bolsas con la información del experimento (número de parcela e identificación del tratamiento según randomización y dosis). Del mismo modo, fueron necesarios cuatro sacos de estiércol de ovino de los cuales también se tomó una muestra compuesta para su análisis químico (tabla 9) y se usaron recipientes de plástico (baldes) marcados a un nivel equivalente a 1 y 2 kg de estiércol de ovino por surco para luego aplicarlos en función a la randomización y dosis correspondiente por parcela.

Siembra: se hizo la aplicación del estiércol de ovino según la randomización y la dosis correspondiente a chorro continuo. Acto seguido se distribuyeron las bolsas conteniendo las dosis de Guano de Islas según la randomización indicada y luego se aplicaron en forma de chorro continuo sobre el estiércol en las parcelas que lo contenían. La aplicación de ambos abonos se hizo en el fondo de surco (figura 5) cubriendo un ancho de aproximadamente 30 cm en el mismo. Y, por último, se hizo la siembra distribuyendo las semillas de quinua a también a chorro continuo y también en el fondo de surco (sobre los abonos) de tal forma que se asegurara una población equivalente a 150'000 plantas por hectárea en todas las parcelas experimentales (figura 6). La siembra se realizó el día 7 de diciembre de 2017. La germinación ocurrió entre el día 7 y 10 después de la siembra.



Figura 5. Aplicación de los abonos orgánicos en el fondo de surco



Figura 6. Siembra de semillas de quinua a chorro continuo, en el fondo de surco

Resiembra: se realizó a los 21 días después de la siembra para corregir las fallas de la siembra y así uniformizar el campo de cultivo. La resiembra se realizó el día 28 de diciembre de 2017.



Figura 7. Campo experimental después de la resiembra

Aporque y desahíje: esta labor se realizó a 50 días después de la siembra. Con el aporque se busca dar estabilidad a las plantas y se aprovecha esta misma labor para desahijar las plantas menos vigorosas y dejar una población de 15 planta por metro lineal aproximadamente.

Control de malezas: esta labor se realizó de forma manual en cuatro ocasiones durante la campaña agrícola en las etapas fenológicas denominadas cuatro hojas verdaderas, seis hojas verdaderas, ramificación e inicio de panojamiento, controlando sobre todo en el periodo crítico del cultivo y en la época de lluvias, es decir, que esta labor fue crucial hasta marzo.

Control fitosanitario: El control se hizo solamente para hacer frente al mildiú de la quinua (*Peronospora variabilis* Gäum) debido a que su presencia era muy persistente en los meses de febrero y marzo, en los que aumentó la humedad relativa a consecuencia de las lluvias. Se aplicó Mancozil, a una dosis de 2 g/l, para hacer frente a esta enfermedad en dos ocasiones.

Cosecha: la cosecha se efectuó a la madurez fisiológica a los 210 días después de la siembra. Se realizó en forma manual cortando con una hoz a nivel del cuello de planta a las quinuas del surco central, dejando 0.5 m a los extremos de cada parcela. En este momento fue que se hicieron las evaluaciones de las variables de crecimiento (altura de planta, diámetro de tallo, longitud y diámetro de panoja) así como de los componentes del rendimiento. Del mismo modo, fue en este momento que se hizo la evaluación de la resistencia mecánica del suelo a la penetración y se tomaron las muestras de los agregados del suelo para la determinación de la estabilidad de agregados, los cuales fueron trasladados al Laboratorio e Invernadero de Fertilidad del Suelo “Sven Villagarcía Hermosa” de la UNALM.

3.5. CRONOGRAMA DEL EXPERIMENTO

El cronograma de actividades que se cumplió para el buen desarrollo del trabajo de tesis se describe a continuación detallando la fecha y actividad desarrollada, respectivamente.

30 de noviembre del 2017: preparación y parcelación del campo experimental.

06 de diciembre del 2017: preparación de los insumos

07 de diciembre del 2017: siembra e instalación de los diferentes tratamientos.

28 de diciembre del 2017: resiembra de los surcos con una germinación desuniforme.

04 de enero del 2018: primer control de malezas y control fitosanitario (actividad realizada por el agricultor).

26 de enero del 2018: desahíje y aporque (actividad realizada por el agricultor).

29 de enero del 2018: primer muestreo de microorganismos de la rizósfera de quinua.

05 y 12 de febrero del 2018: determinación de la población de microorganismos rizosféricos.

13 de febrero del 2018: segundo control de malezas y control fitosanitario (actividad realizada por el agricultor).

23 de febrero del 2018: segundo muestreo de microorganismos de la rizósfera de quinua.

26 de febrero y 05, 12 y 19 de marzo del 2018: determinación de la población de microorganismos rizosféricos.

20 de marzo del 2018: tercer control de malezas y control fitosanitario (actividad realizada por el agricultor)

28 de marzo del 2018: toma de muestras para densidad aparente por el método del cilindro biselado.

29 de marzo del 2018: conteo y determinación de la población de lombrices de tierra.

30 de marzo del 2018: tercer muestreo de microorganismos de la rizosfera de quinua.

02 de abril del 2018: determinación de la densidad aparente del suelo.

16, 23 y 30 de abril del 2018: determinación de la población de microorganismos rizosféricos.

11 de mayo del 2018: cuarto muestreo de microorganismos de la rizósfera de quinua.

14, 21 y 28 de mayo y 11 y 18 de junio del 2018: determinación de la población de microorganismos rizosféricos.

02 de julio del 2018: toma de muestras para la determinación de la estabilidad de agregados y determinación de la resistencia mecánica del suelo a la penetración.

03 de julio del 2018: determinación de la altura de planta y diámetro de tallo de quinuas.

04 de julio del 2018: determinación de la longitud y diámetro de panoja en quinua.

05 y 06 de julio del 2018: cosecha de quinua.

09 de julio del 2018: determinación de los componentes del rendimiento del cultivo.

16, 23 y 30 de julio del 2018: determinación de la población de microorganismos rizosféricos.

13 de agosto del 2018: determinación de la población de microorganismos rizosféricos de muestras contaminadas.

01 de octubre del 2018: determinación de la estabilidad de agregados del suelo

3.6. VARIABLES EVALUADAS EN EL EXPERIMENTO

3.6.1. Población de organismos del suelo

Población de lombrices de tierra: la evaluación y conteo de la población de lombrices de tierra se realizó utilizando el método del Instituto de Biología y Fertilidad de Suelos Tropicales del Centro Internacional de Agricultura Tropical (TSBF-CIAT por sus siglas en inglés) descrito por Bignell *et al.* (2012). Consistió en usar un marco de madera de 25 cm x 25 cm para determinar el área de muestreo. Posteriormente se extrae todo el suelo que se encuentra dentro del área del marco de madera hasta una profundidad de 25 cm (monolito de suelo). Cuando la quinua estaba al 50 por ciento de floración se extrajo un monolito por cada unidad experimental y se contó el número de lombrices de tierra presentes. Los valores obtenidos se transformaron y se expresaron como el número de lombrices de tierra por metro cuadrado.

Población de microorganismos rizosféricos: Las muestras de suelo rizosférico, que viene a ser la capa de suelo adherida a las raíces de las plantas (Calvo *et al.*, 2008), se tomaron en las etapas fenológicas de la quinua denominadas ramificación (52 dds), panojamiento (78 dds), floración (113 dds) y grano pastoso (155 dds) siguiendo el protocolo de muestreo microbiológico del suelo descrito por García *et al.* (2016). Se extrajeron la zona radicular de tres plantas del segundo surco y de tres plantas del cuarto surco, luego se sacudieron para que solo quedara el suelo más íntimamente adherido a las raíces de la quinua. Se hizo una muestra compuesta por parcela y se vertió en una bolsa plástica con cierre hermético antimicrobiano, se depositaron en un recipiente (cooler) que contenía hielo seco (gel pack) para una buena refrigeración y luego fueron trasladados hasta el Laboratorio de Microbiología de Suelos de la UNALM para su posterior análisis. Para la determinación de la población de microorganismos del suelo se siguió el método de diluciones sucesivas descrito por García *et al.*, (2016) donde se pesó el equivalente a 10 g de suelo seco, para lo cual se determinó la humedad gravimétrica de todas las muestras, y luego se transfirió bajo condiciones asépticas a una botella conteniendo 90 ml de agua desionizada esteril con lo que se obtuvo la dilución 10^{-1} , luego de agitarlo durante 2 minutos se transfirió 2 ml de esta dilución a un tubo conteniendo 18 ml de agua desionizada estéril para obtener la dilución 10^{-2} , y así sucesivamente hasta la dilución 10^{-8} . De cada dilución se tomó una alícuota de 1 ml para realizar las siembras respectivas donde las bacterias y actinobacterias fueron sembradas a 10^{-5} y 10^{-6} , los hongos a 10^{-3} y 10^{-4} y las bacterias nitrificantes y *Azotobacter*

spp. a 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6} , 10^{-7} y 10^{-8} , además, para cada dilución se hicieron tres repeticiones. La población de bacterias, actinobacterias y hongos se determinó en medios de cultivo agarizados denominados Agar albumina de huevo, Agar almidón-caseína y Medio de Martin respectivamente, en los cuales se hizo el conteo del número de unidades formadoras de colonias (UFC) desarrolladas considerando aquellas placas que contenían entre 30 y 300 UFC a los 2 días para bacterias, a los 5 días para hongos y a los 10 días para actinobacterias y su población se expresa en base al número de unidades formadoras de colonia por cada gramo de suelo (UFC/g suelo). Mientras que para la determinación de la población de bacterias nitrificantes y *Azotobacter* spp. se tomaron 1 ml de alícuota de cada dilución sucesiva para colocarlos en tubos de ensayo conteniendo 9 ml de medios de cultivo líquidos con indicador de pH y se hizo el conteo a los 10 días utilizando el método del Número Más Probable para determinar la población en base al viraje de los medios de cultivo hacia un color amarillo. Los cinco grupos microbianos estudiados se incubaron a 28 °C para promover su crecimiento y los reactivos usados para la preparación de los medios de cultivo para cada grupo microbiano estudiado se detallan en los anexos 18, 19, 20, 21 y 22.

3.6.2. Características físicas del suelo

Densidad aparente: se tomaron cuatro muestras por unidad experimental (dos en el segundo surco y dos en el cuarto surco) cuando el suelo se encontraba con humedad al 50 por ciento de su capacidad de campo, en la etapa de floración del cultivo. Se utilizó el método del cilindro biselado descrito por Bazán (2017), para ello se determinó el peso del suelo seco contenido en el cilindro y se determinó el volumen del cilindro para calcular la relación del peso sobre el volumen del suelo.

Estabilidad de agregados del suelo: se tomaron cuatro puntos por unidad experimental (dos en el segundo surco y dos en el cuarto surco) y se hizo una muestra compuesta. Se trasladaron en recipientes de plástico (táper) para que los agregados no se disgreguen al Laboratorio de Fertilidad de Suelos de la UNALM. Se hizo uso del método de Yoder, que consiste en realizar tamizado en húmedo sin separación de arenas con el equipo tipo Yoder. Este análisis se llevó a cabo en base a lo descrito por el CIMMYT (2013a) y el IGAC (2006). Esta labor se realizó antes de la cosecha y los resultados se expresan en base al Diámetro Medio Ponderado (DMP).

Resistencia mecánica del suelo a la penetración: se evaluaron en cuatro puntos al azar por cada unidad experimental (dos en el segundo surco y dos en el cuarto surco entre dos plantas de quinua) haciendo uso de un penetrómetro dinámico de punta cónica siguiendo la metodología descrita por el CIMMYT (2013b). Esta evaluación se hizo antes de realizar la cosecha, tomando nota del número de golpes realizados por la pesa de 5 kg para alcanzar una profundidad de 30 cm en el perfil del suelo (capa arable). Los resultados se expresan en MPa.

3.6.3. Variables de crecimiento del cultivo de quinua

Altura de planta y diámetro de tallo: se evaluaron 10 plantas por cada unidad experimental del segundo y cuarto surco (5 de cada una) antes de iniciar la cosecha (Julon, 2016; Deza, 2018; Franco, 2018). Para la medición de la altura de planta se hizo uso de una cinta métrica y se midió desde el cuello de planta hasta el ápice de la panoja (la variedad Hualhuas tiene una sola panoja), la misma fue expresada en cm. Mientras que, para la medición del diámetro de tallo se usó un vernier digital y se midió a 10 cm de la superficie del suelo, ésta se expresó en mm.

Longitud y diámetro de panoja: se tomaron cuatro plantas de quinua del surco central por cada unidad experimental. La longitud de panoja se midió con una cinta métrica y se expresó en cm, mientras que el diámetro de panojas se midió sobre la parte central de la panoja con un vernier digital sin perturbar su estado natural y se expresó en mm.

3.6.4. Rendimiento del cultivo y sus componentes

Peso de 1000 semillas de quinua: se contaron 1000 semillas de quinua de los granos cosechados del surco central para su posterior pesado en una balanza digital de precisión.

Número de plantas por metro lineal: se contó el número de plantas en todo el surco central y luego se calculó el número de plantas por metro lineal.

Rendimiento por planta: Se tomó cuatro plantas del surco central para determinar su peso y luego dividirlo entre el número de plantas para tener el rendimiento en gramos por planta.

Rendimiento: Se cosechó el surco central de cada unidad experimental, dejando 0.5 m a cada extremo. En base al área del surco central cosechado, el rendimiento se expresa en kilogramos por hectárea.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Bajo las condiciones de campo (campaña agrícola 2017-2018) de los productores de quinua del distrito de Huando (Huancavelica) se evaluaron la población de lombrices de tierra en la zona asociada a las raíces del cultivo de quinua (tabla 14), la población de microorganismos rizosféricos del cultivo de quinua (tabla 14), las características físicas del suelo asociada al sistema radicular del cultivo de quinua (tabla 17), las variables de crecimiento de la quinua (tabla 20) y el rendimiento y los componentes del rendimiento del cultivo de quinua (tabla 23).

4.1. POBLACIÓN DE ORGANISMOS DEL SUELO

Los análisis de varianza de los organismos del suelo para los bloques indican diferencias no significativas para la población de lombrices, bacterias, actinobacterias, bacterias nitrificantes, *Azotobacter* spp. y hongos; para el factor dosis de Guano de Islas muestran diferencias muy significativas para la población de lombrices, bacterias, bacterias nitrificantes, *Azotobacter* spp. y hongos, y diferencias no significativas para actinobacterias; para el factor dosis de estiércol de ovino arrojan diferencias muy significativas para la población de lombrices, bacterias, actinobacterias, bacterias nitrificantes, *Azotobacter* spp. y hongos; y para la interacción de Guano de Islas y estiércol de ovino indican diferencias muy significativas para la población de actinobacterias, bacterias nitrificantes, *Azotobacter* spp. y hongos, y diferencias no significativas para lombrices y bacterias (anexos 5, 6, 7, 8, 9 y 10; tabla 14).

El análisis de comparación de medias (prueba de Tukey) de los tratamientos en estudio, del factor dosis de Guano de Islas y del factor dosis de estiércol de ovino se presentan en las tablas 14, 15 y 16 respectivamente.

Los niveles del factor dosis de Guano de Islas influyeron de forma positiva en la población de bacterias, bacterias nitrificantes y *Azotobacter* spp.; mientras que en la población de lombrices y hongos no hubo diferencias entre las dosis de 500 y 1000 kg/ha, siendo ambos superiores al nivel cero. Por el contrario, en la población de actinobacterias no hubo influencia de ningún nivel de Guano de Islas (tabla 15).

En el caso de los niveles de estiércol de ovino hubo una influencia ascendente en la población de bacterias, actinobacterias, bacterias nitrificantes y *Azotobacter* spp.; mientras que en la población de lombrices y hongos tuvo efecto superior la dosis de 5000 kg/ha con diferencias estadísticas frente a la dosis de 2500 kg/ha y al nivel cero, los cuales, a su vez, no mostraron diferencias estadísticas entre sí (tabla 16).

Los abonos aplicados de forma combinada (interacción) tuvieron un impacto positivo sobre la población de actinobacterias, bacterias nitrificantes, *Azotobacter* spp. y hongos; sin embargo, sobre la población de lombrices y bacterias totales no tuvieron influencia alguna para las condiciones del presente experimento (tabla 14).

4.1.1. Población de lombrices

En la tabla 14 se aprecia que la población de lombrices de tierra fluctúa entre 16 y 48 lombrices/m² que corresponden a los tratamientos T1 y T6 respectivamente. Se tiene un coeficiente de variabilidad de 18.7 por ciento que se valora como medio según Gordón y Camargo (2015) y se considera un valor aceptable para trabajos de investigación en campo.

El análisis de varianza (anexo 5) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas y dosis de estiércol de ovino, mientras que para la interacción y los bloques indica diferencias no significativas. La prueba de Tukey (figura 8) muestra que los tratamientos que alcanzaron mayor promedio en la población de lombrices fueron T4, T5, T6, T8 y T9 que obtuvieron 32, 32, 48, 32 y 37 lombrices/m² respectivamente los cuales no mostraron diferencias significativas entre sí; pero sí tuvieron diferencias significativas con los tratamientos T1, T2, T3 y T7 que obtuvieron en promedio 16, 21, 27 y 27 lombrices/m² respectivamente, los cuales tampoco tuvieron diferencias significativas entre sí.

Tabla 14. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre los organismos del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Tratamientos	Guano de Islas	Estiércol de ovino	Población de lombrices	Población de bacterias	Población de actinobacterias	Población de bacterias nitrificantes	Población de <i>Azotobacter</i> spp.	Población de hongos
	(kg/ha)	(kg/ha)	(lombrices/m ²)	(x10 ⁶ UFC/g suelo)	(x10 ⁶ UFC/g suelo)	(x10 ⁶ Org/g suelo)	(x10 ⁵ Org/g suelo)	(x10 ⁴ UFC/g suelo)
T1	0	0	16 c	6.8 e	4.1 de	0.4 d	0.4 e	8.4 c
T2	0	2500	21 bc	15.2 d	5.5 cd	0.7 d	1.3 d	9.1 c
T3	0	5000	27 bc	24.8 b	7.1 b	2.1 b	2.1 bc	15.8 ab
T4	500	0	32 abc	15.5 d	4.1 de	0.5 d	0.6 e	15.0 ab
T5	500	2500	32 abc	22.1 bc	6.3 bc	1.0 c	1.5 d	14.5 b
T6	500	5000	48 a	31.5 a	7.2 b	2.0 b	2.4 b	16.8 a
T7	1000	0	27 bc	9.8 e	3.6 e	0.5 d	0.4 e	14.6 b
T8	1000	2500	32 abc	19.2 cd	4.8 de	1.3 c	1.9 c	16.4 ab
T9	1000	5000	37 ab	31.1 a	8.8 a	2.9 a	3.1 a	16.3 ab
CV (%)			18.7	17.4	19.9	19.7	19.8	18.7
Promedio			30	19.6	5.7	1.3	1.5	14.1
Sign. Bloque			NS	NS	NS	NS	NS	NS
Sign. Dosis de Guano de Islas			***	***	NS	***	***	***
Sign. Dosis de estiércol de ovino			***	***	***	***	***	***
Sign. Interacción			NS	NS	***	***	***	***

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey. Para el análisis de varianza los niveles de significación son no significativo (NS), significativo (*), altamente significativo (**) y muy significativo (***).

Tabla 15. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre la población de organismos del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis de Guano de Islas	Población de lombrices	Población de bacterias	Población de actinobacterias	Población de bacterias nitrificantes	Población de <i>Azotobacter</i> spp.	Población de hongos
(kg/ha)	(lombrices/m ²)	(x10 ⁶ UFC/g suelo)	(x10 ⁶ UFC/g suelo)	(x10 ⁶ Org/g suelo)	(x10 ⁵ Org/g suelo)	(x10 ⁴ UFC/g suelo)
0	21 b	15.6 c	5.6 a	1.1 c	1.3 c	11.1 b
500	37 a	23.1 a	5.9 a	1.2 b	1.5 b	15.4 a
1000	32 a	20.0 b	5.7 a	1.5 a	1.8 a	15.7 a

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

Tabla 16. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre la población de organismos del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis de estiércol de ovino	Población de lombrices	Población de bacterias	Población de actinobacterias	Población de bacterias nitrificantes	Población de <i>Azotobacter</i> spp.	Población de hongos
(kg/ha)	(lombrices/m ²)	(x10 ⁶ UFC/g suelo)	(x10 ⁶ UFC/g suelo)	(x10 ⁶ Org/g suelo)	(x10 ⁵ Org/g suelo)	(x10 ⁴ UFC/g suelo)
0	25 b	10.7 c	3.9 c	0.5 c	0.5 c	12.7 b
2500	28 b	18.8 b	5.6 b	1.0 b	1.6 b	13.3 b
5000	37 a	29.1 a	7.7 a	2.3 a	2.5 a	16.3 a

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

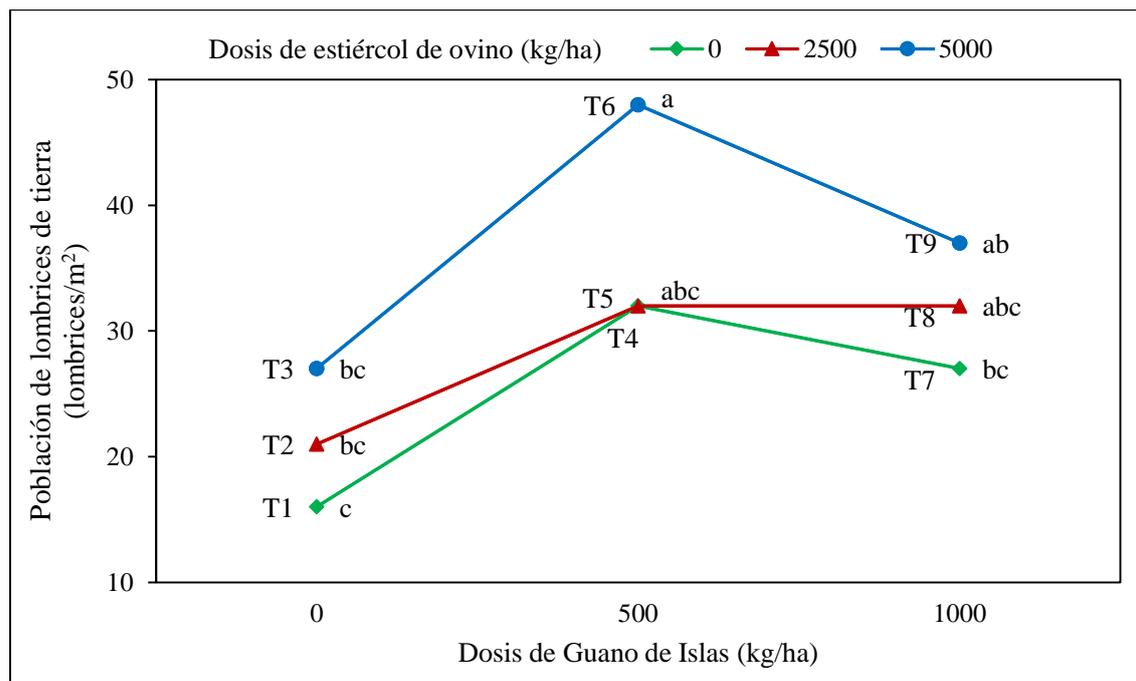


Figura 8. Comparación de medias para la población de lombrices de tierra (lombrices/m²) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Según Edwards (1983), citado por el USDA (1999), alrededor de 100 lombrices/m² es por lo general considerado una adecuada población en sistemas agrícolas y no suele exceder de 200 lombrices/m². La población promedio de lombrices en este trabajo fue de 30 lombrices/m², es decir, que es bajo comparado con lo referido por Edwards (1983) para una producción agrícola. Sin embargo, se encuentra en el rango de 30 a 300 lombrices/m² establecido por la FAO (2014) para suelos arables. Esta baja población promedio podría deberse a que la humedad del suelo (17 por ciento al momento de la evaluación) estaba muy por debajo del valor óptimo establecido entre 70 a 80 por ciento de humedad del suelo según Ibañez (2010), citado por Lozano (2016).

Dentro del factor dosis de Guano de Islas (tabla 18) hay diferencias significativas entre el nivel cero que obtuvo 21 lombrices/m² en promedio, con la dosis de 500 kg/ha que obtuvo 37 lombrices/m² en promedio y la dosis de 1000 kg/ha que obtuvo 32 lombrices/m² en promedio. Las dosis de 500 y 1000 kg/ha de Guano de Islas presentan diferencias no significativas entre sí. Bohlen (2006) menciona que las fuentes inmediatas de nutrientes pueden beneficiar a la población de lombrices de tierra porque aumenta la producción de residuos del cultivo, pero sus efectos no son muy grandes a largo plazo.

Para el factor dosis de estiércol de ovino (tabla 16) hay diferencias significativas entre la dosis de 5000 kg/ha que obtuvo 37 lombrices/m² en promedio, con la dosis de 2500 kg/ha que obtuvo 28 lombrices/m² en promedio y el nivel cero que obtuvo 25 lombrices/m² en promedio. La dosis de 2500 kg/ha y el nivel cero muestran diferencias no significativas entre sí. Las enmiendas orgánicas (Bohlen, 2006) o restos orgánicos (USDA, 1999) además de proporcionar nutrientes al suelo para las plantas (Fonte *et al.*, 2010a) estimulan el aumento de la población de lombrices de tierra porque constituyen su fuente de alimentación primaria. Lozano (2016) al evaluar poblaciones de lombrices de tierra en diferentes sistemas de cobertura del suelo encontró 83 lombrices/m² con cobertura arbórea, 157 lombrices/m² con cobertura herbácea y cero lombrices en parcelas sin cobertura. Ressetti (2006) al estudiar la población de lombrices de tierra en diferentes usos de la tierra, encontró en los agroecosistemas una población de 23 lombrices/m² y menciona que las lombrices de tierra son utilizadas como bioindicadores de la calidad del suelo. Fonte *et al.* (2010b) al comparar un sistema agroforestal con un bosque secundario encontró 92 lombrices/m² en el primero y solo 11 lombrices/m² en el segundo.

4.1.2. Población de bacterias

En la tabla 14 se aprecia que la población de bacterias en el suelo rizosférico (suelo adherido a las raíces del cultivo) fluctúa entre 6.8 y 31.5 x10⁶ UFC/g de suelo correspondientes a los tratamientos T1 y T6 respectivamente. Para esta variable se tuvo un coeficiente de variabilidad de 17.4 por ciento, que es un valor medio (Gordón & Camargo, 2015) y nos indica que los resultados son aceptables para trabajos de investigación con cultivos.

El análisis de varianza (anexo 6) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas y dosis de estiércol de ovino, mientras que para la interacción y para los bloques no hay diferencias estadísticas. La prueba de Tukey (figura 9) muestra que los tratamientos que alcanzaron mayor población de bacterias fueron el T6 y T9 con 31.5 y 31.1 x10⁶ UFC/g de suelo respectivamente y no mostraron diferencias significativas entre sí, pero sí muestran significancia al compararlos con T3 y T5 que tuvieron 24.8 y 22.1 x10⁶ UFC/g de suelo respectivamente, los cuales tampoco muestran diferencias significativas entre sí. Los tratamientos T2, T4 y T8 son diferentes significativamente con los tratamientos antes mencionados, pero no entre sí y lograron una

población bacteriana de 15.2, 15.5 y 19.2 $\times 10^6$ UFC/g de suelo respectivamente. Y, por último, las poblaciones más bajas correspondieron a los tratamientos T1 y T7, pues obtuvieron 6.8 y 9.8 $\times 10^6$ UFC/g de suelo respectivamente y son estadísticamente diferentes al resto de tratamientos, pero no entre sí.

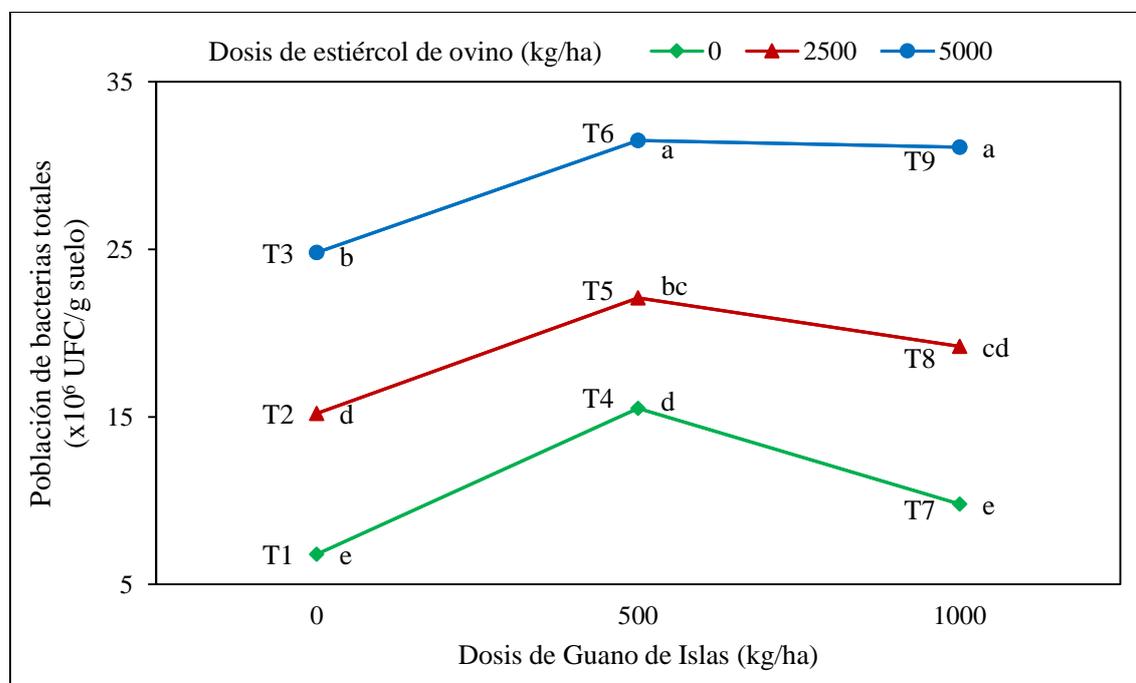


Figura 9. Comparación de medias para la población de bacterias totales (UFC/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Calvo *et al.* (2008) mencionan que entre los microorganismos habitantes del suelo las bacterias (incluidos las actinobacterias) son los más abundantes y generalmente se encuentran presentes en un rango aproximado de 10^6 a 10^8 células por gramo de suelo. El promedio de la población de bacterias totales alcanzada en esta investigación fue de 19.6 $\times 10^6$ UFC/g de suelo, el cual es superior al reportado por Liceta (2015) al evaluar la capacidad PGPR de *Pseudomonas* y *Bacillus* aisladas de campos con cultivo de quinua a 3850 msnm en Puno a los tres meses después de la siembra, donde encontró una población de bacterias aeróbicas de 7.5, 1.9 y 1.8 $\times 10^6$ UFC/g de suelo para las variedades de quinua INIA Salcedo, Kcancolla y Blanca de Juli respectivamente. Vital *et al.* (2015) al estudiar las poblaciones microbianas de la rizósfera de maíz reportó valores que van desde 1.1 hasta 4.4 $\times 10^6$ UFC/g de suelo y menciona que las bacterias de la rizósfera son esenciales porque juegan un papel importante en el metabolismo de nutrientes y en la producción de fitohormonas para promover el crecimiento de las plantas. Calvo *et al.* (2008) en el estudio

de poblaciones microbianas en la rizósfera de papa, reportan una población de bacterias totales que fluctúa entre 13.5 y 71.4 x10⁶ UFC/g de suelo y mencionan que la concentración de bacterias que se encuentran en la rizósfera es mucho mayor que en el resto del suelo, debido a los altos niveles de nutrientes que se hallan en estas zonas que rodean a las raíces y que permiten el desarrollo de poblaciones microbianas.

Dentro de factor dosis de Guano de Islas la tabla 15 indica que la dosis de 500 kg/ha logró 23.1 x10⁶ UFC/g de suelo, seguido de la dosis de 1000 kg/ha que logró 20.0 x10⁶ UFC/g de suelo y, por último, el nivel cero que logró 15.6 x10⁶ UFC/g de suelo. Los tres niveles de aplicación muestran diferencias significativas entre sí. Son valores similares al reportado por Calvo *et al.* (2008) para bacterias totales tras la aplicación combinada de Guano de Islas y una fuente de nitrato pues logró una población de 23.5 x10⁶ UFC/g de suelo con diferencias estadísticas respecto al control que obtuvo 11.9 x10⁶ UFC/g de suelo en la rizósfera del cultivo de papa variedad peruanita.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino la tabla 16 muestra que a mayor dosis mayor población de bacterias totales. Las dosis de 5000 kg/ha, de 2500 kg/ha y el nivel cero obtuvieron 29.1, 18.8 y 10.7 x10⁶ UFC/g de suelo respectivamente y muestran diferencias significativas entre sí. Ramírez *et al.* (2013) evaluaron la dinámica de los microorganismos edáficos en el cultivo de palto bajo diferentes manejos del suelo frente a *P. cinnamomi*, encontrando una población bacteriana de 9.0 x10⁶ UFC/g de suelo con la aplicación de un sustrato compostado y en el control reportó 2.0 x10⁶ UFC/g de suelo concluyendo que la adición de minerales y materia orgánica favorece a los microorganismos edáficos. Hernández *et al.* (2003) estudiaron la interacción de bacterias y hongos hidrocarbonoclastas en la rizósfera de la asociación frijol-maíz sobre la remoción del petróleo del suelo, reportando una población de bacterias de 6.0 x10⁸ UFC/g de suelo e indican que la presencia de plantas es fundamental en la estimulación de altas poblaciones microbianas y, a su vez, mencionan que el suelo contaminado con petróleo representa una fuente importante de carbono para los microorganismos edáficos. También Gonzalez *et al.* (1999) estudiaron el efecto de *Trichoderma* sobre las poblaciones microbianas de la rizósfera de tomate, reportando una población bacteriana de 11.8 x10⁶UFC/g de suelo en los tratamientos con *Trichoderma* y 11.1 x10⁶ UFC/g de suelo en los tratamientos control, pero no hubo diferencias significativas entre ellos.

4.1.3. Población de actinobacterias

La población de actinobacterias rizósfericas fluctúa entre 3.6 y 8.8 x10⁶ UFC/g de suelo, correspondientes a los tratamientos T7 y T9 respectivamente (tabla 14). Para esta variable se tuvo un coeficiente de variabilidad de 19.9 por ciento, valorado como medio y que es un valor aceptable para trabajos agrícolas (Gordón & Camargo, 2015).

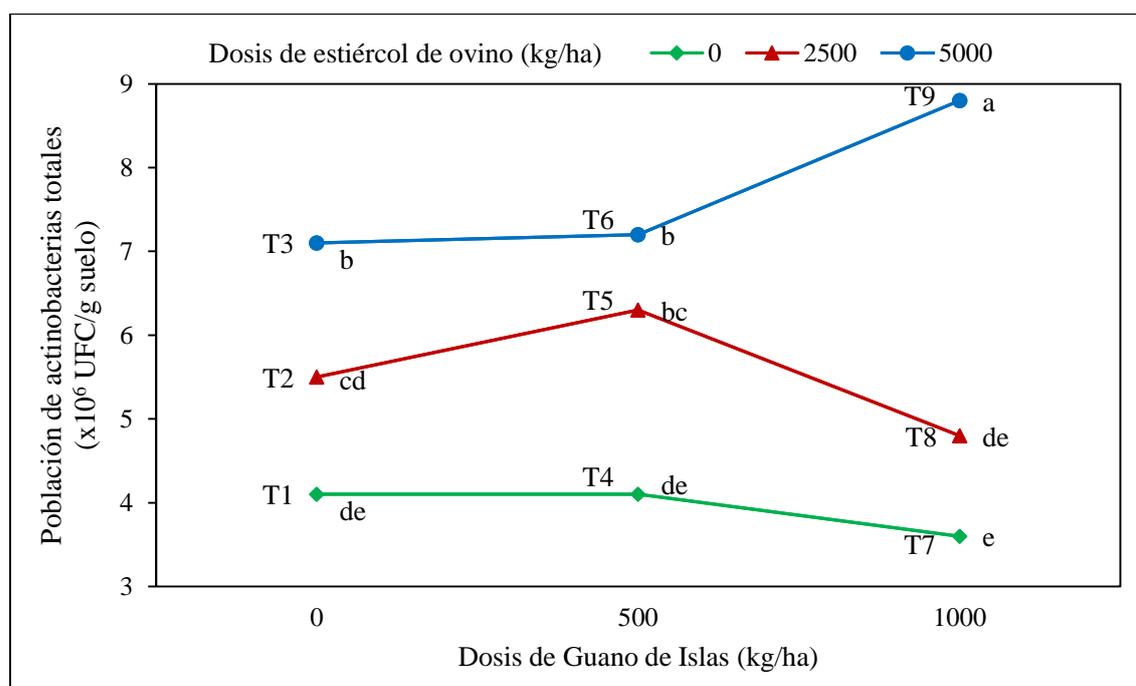


Figura 10. Comparación de medias para la población de actinobacterias totales (UFC/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

El análisis de varianza (anexo 7) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de estiércol de ovino y la interacción entre dosis de Guano de Islas y dosis de estiércol de ovino, mientras que, para el factor dosis de Guano de Islas y para los bloques no hay ninguna diferencia estadística. La prueba de Tukey (figura 10) muestra que el tratamiento que alcanzó mayor población de actinobacterias fue el T9 con 8.8 x10⁶ UFC/g de suelo y muestra diferencias significativas al compararlos con los tratamientos T3, T5 y T6 que obtuvieron 7.1, 6.3 y 7.2 x10⁶ UFC/g de suelo respectivamente, los cuales, tampoco muestran diferencias significativas entre sí. El tratamiento T2 es diferente significativamente con los tratamientos antes mencionados y logró 5.5 x10⁶ UFC/g de suelo, que su vez, es significativamente diferentes con los tratamientos T1, T4, T7 y T8 que obtuvieron 4.1, 4.1, 3.6 y 4.8 x10⁶ UFC/g de suelo respectivamente y no son estadísticamente diferentes entre sí.

Foster (1988) menciona que la población de actinobacterias en los suelos es del orden de 10^6 UFC/g de suelo, el cual es muy cercano al promedio de la población de actinobacterias totales alcanzada en esta investigación que fue de 5.7×10^6 UFC/g de suelo. Trabajos previos reportan valores de 1.1×10^6 UFC/g de suelo para campos agrícolas bajo manejo orgánico (Toro, 2005). Sivila de Cary y Angulo (2006) reportan valores menores a este trabajo que varían entre 4.4 y 8.1×10^5 UFC/g de suelo para campos con cultivo de banano. Calvo *et al.* (2008) al estudiar poblaciones microbianas de la rizósfera de papa, reportan valores promedio de 7.5×10^3 UFC/g de suelo para actinobacterias.

Dentro de factor dosis de Guano de Islas la tabla 15 indica que con 500 kg/ha se logró 5.9×10^6 UFC/g de suelo, seguido de la dosis de 1000 kg/ha que logró 5.7×10^6 UFC/g de suelo y, por último, el nivel cero que logró 5.6×10^6 UFC/g de suelo. Los tres niveles de aplicación no muestran diferencias significativas entre sí. Al respecto, Pérez *et al.* (2015) mencionan que las actinobacterias viven en materia orgánica en descomposición y, según Islam y Wright (2006), no suelen responder a la adición de compuestos carbonados simples como almidón, aminoácidos y azúcares.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino (tabla 16) podemos observar que a mayor dosis de estiércol de ovino mayor población de actinobacterias totales. Las dosis de 1000 kg/ha, 500 kg/ha y el nivel cero obtuvieron 7.7 , 5.6 y 3.9×10^6 UFC/g de suelo respectivamente y muestran diferencias significativas entre sí. Al respecto, Ramírez *et al.* (2013) refieren que la actividad de las actinobacterias se ve favorecida por adición de materia orgánica al suelo.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 14) se puede apreciar que el tratamiento T9 (8.8×10^6 UFC/g de suelo) superó con diferencias estadísticas a los tratamientos T6 (7.2×10^6 UFC/g de suelo), T5 (6.3×10^6 UFC/g de suelo) y T8 (4.8×10^6 UFC/g de suelo). Del mismo modo, los tratamientos T6 y T5 (estadísticamente similares) superaron con diferencias estadísticas al tratamiento T8. Estos resultados nos indican que la interacción de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueve una mayor población de actinobacterias en la rizósfera del cultivo de quinua bajo las condiciones del presente experimento. Gómez *et al.* (2016) evaluaron el efecto de la gallizana, el vermicompost y el compost en la dinámica y

correlación entre las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo asociado al cultivo de caña de azúcar, evidenciando que estos incrementaron el contenido de carbono orgánico, el cual tuvo correlación positiva con la población de actinobacterias del suelo.

4.1.4. Población de bacterias nitrificantes

La tabla 14 muestra que la población de bacterias nitrificantes en la rizósfera (suelo adherido a las raíces) del cultivo de quinua varía desde 0.4 hasta 2.9 x10⁶ organismos/g de suelo, que corresponden a los tratamientos T1 y T9 respectivamente. El coeficiente de variabilidad fue de 19.7 por ciento, lo cual da una confiabilidad aceptable para trabajos de campo relacionados con la producción de cultivos (Gordón & Camargo, 2015).

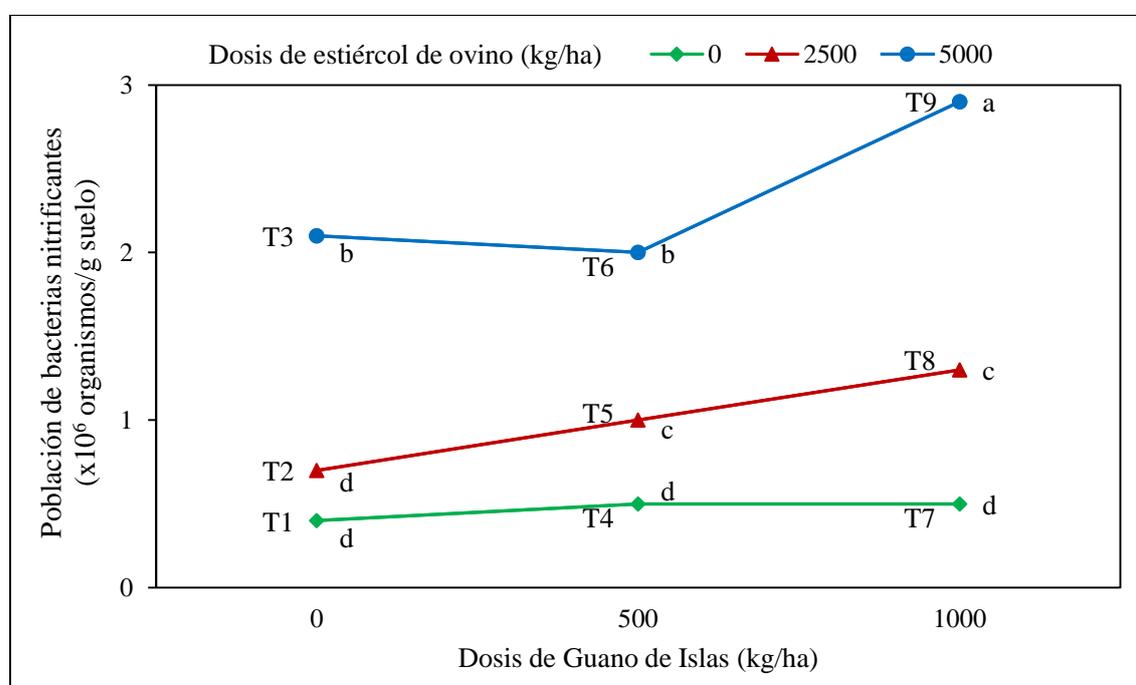


Figura 11. Comparación de medias para la población de bacterias nitrificantes (organismos/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

El análisis de varianza (anexo 8) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas, dosis de estiércol de ovino y la interacción de ambos y que no hay diferencias significativas para los bloques. La prueba de Tukey (figura 11) muestra que el tratamiento que alcanzó mayor población de bacterias nitrificantes fue el T9 con 2.9 x10⁶ organismos/g de suelo mostrando diferencias significativas con los tratamientos T3 y T6 que obtuvieron 2.1 y 2.0 x10⁶ organismos/g de suelo respectivamente y sin diferencias significativas entre sí, pero al compararlos con los tratamientos T5 y T7 que obtuvieron 1.1

y 1.3×10^6 organismos/g de suelo sí muestran diferencias significativas. Por último, los tratamientos T1, T2, T4 y T7 que obtuvieron 0.4, 0.7, 0.5 y 0.5×10^6 organismos/g de suelo respectivamente no muestran diferencias significativas entre sí, pero con el resto sí.

Según Andrade *et al.* (2015) las bacterias nitrificantes (oxidantes de amonio y de nitrito) en los suelos agrícolas son muy importantes porque aumentan la disponibilidad de nitrógeno en forma de nitrato (NO_3^-) para las plantas; y según Frioni (2005), la nitrificación constituye un proceso fundamental para la nutrición vegetal ya que las plantas absorben fácilmente los nitratos, en menor grado el amonio y los nitritos resultan tóxicos. La población de bacterias nitrificantes promedio en este trabajo fue de 1.3×10^6 organismos/g de suelo, el cual es mayor a las poblaciones reportadas por Belser y Schmidt (1978) que al estudiar géneros de bacterias nitrificantes mediante la técnica del NMP en suelos de Minnesota, indican haber encontrado una población fluctuante entre 1.1 y 3.5×10^5 organismos/g de suelo. A su vez, Berg (1986) reporta valores de bacterias nitrificantes de 4.0 a 14.0×10^5 organismos/g de suelo para suelos agrícolas. Sin embargo, Botello *et al.* (2014) al analizar la fracción cultivable de bacterias nitrificantes asociada a la rizósfera de macrófitas, reportan valores más altos que este experimento que fluctúan entre 1.0 y 9.4×10^7 organismos/g de suelo. Asimismo, Elbanna *et al.* (2012) reportan valores que oscilan entre 1.2 y 1.3×10^7 organismos/g de suelo en tres tipos de suelos agrícolas.

Dentro del factor dosis de Guano de Islas la tabla 15 muestra diferencias significativas entre las tres dosis estudiadas, donde la aplicación de 1000 kg/ha obtuvo el más alto promedio con 1.5×10^6 organismos/g de suelo, seguido de la aplicación de 500 kg/ha con 1.2×10^6 organismos/g de suelo y, por último, el nivel cero con 1.1×10^6 organismos/g de suelo. Al respecto He *et al.* (2018) indican que la adición de fertilizante nitrogenado en forma de urea puede incrementar la población de bacterias nitrificantes hasta en cinco veces, ya que la urea es transformada por la ureasa en hidróxido de amonio el cual puede ser usado en el proceso de la nitrificación. Del mismo modo, Grandett *et al.* (2015) indican que encontraron el más alto NMP con aplicaciones de 300 kg/ha de nitrógeno. En esta investigación va en paridad con lo mencionado anteriormente ya que el Guano de Islas cuenta con una proporción alta de nitrógeno amoniacal y orgánico (14.87 por ciento de N y 18.61 por ciento de MO), el cual pasa por un proceso de amonificación y el amonio resultante sirve como sustrato para el proceso de nitrificación.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino se aprecia en la tabla 16 que hay diferencias estadísticas entre los tres niveles de aplicación, donde la aplicación de 5000 kg/ha obtuvo el promedio más alto con 2.3×10^6 organismos/g de suelo, seguido de la aplicación de 2500 kg/ha con 1.0×10^6 organismos/g de suelo y, por último, el nivel cero con 0.5×10^6 organismos/g de suelo. Al respecto Gao *et al.* (2018) refieren que la incorporación de abonos verdes aumenta la abundancia de bacterias nitrificantes. Por su parte, Gómez y Nageswara (1996) reportan valores que van desde 1.5 hasta 2.0×10^7 organismos/g de suelo para la rizósfera del cultivo de *Arachis hypogaea* e indican que la nitrificación es un proceso predominante en la rizósfera, el cual puede conducir a una considerable producción de nitrato disponible para el crecimiento y desarrollo de las plantas.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 14) se puede apreciar que el tratamiento T9 (2.9×10^6 organismos/g de suelo) superó con diferencias estadísticas a los tratamientos T6 (2.0×10^6 organismos/g de suelo), T8 (1.3×10^6 organismos/g de suelo) y T5 (1.0×10^6 organismos/g de suelo). Asimismo, el tratamiento T6 superó con diferencias estadísticas a los tratamientos T8 y T5, los cuales, a su vez, fueron estadísticamente similares. Estos resultados nos indican que la combinación de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueven una mayor población de bacterias nitrificantes en la rizósfera de la quinua bajo las condiciones del presente experimento. Al respecto, Fang *et al.* (2015) reportan valores fluctuantes entre 5.2 y 17.6×10^7 organismos/g de suelo de bacterias nitrificantes e indican que la incorporación de abonos verdes al suelo promueve una mayor abundancia de este grupo bacteriano.

4.1.5. Población de *Azotobacter* spp.

La tabla 14 muestra que la población de *Azotobacter* spp. en el suelo rizosférico del cultivo de quinua varía desde 0.4 hasta 3.1×10^5 organismos/g de suelo que corresponden a los tratamientos T1 y T9 respectivamente. El coeficiente de variabilidad fue de 19.8 por ciento, el cual da una confiabilidad aceptable para trabajos de campo (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 9) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas, el factor dosis de estiércol y su interacción, mientras que hay diferencias no significativas para los bloques. La prueba de Tukey (figura 12) muestra

que el tratamiento que alcanzó mayor población de *Azotobacter* spp. fue el tratamiento T9 con 3.1×10^5 organismos/g de suelo mostrando diferencias significativas con los tratamientos T3 y T6 que obtuvieron 2.1 y 2.4×10^5 organismos/g de suelo respectivamente y sin diferencias significativas entre sí, pero al compararlos con el tratamiento T8 que obtuvo 1.9×10^5 organismos/g de suelo sí muestran diferencias significativas. Los tratamientos T2 y T5 que obtuvieron 1.3 y 1.5×10^5 organismos/g de suelo respectivamente muestran diferencias significativas con los tratamientos antes mencionados, pero no entre ellos mismos. Sin embargo, al compararlos con los tratamientos T1, T4 y T7 que obtuvieron 0.4 , 0.6 y 0.4×10^5 organismos/g de suelo respectivamente sí muestran diferencias significativas y estos últimos no muestran diferencias significativas entre sí.

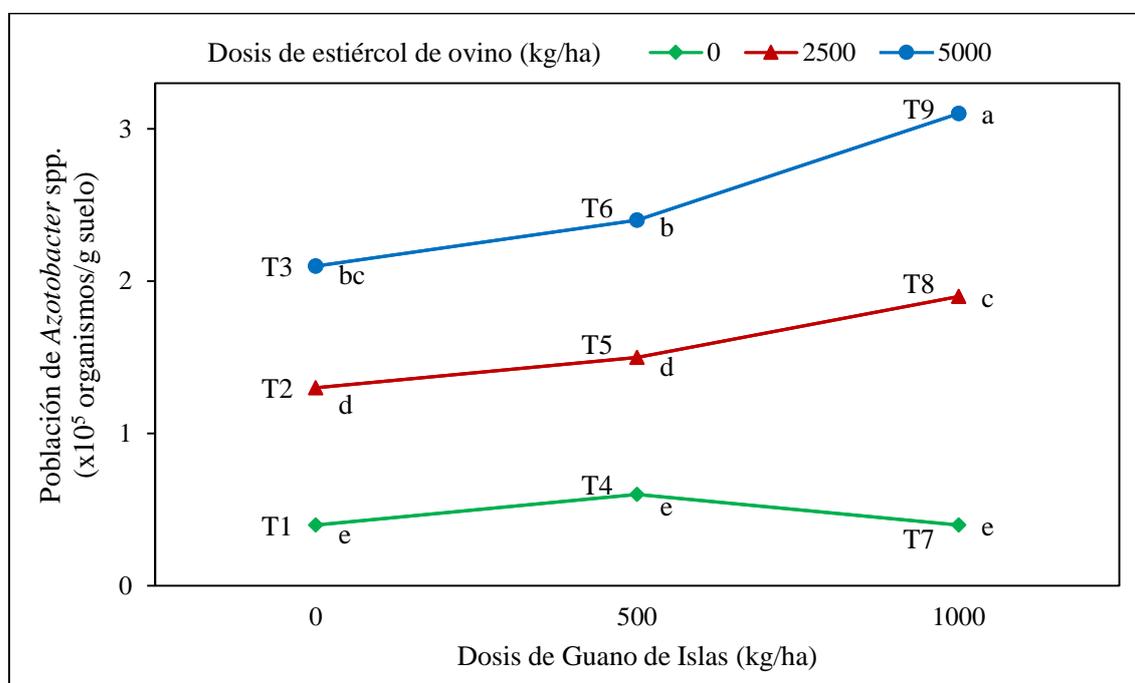


Figura 12. Comparación de medias para la población de *Azotobacter* spp. (organismos/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Rashid *et al.* (2016) indican que *Azotobacter* spp. se encuentra en los suelos básicos, así como en la rizósfera de las plantas y su población suele fluctuar entre 0.1 a 1.0×10^6 organismos/g de suelo. La población de *Azotobacter* spp. promedio en este trabajo fue de 1.5×10^5 organismos/g de suelo. Esto se podría deber a que, según Semoka (2008), la población de *Azotobacter* spp. se ve favorecido por los suelos neutros a básicos como es el caso del suelo donde se desarrolló este experimento (ver tabla 7).

Dentro del factor dosis de Guano de Islas en la tabla 15 se aprecia diferencias significativas entre las tres dosis estudiadas, donde la aplicación de 1000 kg/ha obtuvo el promedio más alto con 1.8×10^5 organismos/g de suelo, seguido de la aplicación de 500 kg/ha con 1.5×10^5 organismos/g de suelo y, por último, el nivel cero con 1.3×10^5 organismos/g de suelo. Pahuara y Zuñiga (2001) al probar el efecto de la aplicación edáfica de fósforo sobre la población microbiana de suelos con pastura, reportaron 5.0×10^4 organismos/g de suelo para *Azotobacter* spp. y fue superior al testigo que tuvo 2.0×10^4 organismos/g de suelo. Al respecto Frioni (2006) menciona que *Azotobacter* spp. es muy exigente en fósforo y crece solo alrededor de fuentes de este elemento. En esta investigación se utilizó el Guano de Islas que es una fuente importante de fósforo disponible (ver tabla 9).

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino (tabla 16) se aprecia que hay diferencias estadísticas entre los tres niveles de aplicación, donde la aplicación de 5000 kg/ha obtuvo el promedio más alto con 2.5×10^5 organismos/g de suelo, seguido de la aplicación de 2500 kg/ha con 1.6×10^5 organismos/g de suelo y, por último, el nivel cero con 0.5×10^5 organismos/g de suelo. Estos valores son altos respecto a los reportados por Bahadur *et al.* (2012) que al probar el efecto del manejo integrado de nutrientes sobre la población microbiana reportó para *Azotobacter* spp. hasta 4.6×10^3 organismos/g de suelo. Mientras que Torres *et al.* (2004) al estudiar el efecto de la quema sobre las poblaciones microbianas del suelo reportó 0.1×10^6 organismos/g de suelo, pero sin ningún tipo de efecto de la quema sobre éstas.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 14) se puede apreciar que el tratamiento T9 (3.1×10^5 organismos/g de suelo) superó con diferencias estadísticas a los tratamientos T6 (2.4×10^5 organismos/g de suelo), T8 (1.9×10^5 organismos/g de suelo) y T5 (1.5×10^5 organismos/g de suelo), los cuales, a su vez, muestran diferencias significativas entre sí. Estos resultados nos indican que la interacción de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueve una mayor población de *Azotobacter* spp. en la rizósfera del cultivo de quinua bajo las condiciones del presente experimento. Arone (2007) en el cultivo de papa nativa bajo las condiciones de suelo rompe de alfalfa y suelo en descanso, encontró mayor población rizosférica de *Azotobacter* spp. (2.8×10^6 organismos/g de suelo) en el segundo suelo y en la etapa de emergencia del cultivo, mientras que, la población más baja (7.9×10^2

organismos/g de suelo) lo reportó en el segundo suelo en la etapa de llenado de grano en el cultivo de haba. También, Huauya (2001) bajo un suelo fertilizado con una mezcla de estiércol y orines de ganado vacuno, ovino, equino y llamas, reportó una población de 7.9×10^4 organismos/g de suelo en la rizósfera del cultivo de maíz e indica que la máxima actividad de la nitrogenasa en muchos cereales ocurre durante los estadios de floración y llenado de grano.

4.1.6. Población de hongos

En la Tabla 14 se aprecia que la población de hongos en el suelo rizosférico (suelo adherido a las raíces del cultivo) fluctúa entre 8.4 y 16.8×10^4 UFC/g de suelo correspondientes a los tratamientos T1 y T6 respectivamente. Para esta variable se tuvo un coeficiente de variabilidad de 18.7 por ciento, valorado como medio por Gordón y Camargo (2015), el cual es un valor aceptable para trabajos con cultivos.

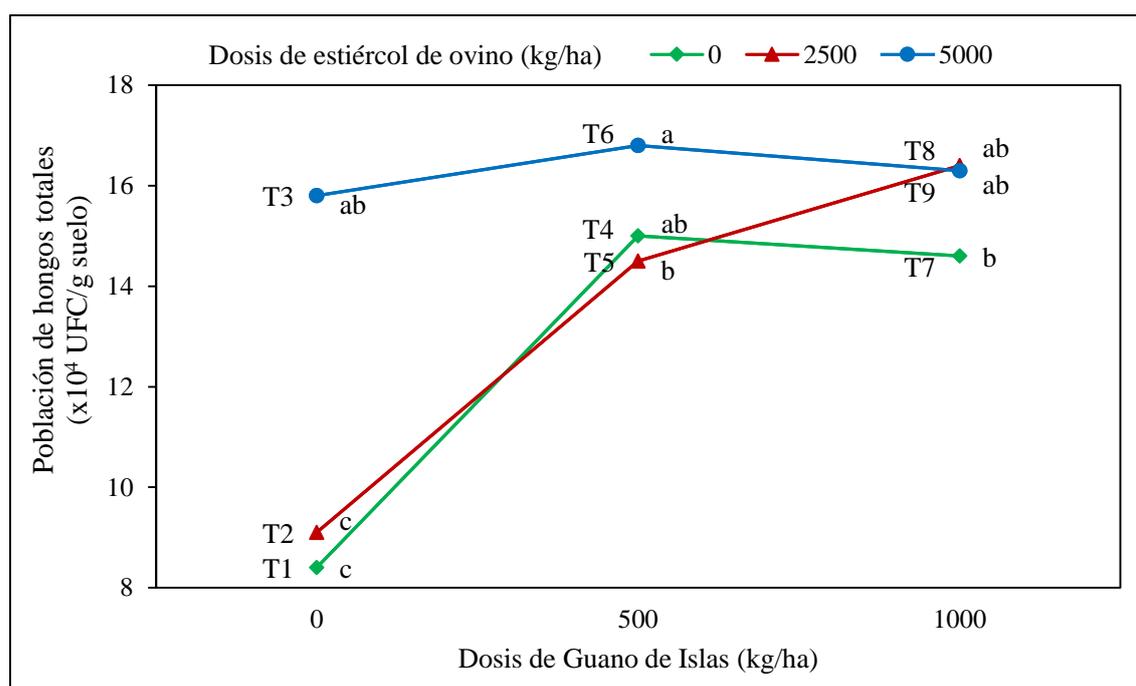


Figura 13. Comparación de medias para la población de hongos totales (UFC/g suelo) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

El análisis de varianza (anexo 10) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas, el factor dosis de estiércol de ovino y su interacción; mientras que para los bloques no hay ninguna diferencia estadística. La prueba de Tukey (figura 13) muestra que el tratamiento que alcanzó la población más alta fue el T6 con 16.8

$\times 10^4$ UFC/g de suelo el cual es estadísticamente similar a los tratamientos T3, T4, T8 y T9 con 15.8, 15.0, 16.4 y 16.3 $\times 10^4$ UFC/g de suelo respectivamente pero muestra diferencias significativas con los tratamientos T5 y T7 que lograron una población de 14.5 y 14.6 $\times 10^4$ UFC/g de suelo respectivamente, los cuales, a su vez, son estadísticamente diferentes a los tratamientos T1 y T2 que obtuvieron 8.4 y 9.1 $\times 10^4$ UFC/g de suelo respectivamente.

Según Calvo *et al.* (2008) las poblaciones de hongos son muy competitivas en suelos ácidos, pero cuando se estudia la rizósfera los exudados producidos por la planta pueden jugar un rol bastante determinante en la dinámica poblacional microbiana. El promedio de la población de hongos totales alcanzada en esta investigación fue de 14.1 $\times 10^4$ UFC/g de suelo, valor que es relativamente alta a pesar de que el pH del suelo es alrededor de 8. Esto podría ser debido a que la dinámica poblacional de los microorganismos en el suelo puede estar altamente influenciada por los exudados radiculares y por otras poblaciones propias de la rizósfera (Calvo *et al.*, 2008). Este promedio es mayor al reportado por Paco *et al.* (2017) en suelos cultivados con quinua bajo diferentes sistemas de labranza, donde obtuvieron valores de 1.04, 0.96 y 0.87 $\times 10^3$ UFC/g de suelo para un suelo sin labranza, con labranza tradicional y labranza mecanizada respectivamente e indican que los géneros más abundantes fueron *Penicillium* spp., *Aspergillus* spp. y *Trichoderma* spp. Por su parte, Sivila de Cary y Angulo (2006) reportan poblaciones fúngicas fluctuantes entre 8.11 y 26.78 $\times 10^4$ UFC/g de suelo en campos agrícolas en descanso en el altiplano central boliviano.

Dentro de factor dosis de Guano de Islas (tabla 15) se aprecia que la dosis de 1000 kg/ha logró 15.7 $\times 10^4$ UFC/g de suelo, seguido de la dosis de 500 kg/ha con 15.4 $\times 10^4$ UFC/g de suelo, los cuales no muestran diferencias significativas entre ellos mismos, pero sí con el nivel cero que logró 11.1 $\times 10^4$ UFC/g de suelo. Pahuara y Zuñiga (2001) evaluaron el efecto de la fertilización fosforada sobre la población microbiana del suelo en pastos de zonas altoandinas peruanas, donde indican que la población de hongos en la rizósfera osciló entre 10^4 y 10^6 UFC/g de suelo y que se vio favorecida por la aplicación de fósforo (80 kg/ha de P_2O_5) debido a que éste tiene un rol estructural en las membranas fosfolipídicas de los hongos.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino (tabla 16) podemos observar que la mayor población de hongos totales se logró con la aplicación de 5000 kg/ha con 16.3×10^4 UFC/g de suelo. Este tratamiento es significativamente diferente a la población lograda con la dosis de 2500 kg/ha y el nivel cero que obtuvieron 13.3 y 12.7×10^4 UFC/g de suelo respectivamente, los cuales no muestran diferencias significativas entre sí. El trabajo de Torres *et al.* (2004) en la que evaluaron el efecto de las quemadas de pastizales en las poblaciones microbianas, reportaron que la población de hongos después de la quema (1.55×10^4 UFC/g de suelo) disminuyó respecto a la población antes de la quema (1.98×10^4 UFC/g de suelo). Gonzalez *et al.* (1999) al estudiar el efecto de *Trichoderma* sobre la población de hongos en la rizósfera de papa, logró 3.45×10^5 UFC/g de suelo, valor estadísticamente similar al tratamiento sin *Trichoderma*. A su vez, Hernández *et al.* (2003) al evaluar la interacción de bacterias y hongos hidrocarbonoclastas en la rizósfera de frijol y maíz en la remoción de petróleo, indicaron que los resultados mostraron mayor población de hongos en la rizósfera de la asociación frijol-maíz con 2.75×10^5 UFC/g de suelo. Mientras que, Toro (2005) reporta en un estudio realizado en suelos cultivados con banana bajo manejo orgánico una población fúngica de 3.35×10^4 UFC/g de suelo y en suelos con manejo tradicional, 5.98×10^4 UFC/g de suelo.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y el estiércol de ovino (tabla 14) se puede apreciar que el tratamiento T6 (16.8×10^4 UFC/g de suelo) es estadísticamente similar a los tratamientos T8 (16.4×10^4 UFC/g de suelo) y T9 (16.3×10^4 UFC/g de suelo), pero muestra diferencias significativas con el tratamientos T5 (14.5×10^4 UFC/g de suelo), el cual, a su vez, es estadísticamente similar a los tratamientos T8 y T9. Estos resultados nos indica que la interacción de 500 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueve una mayor población de hongos en la rizósfera de la quinua bajo las condiciones del presente experimento. Calvo *et al.* (2008) al estudiar la microflora de la rizósfera de la papa en zonas altoandinas reportaron una población de 3.9×10^4 UFC/g de suelo para el tratamiento con Guano de Islas más fuente de nitrato y no fue significativamente diferente al testigo que logró una población de 9.8×10^4 UFC/g de suelo. Ramírez *et al.* (2013) al evaluar la dinámica de los microorganismos del suelo en el cultivo de palta con diferentes manejos edáficos sobre *P. cinnamomi*, reportaron que el sustrato compostado promovió una mayor población de hongos alcanzando un valor de 8.0×10^5 UFC/g de suelo.

4.2. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DEL SUELO

Los análisis de varianza de las características físicas del suelo para los bloques indican diferencias muy significativas para la densidad aparente y diferencias no significativas para la estabilidad de agregados y la resistencia mecánica a la penetración; para el factor dosis de Guano de Islas muestran diferencias no significativas para la densidad aparente, diferencias altamente significativas para la estabilidad de agregados y diferencias muy significativas para la resistencia mecánica a la penetración; para el factor dosis de estiércol de ovino arrojan diferencias no significativas para la densidad aparente y diferencias muy significativas para la estabilidad de agregados y la resistencia mecánica a la penetración; y para la interacción de Guano de Islas y estiércol de ovino indican diferencias no significativas para la densidad aparente y diferencias significativas para la estabilidad de agregados y la resistencia mecánica a la penetración (anexos 11, 12 y 13; tabla 17).

El análisis de comparación de medias (prueba de Tukey) de los tratamientos en estudio, del factor dosis de Guano de Islas y del factor dosis de estiércol de ovino se presentan en las tablas 17, 18 y 19 respectivamente.

Los niveles del factor dosis de Guano de Islas no influyeron sobre la densidad aparente del suelo; mientras que en la estabilidad de agregados no hubo diferencias entre el nivel cero y la dosis de 500 kg/ha, siendo ambos inferiores frente a la dosis de 1000 kg/ha. Por el contrario, sobre la resistencia mecánica del suelo a la penetración hubo influencia de las dosis de 500 y 1000 kg/ha, siendo ambos estadísticamente similares y menores al nivel cero (tabla 18). En el caso de los niveles de estiércol de ovino no hubo influencia en la densidad aparente; mientras que en la estabilidad de agregados y la resistencia mecánica del suelo a la penetración tuvo efecto superior la dosis de 5000 kg/ha con diferencias estadísticas frente a la dosis de 2500 kg/ha y el nivel cero, los cuales, a su vez, no mostraron diferencias estadísticas entre sí (tabla 19).

Los abonos orgánicos aplicados de forma combinada (interacción) tuvieron un impacto positivo sobre la estabilidad de agregados y la resistencia mecánica del suelo a la penetración, sin embargo, sobre la densidad aparente del suelo no tuvieron influencia alguna (tabla 17).

Tabla 17. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre las características físicas del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Tratamientos	Guano de Islas (kg/ha)	Estiércol de ovino (kg/ha)	Densidad aparente (g/cm ³)	Estabilidad de agregados (DMP)	Resistencia a la penetración (MPa)
T1	0	0	1.11 a	0.73 d	0.96 ab
T2	0	2500	1.13 a	0.93 d	1.08 a
T3	0	5000	1.10 a	1.86 abc	0.89 bc
T4	500	0	1.14 a	1.25 bcd	0.84 bcd
T5	500	2500	1.16 a	1.08 cd	0.96 ab
T6	500	5000	1.12 a	1.92 ab	0.73 cd
T7	1000	0	1.15 a	1.02 d	0.95 ab
T8	1000	2500	1.16 a	1.96 ab	0.85 bcd
T9	1000	5000	1.14 a	2.13 a	0.71 d
	CV (%)		5.41	19.08	14.00
	Promedio		1.13	1.43	0.88
	Sign. Bloque		***	NS	NS
	Sign. Dosis de Guano de Islas		NS	**	***
	Sign. Dosis de estiércol de ovino		NS	***	***
	Sign. Interacción		NS	*	*

DMP: Diámetro Medio Ponderado (mm)

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

Para el análisis de varianza los niveles de significación son no significativo (NS), significativo (*), altamente significativo (**) y muy significativo (***).

Tabla 18. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre las propiedades características del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis de Guano de Islas (kg/ha)	Densidad aparente (g/cm ³)	Estabilidad de agregados (DMP)	Resistencia a la penetración (MPa)
0	1.13 a	1.17 b	0.97 a
500	1.15 a	1.42 b	0.84 b
1000	1.12 a	1.70 a	0.84 b

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

Tabla 19. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre las propiedades características del suelo bajo el cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis de estiércol de ovino (kg/ha)	Densidad aparente (g/cm ³)	Estabilidad de agregados (DMP)	Resistencia a la penetración (MPa)
0	1.11 a	1.00 b	0.92 a
2500	1.14 a	1.32 b	0.96 a
5000	1.15 a	1.97 a	0.77 b

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

4.2.1. Densidad aparente

En la tabla 17 se observa que la densidad aparente fluctúa entre 1.10 y 1.16 g/cm³ que corresponden a los tratamientos T3 y T5 respectivamente. El coeficiente de variabilidad fue 5.41 por ciento, que es bueno para trabajos de campo (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 11) indica que hay diferencias muy significativas para los bloques, mientras que no hay significancia para el factor dosis de Guano de Islas, el factor dosis de estiércol de ovino y su interacción. En efecto, en la prueba de comparación de medias (prueba de Tukey) se observa que no hay diferencias significativas entre tratamientos (figura 14).

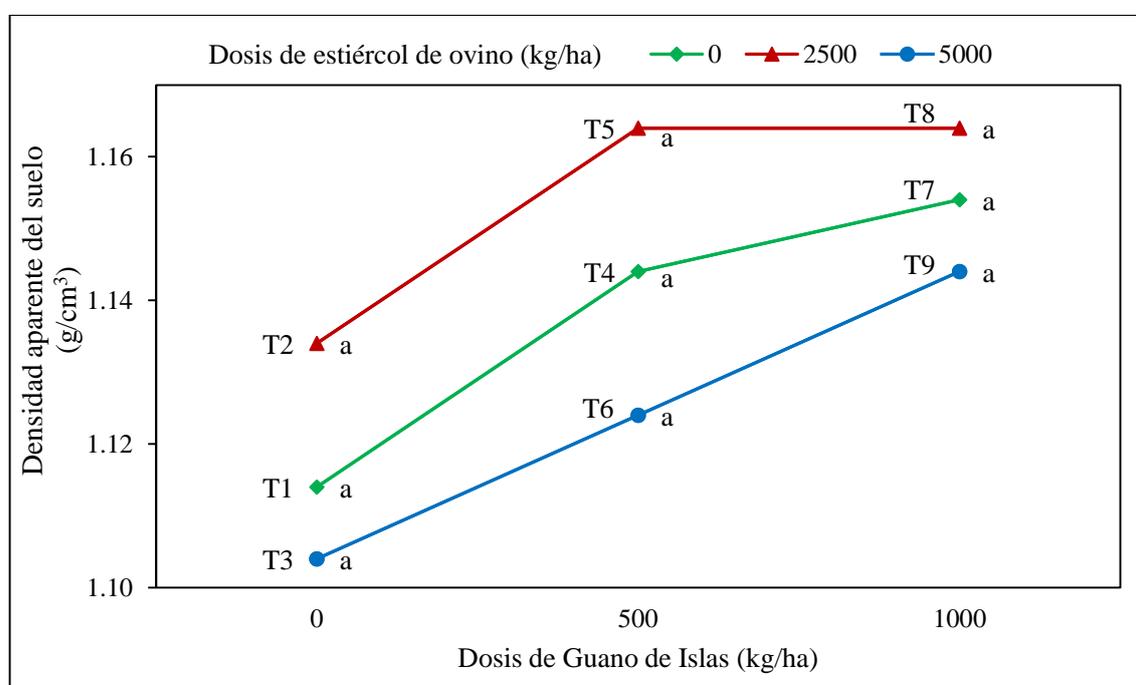


Figura 14. Comparación de medias para la densidad aparente del suelo (g/cm³) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Muchos autores reportan que la aplicación de enmiendas orgánicas promueve la disminución de la densidad aparente (Mora *et al.*, 2001; Sánchez *et al.*, 2005, Seguel *et al.*, 2003; Alves *et al.*, 2007). El promedio de la densidad aparente del suelo en este experimento fue de 1.13 g/cm³. Según Flores y Alcalá (2010) la densidad aparente de los suelos con textura franca suele oscilar entre 1.35 y 1.50 g/cm³, el cual es mayor al reportado en este trabajo para la misma textura. Esto se podría deber, más que a la aplicación de los abonos orgánicos a la movilización mecánica del suelo que se realiza en

el momento de la preparación del terreno, pues la labranza tiende a disminuir la densidad aparente en el corto plazo (Alves *et al.*, 2007).

La no influencia de la aplicación de abonos orgánicos sobre esta densidad sería también debido al tiempo de evaluación a partir de la incorporación del material orgánico que fue solo de cinco meses. Así, Mora *et al.* (2001) al evaluar el efecto de diferentes sistemas de labranza sobre las propiedades físicas del suelo, reportan diferencias significativas a partir de cuatro años bajo las mismas prácticas de manejo del suelo. Sánchez *et al.* (2005) al observar la evolución de la densidad aparente debido a aporte de vermicompost, reportan que la densidad aparente del suelo disminuyó a medida que la dosis de vermicompost se incrementaba y con el testigo logró una densidad aparente de 1.39 g/cm³ mientras que con 60 t/ha de vermicompost logró 1.29 g/cm³. Ramírez *et al.* (2007) evaluaron el efecto de la aplicación de biosólidos en las condiciones físicas del suelo con cultivos de Jacaranda, donde el testigo tuvo 1.30 g/cm³ mientras que el tratamiento con un equivalente al 8 por ciento de materia orgánica tuvo 1.05 g/cm³ de densidad aparente. Murray *et al.* (2005) al analizar el comportamiento de la materia orgánica del suelo bajo sistemas agroforestales y los cambios de las propiedades físicas, reportaron para suelos arcillosos valores que van desde 1.06 hasta 1.43 g/cm³ y mencionan que esta propiedad tiene una relación inversa con el contenido de materia orgánica del suelo.

4.2.2. Estabilidad de agregados

En la tabla 17 se puede apreciar que el diámetro medio ponderado (DMP) para la estabilidad de agregados del suelo fluctúa entre 0.73 y 2.13 mm correspondientes a los tratamientos T1 y T9 respectivamente. Para esta variable se tuvo un coeficiente de variabilidad de 19.08 por ciento, valor aceptable para trabajos de campo (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 12) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de estiércol de ovino, diferencias altamente significativas para el factor dosis de Guano de Islas y significativas para su interacción, mientras que para los bloques hay diferencias no significativas. La prueba de Tukey (figura 15) muestra que los tratamientos que alcanzaron mayor DMP fueron el T3, T6, T8 y T9 que lograron valores de 1.86, 1.92, 1.96 y 2.13 mm respectivamente, los cuales no muestran diferencias estadísticas entre sí,

pero al compararlas con los tratamientos T4 y T5 que tuvieron 1.25 y 1.08 mm de DMP se evidencian las diferencias estadísticas. Los tratamientos T1, T2 y T7 lograron 0.73, 0.93 y 1.02 mm de DMP respectivamente y son significativamente diferentes a los tratamientos antes mencionados, pero no entre sí.

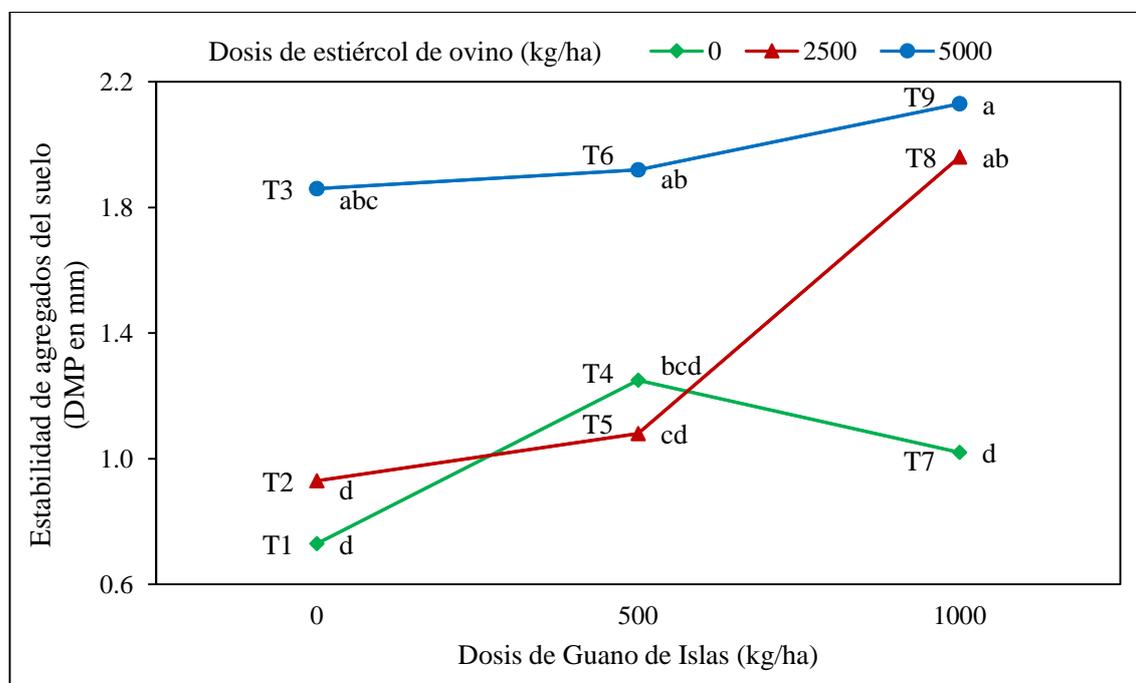


Figura 15. Comparación de medias para la estabilidad de agregados del suelo (DMP) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

La estabilidad estructural define la susceptibilidad de los suelos a las prácticas de manejo como la labranza, la fertilización, el riego, etc. (Montaño & Forero, 2013) y a la erosión, sea esta hídrica o eólica, pues cuando la estabilidad de agregados se reduce la susceptibilidad del suelo a la escorrentía aumenta (Rabot *et al.*, 2018). El promedio del diámetro medio ponderado (DMP) en esta investigación fue de 1.43 mm la que según el IGAC (2006) se encuentra en la categoría para la estabilidad de agregados de “ligeramente estable”. Taboada y Taboada (2003) al estudiar suelos de pradera y de cultivos, clasificaron a la mayoría de los suelos como medianamente estables en base a criterios definidos por Le Bissonnais (1996) y mencionan que existe una relación positiva entre la estabilidad de agregados y el contenido de materia orgánica del suelo. Esta misma relación positiva fue reportada por Parra *et al.* (2011) al evaluar los cambios en la condición física de los suelos en diferentes sistemas de manejo, donde los sistemas naturales tuvieron los valores de DMP más altos en comparación a los sistemas agrícolas, evidenciando, a su vez,

el deterioro de los suelos de estos últimos. Es por ello que Forero *et al.* (2008) afirman que el aumento de la estabilidad de agregados del suelo se puede deber al aporte de materias orgánicas y a la acción de las raíces de las plantas a través de la solubilización de cementantes químicos. Sin embargo, Cardona *et al.* (2016) indican que, si bien la estabilidad estructural está altamente correlacionada con el contenido de materia orgánica del suelo la adición de residuos de cosecha y estiércol no son suficientes para restaurar su calidad física.

Dentro de factor dosis de Guano de Islas la tabla 18 indica que la dosis de 1000 kg/ha logró 1.70 mm de DMP (moderadamente estable) y es diferente significativamente a la dosis de 500 kg/ha y el nivel cero que tuvieron 1.42 y 1.17 mm de DMP (ligeramente estables) respectivamente, los cuales, a su vez, no son significativamente diferentes entre sí. Este ligero aumento de la estabilidad de agregados con 1000 kg/ha de Guano de Islas se podría deber al 18.61 por ciento de materia orgánica que contiene y que pudo actuar como cementante de los agregados a medida que se iba descomponiendo (Forero *et al.*, 2008). Ramirez *et al.* (2007) estudiaron el efecto de la aplicación de biosólidos en las condiciones físicas del suelo, las cuales mejoraron el DMP a medida que la cantidad de biosólidos aumentaba, pasando de 1.53 mm para suelos sin materia orgánica hasta 4.46 mm de DMP para suelos con 8 por ciento de materia orgánica.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino (tabla 19) podemos observar que el mayor DMP se logró con la aplicación de 5000 kg/ha con 1.97 mm (moderadamente estable). Este tratamiento es significativamente diferente al DMP logrado con la dosis de 2500 kg/ha y el nivel cero que obtuvieron 1.32 y 1.00 mm (ligeramente estables) respectivamente, los cuales no muestran diferencias significativas entre sí. Ramos y Martínez (2003) evaluaron la efectividad de la aplicación de residuos orgánicos sobre suelos altamente degradados y encontraron que la aplicación de compost mejora la estabilidad de agregados frente a procesos de degradación del suelo. En la misma línea, Cervantes *et al.* (2015) al determinar el efecto de la pulpa de café en la estructura del suelo concluyeron que con su aplicación los suelos aumentaron su estabilidad de agregados. Otros trabajos como el de Taboada *et al.* (2007) evaluaron la estabilidad de agregados en un Oxisol bajo dos sistemas de labranza (convencional y no labranza) y reportaron que la labranza convencional tuvo un mayor DMP (3.62 mm) respecto al no laboreo (2.83 mm) concluyendo que la labranza

convencional al remover la capa arable promueve agregados por compresión. Pero según Cacchiarelli *et al.* (2008) las fuerzas físicas provenientes de la actividad agrícola en general y de la labranza en particular favorecen la destrucción de los agregados del suelo.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 17) se puede apreciar que el tratamiento T9 (2.13 mm de DMP) es estadísticamente similar a los tratamientos T8 (1.96 mm de DMP) y T6 (1.92 mm de DMP) pero muestra diferencias significativas con el tratamiento T5 (1.08 mm de DMP), el cual, a su vez, es estadísticamente diferente a los tratamientos T8 y T6. Estos resultados nos indica que la interacción de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueve una mayor estabilidad de agregados del suelo en la zona de influencia del sistema radicular del cultivo de quinua y bajo las condiciones del presente experimento. Cardona *et al.* (2016) al estudiar el efecto de abonos orgánicos y minerales sobre las propiedades físicas del suelo indican que los valores más altos de DMP lo obtuvieron con la aplicación de compost (0.67 mm) y, en contraste, los suelos con fertilización mineral presentaron nula estructuración (< 0.50 mm), concluyendo que la adición de materias orgánicas permitió mejorar las propiedades físicas del suelo y que la fertilización mineral proporciona nutrientes disponibles para el crecimiento de las plantas, pero no contribuye en mejorar las condiciones físicas del suelo.

4.2.3. Resistencia mecánica del suelo a la penetración

En la tabla 17 se puede apreciar que la resistencia mecánica del suelo a la penetración fluctúa entre 0.71 y 1.08 MPa que corresponden a los tratamientos T9 y T2 respectivamente. Para esta variable se tuvo un coeficiente de variabilidad de 14.00 por ciento, valor aceptable para trabajos de campo (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 13) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas y el factor dosis de estiércol de ovino, significativas para su interacción y diferencias no significativas para los bloques. La prueba de Tukey (figura 16) muestra que los tratamientos que tuvieron mayor resistencia mecánica del suelo a la penetración fueron el T1, T2, T5 y T7 que lograron valores de 0.96, 1.08, 0.96 y 0.95 MPa respectivamente, los cuales no muestran diferencias estadísticas entre sí, pero al compararlas con los tratamientos T3, T4 y T8 que tuvieron 0.89, 0.84 y 0.85 MPa sí se

evidencian las diferencias estadísticas. Los tratamientos T6 y T9 lograron 0.73 y 0.71 MPa respectivamente y son significativamente diferentes a los tratamientos antes mencionados, pero no entre sí.

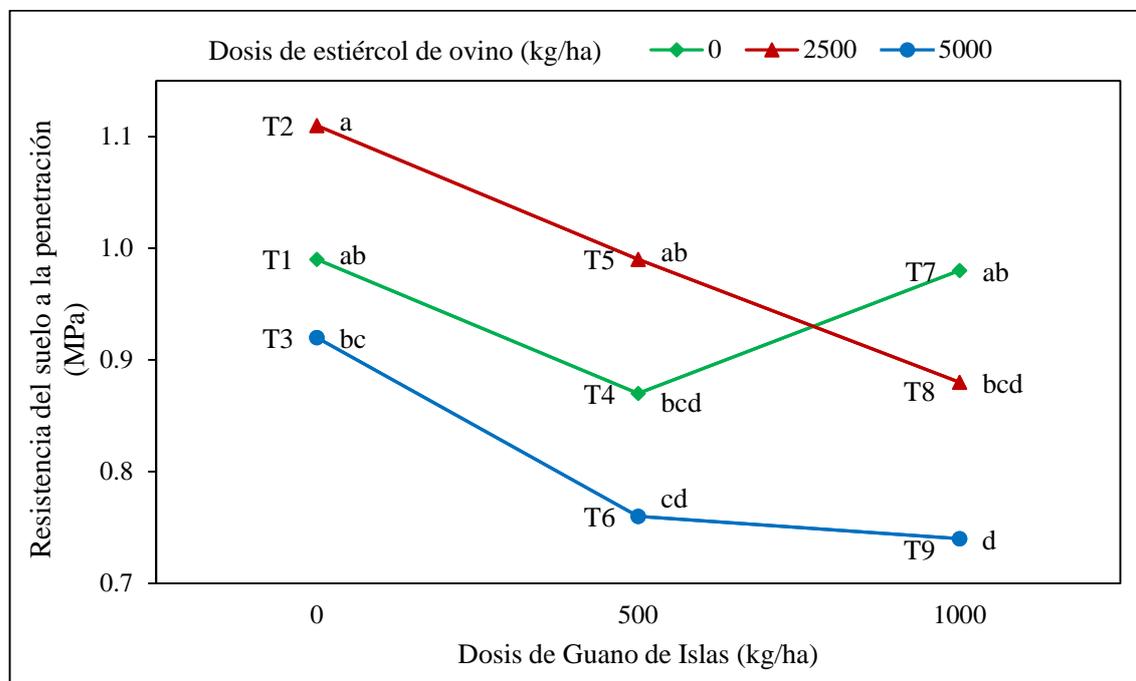


Figura 16. Comparación de medias para la resistencia del suelo a la penetración (MPa) bajo el cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Bonini *et al.* (2016) al evaluar la calidad física de un suelo bajo diferentes usos y manejo, llegaron a la conclusión de que la resistencia mecánica del suelo a la penetración es un buen indicador de la calidad del suelo. El promedio de la resistencia mecánica del suelo a la penetración para las condiciones de esta investigación fue de 0.88 MPa, lo que nos indica que son valores medios a bajos por lo que el crecimiento de las raíces del cultivo de quinua no se vería afectadas porque, según Threadgill (1982), recién los valores de resistencia mecánica a la penetración del suelo de 1.5 MPa reducen el crecimiento de las raíces y de 2.0 MPa a más lo impiden. Del mismo modo, Taylor y Gardner (1963) mostraron que valores superiores a 2 MPa pueden impedir significativamente el crecimiento radicular y reducir el crecimiento de los cultivos. Por su parte, Bowen *et al.* (1994), citado por Draghi *et al.* (2005), indican a 1.5 MPa como límite a partir del cual el crecimiento satisfactorio de las raíces se ve restringido. El trabajo de Pinto *et al.* (2016) al estudiar la resistencia a la penetración en función al tipo de labranza reportaron valores promedio de 2.52 MPa en el cultivo de arracacha e indican que no hubo diferencias

significativas entre los tipos de labranza. Del mismo modo, Ramirez *et al.* (2006) al comparar las propiedades físicas en parcelas bajo labranza convencional y siembra directa durante 16 años, reportan que las parcelas con siembra directa tuvieron mayores valores de resistencia a la penetración, concluyendo que la siembra directa no siempre es favorable para el desarrollo de los cultivos.

Dentro de factor dosis de Guano de Islas la tabla 18 muestra que tanto la dosis de 1000 kg/ha como la de 500 kg/ha lograron 0.84 MPa cada una y son significativamente diferentes con el nivel cero que tuvo 0.97 MPa. Al respecto, Vásquez *et al.* (2009) al evaluar fuentes de encalado sobre las propiedades físicas, reportan valores de hasta 3.29 MPa para la aplicación de dolomita e indican que la aplicación de enmiendas cálcicas y cálcico-magnésicas redujeron la resistencia a la penetración del suelo. Por otro lado, Castiglioni *et al.* (2016) evaluaron el efecto de coberturas sobre distintas propiedades físicas del suelo y encontraron que los cultivos de cobertura no promueven cambios en el corto plazo sobre la resistencia mecánica del suelo a la penetración.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino la tabla 19 muestra que la menor resistencia mecánica del suelo a la penetración se logró con la aplicación de 5000 kg/ha con 0.77 MPa. Este tratamiento es significativamente diferente al logrado con la dosis de 2500 kg/ha y el nivel cero que obtuvieron 0.96 y 0.92 MPa respectivamente, los cuales, a su vez, no muestran diferencias significativas entre sí. Busscher *et al.* (2011) al probar 12 fuentes orgánicas como enmiendas sobre las propiedades físicas del suelo, obtuvieron que el biochar, el aserrín y el tratamiento con almidón de maíz tuvieron los valores de resistencia del suelo a la penetración más altos (0.38 MPa), mientras que la celulosa y la harina de algodón tuvieron los valores más bajos (0.24 MPa). También, Mora *et al.* (2001) evaluaron el impacto de diferentes sistemas de labranza sobre las propiedades físicas del suelo, donde reportaron valores de 0.75 a 1.49 MPa para labranza convencional con incorporación de residuos orgánicos e indican que la restricción de crecimiento radicular se da con valores mayores de 3.0 MPa.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 17) se puede apreciar que el tratamiento T9 (0.71 MPa) es estadísticamente similar a los tratamientos T8 (0.85 MPa) y T6 (0.73 MPa) pero muestra diferencias significativas con el tratamiento T5

(0.96 MPa), el cual, a su vez, es estadísticamente similar al tratamiento T8, pero estadísticamente diferente al tratamiento T6. Estos resultados nos indican que la interacción de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino disminuye la resistencia mecánica del suelo a la penetración en la zona del sistema radicular del cultivo de la quinua y bajo las condiciones del presente experimento. Tester (1990) comparó durante cinco años los efectos del compost, el estiércol de ovino y los fertilizantes en las propiedades físicas, concluyendo que la adición de compost redujo significativamente la resistencia mecánica del suelo a la penetración. Por su parte, Celik *et al.* (2010) al investigar el papel de la inoculación de micorrizas y fertilizantes orgánicos sobre algunas propiedades físicas del suelo, reportaron que las aplicaciones orgánicas redujeron significativamente la resistencia del suelo a la penetración pues el menor valor se logró con el compost inoculado con micorrizas y los valores más altos con la aplicación de fertilizantes sintéticos.

4.3. VARIABLES DE CRECIMIENTO DEL CULTIVO DE QUINUA

Los análisis de varianza de las variables de crecimiento de la quinua para los bloques indican diferencias muy significativas en la altura de planta, la longitud de panoja y el diámetro de panoja y diferencias no significativas para el diámetro de tallo; para el factor dosis de Guano de Islas muestran diferencias muy significativas para la altura de planta y el diámetro de tallo y diferencias significativas para la longitud de panoja y diámetro de panoja; para el factor dosis de estiércol de ovino arrojan diferencias muy significativas para la altura de planta y el diámetro de panoja, diferencias significativas para la longitud de panoja y diferencias no significativas para el diámetro de tallo; y para la interacción de Guano de Islas y estiércol de ovino indican diferencias muy significativas para la altura de planta y la longitud de panoja, diferencias altamente significativas para el diámetro de tallo y diferencias no significativas para el diámetro de panoja (anexos 1, 2, 3 y 4; tabla 20).

El análisis de comparación de medias (prueba de Tukey) de los tratamientos, del factor dosis de Guano de Islas y del factor dosis de estiércol de ovino se presentan en las tablas 20, 21 y 22 respectivamente.

Los niveles del factor dosis de Guano de Islas influyeron ascendentemente en la altura de planta y diámetro de tallo; mientras que en la longitud de panoja no hubo diferencias entre

las dosis de 500 y 1000 kg/ha siendo superior la dosis de 500 kg/ha frente al nivel cero. Por el contrario, sobre el diámetro de panoja fue superior el nivel de 1000 kg/ha frente al nivel cero, pero no muestra diferencias con la dosis de 500 kg/ha y éste no muestra diferencias con el nivel cero (tabla 21).

Tabla 20. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre las variables de crecimiento del cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Tratamientos	Guano de Islas (kg/ha)	Estiércol de ovino (kg/ha)	Altura de planta (cm)	Diámetro de tallo (mm)	Longitud de panoja (cm)	Diámetro de panoja (mm)
T1	0	0	77.3 e	6.1 e	29.0 abc	31.6 c
T2	0	2500	101.5 d	7.4 d	30.0 abc	39.4 abc
T3	0	5000	104.8 d	7.4 d	23.8 c	39.4 abc
T4	500	0	121.1 c	8.9 abc	30.8 abc	38.7 abc
T5	500	2500	118.9 c	8.6 bcd	31.3 ab	38.4 abc
T6	500	5000	123.7 bc	8.4 cd	32.8 a	40.9 ab
T7	1000	0	133.8 a	9.8 ab	24.6 bc	37.2 bc
T8	1000	2500	121.3 c	9.3 abc	32.9 a	40.9 ab
T9	1000	5000	131.2 ab	9.9 a	32.8 a	46.9 a
	CV (%)		10.1	18.6	18.7	16.5
	Promedio		114.9	8.4	29.8	39.2
	Sign. Bloque		***	NS	***	***
	Sign. dosis de Guano de Islas		***	***	*	*
	Sign. dosis de estiércol de ovino		***	NS	*	***
	Sign. interacción		***	**	***	NS

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

Para el análisis de varianza los niveles de significación son no significativo (NS), significativo (*), altamente significativo (**) y muy significativo (***).

En el caso de los niveles del estiércol de ovino no hubo diferencias estadísticas entre el nivel cero y la dosis de 2500 kg/ha, pero la dosis de 5000 kg/ha tuvo una respuesta superior a ambos para altura de planta; no hubo diferencias significativas en el diámetro de tallo. En la longitud de panoja tuvo efecto superior la dosis de 2500 kg/ha frente al nivel cero y no tuvo diferencias con la dosis de 5000 kg/ha y este último tuvo igual efecto que el nivel cero. En el diámetro de panoja no hubo diferencias entre las dosis de 2500 y 5000 kg/ha, pero resultaron superior al nivel cero (tabla 22).

Los dos abonos orgánicos aplicados en forma combinada (interacción) tuvieron un impacto en las variables de crecimiento del cultivo de quinua variedad Hualhuas, a excepción del diámetro de panoja (tabla 14).

Tabla 21. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre las variables de crecimiento del cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis de Guano de Islas (kg/ha)	Altura de planta (cm)	Diámetro de tallo (mm)	Longitud de panoja (cm)	Diámetro de panoja (mm)
0	94.5 c	6.9 c	27.6 b	36.8 b
500	121.3 b	8.7 b	31.6 a	39.3 ab
1000	128.8 a	9.7 a	30.1 ab	41.5 a

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

Tabla 22. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre las variables de crecimiento del cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis de estiércol de ovino (kg/ha)	Altura de planta (cm)	Diámetro de tallo (mm)	Longitud de panoja (cm)	Diámetro de panoja (mm)
0	110.7 b	8.3 a	28.1 b	35.8 b
2500	113.9 b	8.6 a	31.4 a	39.6 a
5000	119.9 a	8.6 a	29.8 ab	42.2 a

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

4.3.1. Altura de planta

La altura de planta (tabla 20) fluctúa entre 77.3 cm y 133.8 cm correspondientes a los tratamientos T1 y T7 respectivamente. Se observa que todos los tratamientos superan al testigo (T1), siendo la altura promedio para todo el experimento de 114.9 cm y con un coeficiente de variabilidad de 10.1 por ciento el cual es considerado un valor medio, según Gordón y Camargo (2015) y da una confiabilidad aceptable en los resultados obtenidos para experimentos agrícolas.

El análisis de varianza (anexo 1) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas, dosis de estiércol de ovino, la interacción de ambos y los bloques. La prueba de Tukey (figura 17) muestra que los tratamientos que alcanzaron mayor altura de planta fueron T7 y T9 con 133.8 y 131.2 cm respectivamente, no presentando significancia entre sí mismos, pero sí la muestran al compararlos con los tratamientos T6, T8, T5 y T4 con 123.7, 121.3, 118.9 y 121.1 cm respectivamente, los cuales muestran diferencias significativas con los tratamientos T3 con 104.8 cm y T2 con 101.47 cm, los cuales, a su vez, muestra diferencias significativas con el T1 con 77.33 cm.

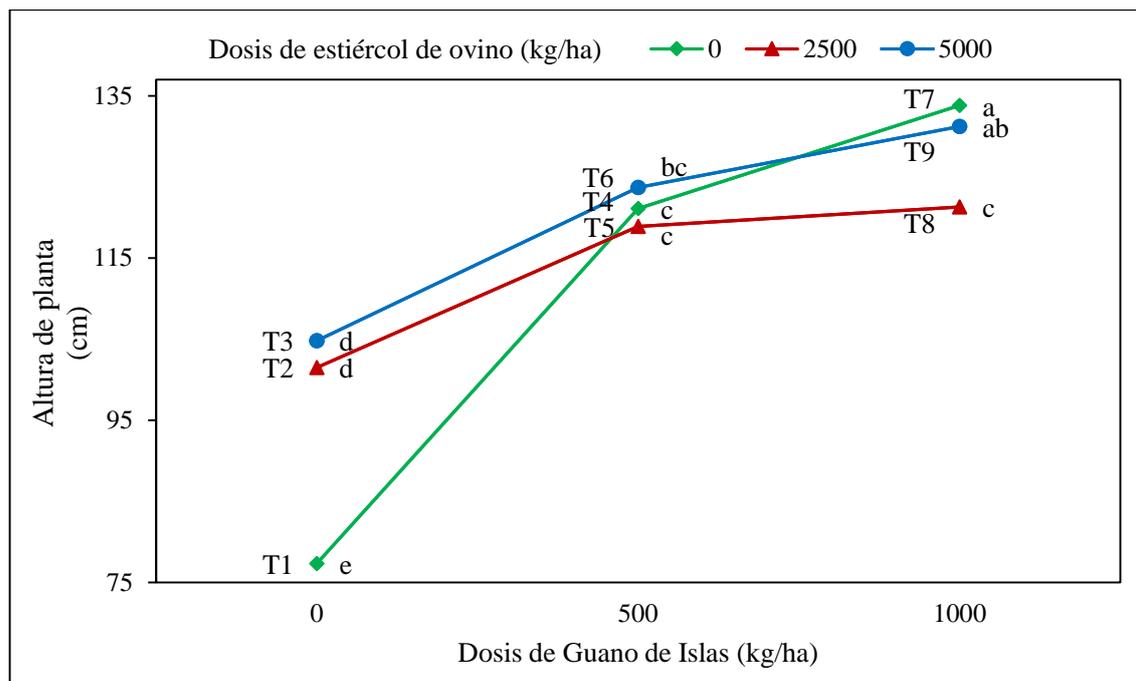


Figura 17. Comparación de medias para la altura de planta (cm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Mujica (1993) indica que la altura de planta para quinua es variable en función del genotipo, la densidad siembra, la fertilización y las condiciones del cultivo, variando desde 110 hasta 200 cm. Apaza *et al.* (2013) mencionan que la variedad Hualhuas tiene una altura de planta potencial de 157 cm. La altura de planta promedio en este trabajo fue de 114.9 cm, el cual es menor al reportado por Rojas (2015), Arias (2017), Colachagua (2015), Espeza (2015), Mendez (2014) e Iturrizaga (2013) que lograron valores de 148, 146, 155, 165, 169 y 129 cm respectivamente para la variedad Hualhuas y es ligeramente superior al valor de 113 cm reportado por Rosas (2015). Este valor se debería a que el cultivo se vio desfavorecido por factores abióticos como la temperatura y factores bióticos como la presencia de mildiú, ya que el rango de temperatura durante la campaña del cultivo fue de 7.15 a 9.80 °C, que está por debajo del óptimo indicado por Gómez y Aguilar (2016), que a su vez mencionan que la presencia de mildiú provoca enanismo en las plantas y defoliación prematura.

Dentro del factor dosis de Guano de Islas (tabla 21) hay diferencias estadísticas entre las tres dosis estudiadas, donde la aplicación de 1000 kg/ha obtuvo el promedio más alto con 128.8 cm, seguido de la aplicación de 500 kg/ha que logró 121.3 cm y, por último, el nivel cero que alcanzó 94.5 cm en promedio. Esto se puede deber básicamente a que el Guano de

Islas es una fuente inmediata de nitrógeno, fósforo y potasio principalmente y puede estimular el crecimiento de la longitud del tallo y, por ende, de toda la planta (Cantaro, 2015). Estos datos concuerdan con el trabajo de Huahuachampi (2015) que logró incrementar a 150 cm la altura de planta en la quinua variedad Pandela al aplicar 1200 kg/ha de Guano de Islas. En la misma línea, Juárez (2011) al aplicar 2000 kg/ha de Guano de Islas en el cultivo de achita (*Amaranthus caudatus* L.) logró que la altura de planta se incremente en un 19 por ciento. En un trabajo con arveja (*Pisum sativum* L.) Rojas (2017) menciona que el Guano de Islas tuvo un efecto positivo sobre la altura de planta. Aunque, trabajos como el de Machaca (2018) con aplicaciones de Guano de Islas de hasta 2000 kg/ha no muestra ningún efecto sobre la altura de planta de arveja respecto a las dosis menores.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino (tabla 22) podemos observar que hay diferencias estadísticas entre las dosis de 5000 kg/ha con la dosis de 2500 kg/ha y el nivel cero, mientras que estos dos últimos no muestran diferencias estadísticas. La mayor altura promedio se logró con aplicaciones de 5000 kg/ha con 119.9 cm, seguido de 113.9 cm para 2500 kg/ha de estiércol de ovino y, finalmente, el nivel cero con 110.7 cm. Al respecto Delgado (2007), citado por Rojas (2017), menciona que la materia orgánica promueve el crecimiento de las plantas al mejorar las condiciones del suelo. Valdez (2015) al aplicar estiércol logró incrementar la altura de planta en 15 por ciento respecto al testigo. Del mismo modo, según Zuñiga (2016) las dosis crecientes de vermicompost promueven una mayor altura de planta en el cultivo de orégano. Gutiérrez (2017) logró incrementar la altura de planta en cebolla con la aplicación combinada de 8000 kg/ha de estiércol de cuy y 2000 kg/ha de Guano de Islas. Sin embargo, trabajos realizados por Juárez (2016) y Alcántara (2017) indican que el estiércol de ovino no tuvo ningún efecto significativo sobre la altura de planta en cebada (*Hordeum vulgare* L.). Del mismo modo, Rojas (2015) reportó que la altura de planta de la quinua no se vio influenciada por la aplicación de estiércol de ovino.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y el estiércol de ovino (tabla 20) se puede apreciar que el tratamiento T9 (131.2 cm) superó con diferencias estadísticas a los tratamientos T8 (121.3 cm) y T5 (118.9 cm), pero es estadísticamente similar al T6 (123.7 cm). Estos resultados nos indica que la interacción de 500 y 1000 kg/ha de Guano de Islas

con 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueven una mayor altura de planta en el cultivo de quinua bajo las condiciones del presente experimento. Resultados similares reporta Huahuachampi (2015) para la interacción de 8 t/ha de compost y 1.2 t/ha de Guano de Islas e indica que el empleo de compost mejora el crecimiento y desarrollo del cultivo de quinua debido a que incrementa la capacidad de retención de nutrientes en el suelo, liberándolas progresivamente. Asimismo, Rojas (2017) logró la mayor altura de planta en el cultivo de arveja con la interacción de 6 t/ha de vermicompost, 1 t/ha de Guano de Islas y biol al 40 por ciento, donde menciona que la aplicación de vermicompost favoreció a la altura de planta debido a su contenido importante de materia orgánica, el cual, se vio potenciado por la aplicación edáfica de Guano de Islas y foliar de biol. Por su parte, Gutiérrez (2017) indica que la mayor altura de planta en el cultivo de cebolla se logró con la interacción de 2 t/ha de Guano de Islas y 8 t/ha de estiércol de cuy tratado con Microorganismos Eficientes (ME). Mientras, Machaca (2018) indica que la interacción de Guano de Islas y té de estiércol sobre la altura de planta del cultivo de arveja no tuvo ningún efecto positivo.

4.3.2. Diámetro de tallo

En la tabla 20 podemos ver que el diámetro de tallo del cultivo de quinua fluctúa entre 6.1 y 9.9 mm para los tratamientos T1 y T9 respectivamente. Se observa también que todos los tratamientos superan al testigo, siendo el promedio para todo el experimento de 8.4 mm y con un coeficiente de variabilidad de 18.6 por ciento, que es considerado un valor medio con una confiabilidad aceptable en los resultados para experimentos de campo (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 2) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas, altamente significativas para la interacción de Guano de Islas y estiércol de ovino y hay diferencias no significativas para el factor dosis de estiércol de ovino y para los bloques. La tabla 20 y la prueba de Tukey (figura 18) muestran que no hay diferencias estadísticas entre los tratamientos T4, T7, T8 y T9 que alcanzaron 8.9, 9.8, 9.3 y 9.9 mm respectivamente. Estos a su vez muestran diferencias significativas con T2, T3, T5 y T6 que lograron diámetros de tallo de 7.4, 7.4, 8.6 y 8.4 mm respectivamente, pero que entre sí mismos no hay diferencias estadísticas significativas. Y por último el tratamiento T1 que muestra diferencias significativas con el resto de tratamientos evaluados y reportó el diámetro de tallo más bajo con 6.1 mm en promedio.

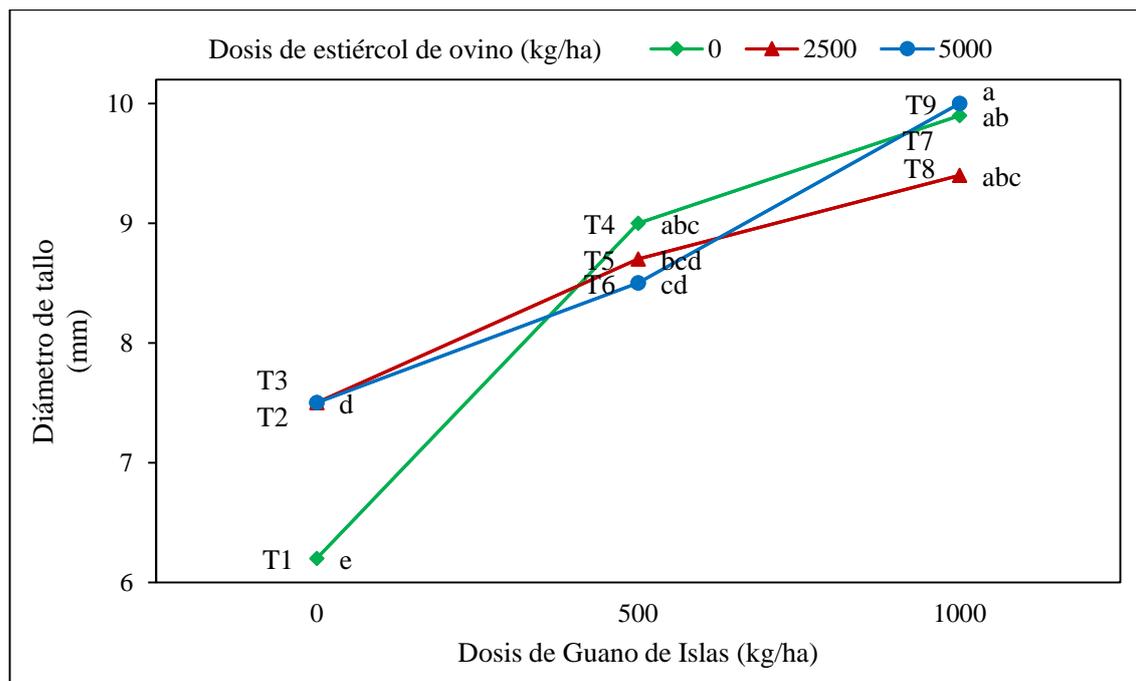


Figura 18. Comparación de medias para el diámetro de tallo (mm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Gómez y Eguiluz (2011) mencionan que el crecimiento de la quinua está influenciado por el genotipo y el medio ambiente. Para el caso del diámetro de tallo Iturrizaga (2013) y Borda (2011) indican que su engrosamiento varía según el genotipo, la densidad de siembra, la fertilización, las condiciones del cultivo y del clima. Apaza *et al.* (2013) mencionan que la variedad Hualhuas puede alcanzar diámetros de tallo de hasta 15 mm bajo condiciones óptimas de cultivo. Como se aprecia en la tabla 20, el diámetro de tallo promedio para esta investigación fue de 8.4 mm, que está muy cercano al reportado por Mendez (2014) que obtuvo 9.19 mm bajo condiciones de agricultura orgánica, pero está muy por debajo del reportado por Bellido (2017) que logró 18 mm al caracterizar variedades de quinua bajo condiciones de la sierra central con una fertilización cuya fórmula responde a 80-80-40 para NPK más 4 t/ha de estiércol de vacuno. Este valor bajo para el diámetro de tallo en quinua se debería a que las temperaturas no fueron las óptimas para la variedad Hualhuas y a la presencia del mildiú en la época de lluvias (tabla 8).

Para el factor dosis de Guano de Islas (tabla 21) hay diferencias estadísticas entre las tres dosis estudiadas, donde la aplicación de 1000 kg/ha logró el valor más alto con 9.7 mm, seguido de la aplicación de 500 kg/ha que alcanzó 8.7 mm y, por último, el nivel cero que tuvo 6.9 mm. El Guano de Islas al ser una fuente orgánica de fertilización edáfica con

disponibilidad inmediata de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre y cloro para las plantas logra que a mayor dosis se promueva un mayor crecimiento y desarrollo de los órganos vegetales (Aguirre & Villagarcía, 2014).

Para el factor dosis de estiércol de ovino podemos observar (tabla 22) que las diferentes dosis muestran diferencias no significativas estadísticamente. El trabajo realizado por Mendez (2014) con diferentes niveles de compost evaluados tampoco mostraron diferencias estadísticas para el diámetro de tallo en la variedad Hualhuas pues logró un diámetro de tallo de 9.28 mm. Sin embargo, trabajos como el de Osco (2009), donde evaluó la productividad de variedades de quinua con aplicaciones de estiércol de ovino, logró obtener hasta 15.12 mm de diámetro de tallo con dosis de 12 t/ha de estiércol y con diferencias significativas respecto a las dosis más bajas.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 20) se puede apreciar que el tratamiento T9 (9.9 mm) superó con diferencias estadísticas a los tratamientos T5 (8.6 mm) y T6 (8.4 mm), pero es estadísticamente similar al T8 (9.3 mm). Estos resultados nos indica que la interacción de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 2500 y 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueven un mayor diámetro de tallo en el cultivo de quinua variedad Hualhuas bajo las condiciones del presente experimento. Al respecto, Mejia (2012) al estudiar diferentes niveles de abonamiento orgánico y sintético sobre el rendimiento del cultivo de quinua indica que el mayor diámetro de tallo se logró con la interacción de 4 t/ha de Guano de Islas con la fórmula de 60-50-40 para NPK.

4.3.3. Longitud de panoja

En la tabla 20 se aprecia que la longitud de panoja fluctúa entre 23.8 y 32.8 cm correspondientes a los tratamientos T3 y T6 respectivamente. Se observa que la longitud de panoja promedio para todo el experimento fue de 29.8 cm, con un coeficiente de variabilidad de 18.7 por ciento, valor medio según Gordón y Camargo (2015), lo cual da una confiabilidad aceptable en los resultados obtenidos para experimentos agrícolas.

El análisis de varianza (anexo 3) indica que hay diferencias muy significativas para la interacción de Guano de Islas y estiércol de ovino y para los bloques. Además, indica que hay diferencias significativas para el factor dosis de Guano de Islas y el factor dosis de

estiércol de ovino. La prueba de Tukey (figura 19) muestra que los tratamientos que alcanzaron mayor longitud de panoja y no mostraron diferencias significativas entre sí fueron el T1, T2, T4, T5, T6, T8 y T9 con 29.0, 30.0, 30.8, 31.3, 32.8, 32.9 y 32.8 cm respectivamente, pero sí la muestran con los tratamientos T3 y T7 con 23.8 y 24.6 cm respectivamente, los cuales no muestran diferencias significativas entre sí.

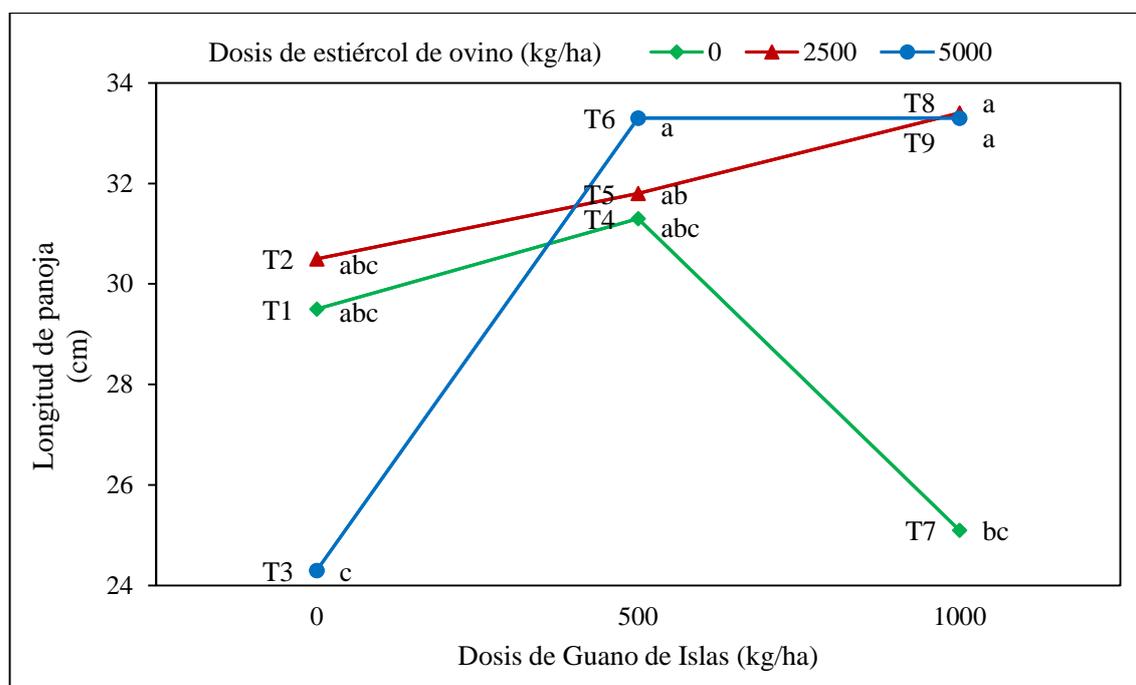


Figura 19. Comparación de medias para la longitud de panoja (cm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Según Borda (2013) la longitud de panoja varía en función de la variedad empleada y está relacionada con el rendimiento final del cultivo. La variedad Hualhuas según Apaza *et al.* (2013) logra una longitud de panoja de 43.6 cm bajo condiciones óptimas de manejo. La longitud de panoja promedio en este trabajo fue de 29.8 cm, que es menor al descrito en los trabajos de Rímac (2015) y Rojas (2015) que lograron una longitud de panoja promedio de 48.20 y 77.67 cm respectivamente. Sin embargo, Arias (2017) obtuvo un valor menor al descrito en este trabajo que fue de 20.07 cm para la variedad Hualhuas en condiciones del Callejón del Huaylas (Ancash) con fertilización edáfica de guano de corral.

Dentro del factor dosis de Guano de Islas (tabla 21) la dosis de 500 kg/ha obtuvo 31.6 cm de longitud de panoja y no es estadísticamente diferente a la dosis de 1000 kg/ha que obtuvo 30.1 cm, pero sí muestra diferencias significativas con el nivel cero que obtuvo

27.6 cm. La longitud de panoja obtenida con la dosis de 1000 kg/ha no es significativamente diferente al nivel cero. Mujica (2013), citado por Huahuachampi (2015), indica que la longitud de panoja es dependiente de los genes, del lugar donde se desarrolla, las condiciones de fertilidad del suelo y la densidad de siembra alcanzando valores que van desde 30 hasta 80 cm de longitud. Este investigador reportó que dosis crecientes de Guano de Islas promueve una mayor longitud de panoja en la variedad Pasankalla, pues obtuvo 36.95 cm de longitud de panoja con 1200 kg/ha de Guano de Islas respecto al testigo que solo alcanzó 29.58 cm de longitud.

El efecto del factor dosis de estiércol de ovino se observa en la tabla 22 y muestra que la dosis de 2500 kg/ha obtuvo 31.4 cm de longitud de panoja y no es estadísticamente diferente a la dosis de 5000 kg/ha que obtuvo 29.8 cm, pero sí muestra diferencias significativas con el nivel cero que obtuvo 28.1 cm. La longitud de panoja obtenida con la dosis de 5000 kg/ha no es significativamente diferente al nivel cero. Al respecto, Mullo (2011) reporta efectos positivos de la aplicación de compost (8 t/ha como fuente de materia orgánica) sobre la longitud de panoja, pues obtuvo en promedio 40.7 cm respecto al testigo que obtuvo 38.3 cm. Asimismo, Medrado (2018) al aplicar 6 t/ha de estiércol de llama obtuvo 24.31 cm de longitud de panoja que fue estadísticamente diferente al testigo que obtuvo 18.94 cm de longitud de panoja.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 20) se puede apreciar que los tratamientos T9 (32.8 cm), T8 (32.9 cm), T6 (32.8 cm) y T5 (31.3 cm) son estadísticamente similares. Estos resultados nos indican que la interacción de 500 y 1000 kg/ha de Guano de Islas con 2500 y 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueven una mayor longitud de panoja en el cultivo de quinua bajo las condiciones del presente experimento. Al respecto, Huahuachampi (2015) logró la mayor longitud de panoja en la variedad Salcedo con la interacción de 8 t/ha de compost y 1.2 t/ha de Guano de Islas, además, refiere que un buen aprovechamiento de nutrientes influye en el crecimiento de la panoja activando la ramas florales, apicales y laterales. Asimismo, Mejia (2012) reporta una mayor longitud de panoja para la interacción de 3 t/ha de Guano de Islas y 90-75-60 de NPK. Por su parte, Rodriguez (2017) reporta una longitud de panoja de 21.97 cm para la interacción de 2 t/ha de Guano de Islas y 20 l/ha de Microorganismos Eficientes (ME). Mientras que, Borda (2013) indica que la interacción del Guano de Islas (500, 750, 1000 y

1250 kg/ha) y el biol no tuvo efecto positivo sobre la longitud de panoja. Del mismo modo, Valdez (2015) no reportó influencia sobre esta variable, tras la interacción de estiércol (0, 10 y 20 t/ha) y gallinaza (0, 5 y 10 t/ha).

4.3.4. Diámetro de panoja

En la tabla 14 se aprecia que el diámetro de panoja fluctúa entre 31.6 y 46.9 mm correspondientes a los tratamientos T1 y T9 respectivamente. Se observa que el coeficiente de variabilidad fue de 16.5 por ciento, valorado como medio según Gordón y Camargo (2015), lo que indica una confiabilidad aceptable para experimentos agrícolas.

El análisis de varianza (anexo 4) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de estiércol de ovino y para los bloques, diferencias significativas para el factor dosis de Guano de Islas y diferencias no significativas para la interacción de la dosis de Guano de Islas con la dosis de estiércol de ovino. La prueba de Tukey (figura 20) muestra que los tratamientos que alcanzaron mayor diámetro de panoja y no mostraron diferencias significativas entre ellos mismos fueron el T2, T3, T4, T5, T6, T8 y T9 con 39.4, 39.4, 38.7, 38.4, 40.9, 40.9 y 46.9 mm respectivamente. Los tratamientos T7 (37.2 mm) y T1 (31.6 mm) no son diferentes significativamente entre sí, pero al compararlos con el tratamiento T9 si se evidencian diferencias significativas.

Apaza *et al.* (2013) mencionan que la variedad Hualhuas puede alcanzar potencialmente diámetros de panoja de hasta 90 mm bajo condiciones óptimas de manejo. El diámetro de panoja promedio en este trabajo fue de 39.2 mm, que es menor al que reporta Colachagua (2015) para la misma variedad (81.70 mm), esto se podría deber a que las condiciones ambientales no fueron las más favorables para la quinua (tabla 8) y a la presencia del mildiú. Rosas (2015) reporta valores promedio de 62.3 mm para la variedad Hualhuas y menciona que el ambiente, el manejo cultural y el aspecto sanitario tienen un nivel de influencia sobre el diámetro de panoja. Iturrizaga (2013) reporta para 23 accesiones de quinua una fluctuación en el diámetro de panoja de 63 a 190 mm y menciona que esta característica es muy variable en función de la accesión y el ecotipo o cultivar con el que se esté trabajando ya que el diámetro de panoja está gobernado por un carácter genético propio de cada variedad.

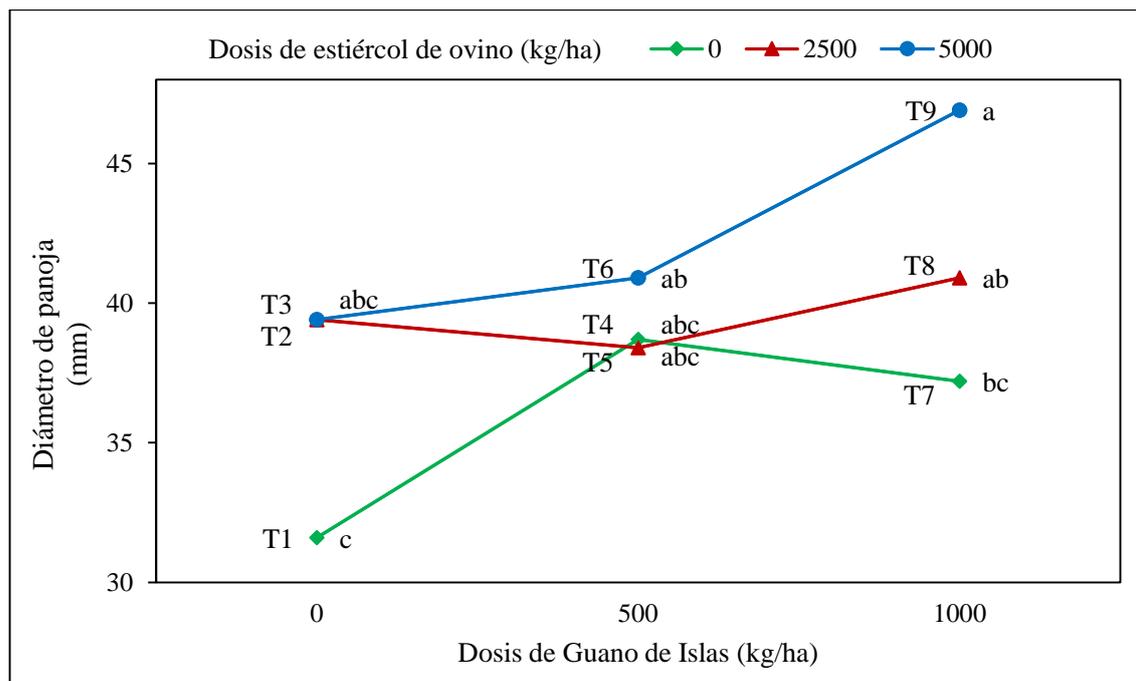


Figura 20. Comparación de medias para el diámetro de panoja (cm) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Dentro del factor dosis de Guano de Islas (tabla 21) la dosis de 1000 kg/ha obtuvo 41.5 mm de diámetro de panoja y no es estadísticamente diferente a la dosis de 500 kg/ha que obtuvo 39.3 mm, pero sí muestra diferencias significativas con el nivel cero que obtuvo 36.8 mm. El diámetro de panoja obtenida con la dosis de 500 kg/ha no es significativamente diferente al nivel cero. Según Mujica (1998), citado por Huahuachampi (2015), el diámetro de panoja es variable en función del genotipo y fenotipo varietal, la localidad, la densidad de siembra y la fertilización, es por ello que reportó que la aplicación de Guano de Islas promueve un mayor diámetro de panoja en el cultivo de quinua, pues con 1200 kg/ha de Guano de Islas obtuvo 64.6 mm que es estadísticamente diferente al testigo que obtuvo 45.3 mm.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino (tabla 22) podemos observar que la dosis de 5000 kg/ha con el que se obtuvo 42.2 mm de diámetro de panoja no es estadísticamente diferente a la dosis de 2500 kg/ha con el que se obtuvo 39.6 mm, pero ambos muestran diferencias significativas con el nivel cero que obtuvo 35.8 mm. Al respecto, Osco (2009) reporta que al aplicar niveles crecientes de estiércol de ovino (0, 4, 8, 12 t/ha) obtuvo un incremento significativo en el promedio del diámetro de panoja, pasando de 51.43 mm para el testigo hasta 75.69 mm para la aplicación de 12 t/ha de estiércol de ovino. Sin

embargo, Huanca (2008) al evaluar tres niveles de estiércol de ovino (0, 5 y 10 t/ha) en condiciones parecidas al nuestro no encontró diferencias significativas para el diámetro de panoja que reportó en promedio 37.67 mm. Trabajos de Condori (2008) y Tintaya (2011) bajo condiciones del altiplano sur de Bolivia tampoco obtuvieron diferencias significativas para la aplicación de abonos orgánicos y estiércol de llama, logrando con el primero un promedio de 48.6 mm y con el segundo, 60.65 mm.

4.4. RENDIMIENTO DEL CULTIVO Y SUS COMPONENTES

Los análisis de varianza del rendimiento del cultivo y los componentes del rendimiento para bloques indican diferencias no significativas para el número de plantas por metro lineal, el peso de mil semillas y el rendimiento de grano seco y diferencias significativas para el rendimiento por planta; para el factor dosis de Guano de Islas muestran diferencias no significativas para el peso de mil semillas, diferencias altamente significativas para el número de plantas por metro lineal y el rendimiento por planta y diferencias muy significativas para el rendimiento de grano seco; para el factor dosis de estiércol de ovino arrojan diferencias no significativas para el número de plantas por metro lineal y el peso de mil semillas, diferencias significativas para el rendimiento por planta y diferencias muy significativas para el rendimiento de grano seco; y para la interacción del factor dosis de Guano de Islas y el factor dosis de estiércol de ovino indican diferencias no significativas para el peso de mil semillas y el rendimiento de grano seco y diferencias significativas para el número de plantas por metro lineal y el rendimiento por planta (anexos 14, 15, 16 y 17; tabla 23).

El análisis de comparación de medias (prueba de Tukey) de los tratamientos en estudio, del factor dosis de Guano de Islas y del factor dosis de estiércol de ovino se presentan en las tablas 23, 24 y 25 respectivamente.

Los niveles del factor dosis de Guano de Islas no influyeron en el peso de mil semillas; para el número de plantas por metro lineal no hubo diferencias entre el nivel cero y la dosis de 500 kg/ha presentando ambos valores mayores a los de la dosis de 1000 kg/ha. Por su parte, el rendimiento por planta fue superior en la dosis de 500 kg/ha sin diferencias estadísticas con la dosis de 1000 kg/ha, pero sí con el nivel cero, el cual es menor con diferencias estadísticas a la dosis de 1000 kg/ha. Por último, el rendimiento de grano seco

se vio favorecido por las dosis de 500 y 1000 kg/ha, los cuales no muestran diferencias significativas entre sí, pero son estadísticamente superiores al nivel cero (tabla 24).

Tabla 23. Efecto de la combinación del Guano de Islas y estiércol de ovino sobre el rendimiento y sus componentes del cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Tratamientos	Guano de Islas (kg/ha)	Estiércol de ovino (kg/ha)	N° de plantas por metro lineal plantas/m	Rendimiento por planta g/planta	Peso de mil semillas g	Rendimiento de grano seco kg/ha
T1	0	0	16 ab	4.71 b	2.81 a	671 c
T2	0	2500	18 ab	8.16 ab	3.12 a	1165 bc
T3	0	5000	16 ab	8.26 ab	3.27 a	1264 bc
T4	500	0	13 b	9.59 a	3.28 a	1243 bc
T5	500	2500	18 ab	10.18 a	3.18 a	1585 ab
T6	500	5000	21 a	10.22 a	3.22 a	2159 a
T7	1000	0	15 ab	8.75 ab	3.17 a	1357 b
T8	1000	2500	12 b	6.46 ab	3.17 a	1635 ab
T9	1000	5000	14 b	10.75 a	3.19 a	1723 ab
CV (%)			13.99	18.38	6.81	15.6
Promedio			16	8.56	3.16	1422
Sign. Bloque			NS	*	NS	NS
Sign. Dosis de Guano de Islas			**	**	NS	***
Sign. Dosis de estiércol de ovino			NS	*	NS	***
Sign. Interacción			*	*	NS	NS

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

Para el análisis de varianza los niveles de significación son no significativo (NS), significativo (*), altamente significativo (**) y muy significativo (***).

En el caso de los niveles de estiércol de ovino no hubo diferencias estadísticas en el peso de mil semillas y el número de plantas por metro lineal; mientras el rendimiento por planta se vio favorecido por la dosis de 5000 kg/ha que es estadísticamente similar a la dosis de 2500 kg/ha, pero significativamente diferente al nivel cero, el cual es estadísticamente similar a la dosis de 2500 kg/ha. Por último, el rendimiento de grano seco se vio influenciado por las dosis de 2500 y 5000 kg/ha que son estadísticamente similares entre sí, pero superiores al nivel cero (tabla 25).

Los abonos aplicados de forma combinada (interacción) tuvieron un impacto positivo sobre el rendimiento por planta; además el número de plantas por metro lineal es estadísticamente diferente para los tratamientos; sin embargo, sobre el peso de mil semillas y el rendimiento de grano seco no tuvieron influencia alguna para las condiciones del presente experimento (tabla 23).

Tabla 24. Efecto del factor dosis de Guano de Islas sobre el rendimiento y sus componentes del cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis de Guano de Islas	N° de plantas por metro lineal	Rendimiento por planta	Peso de mil semillas	Rendimiento de grano seco
(kg/ha)	plantas/m	g/planta	g	kg/ha
0	17 a	7.05 b	3.07 a	1033 b
500	17 a	9.99 a	3.23 a	1662 a
1000	14 b	8.95 ab	3.17 a	1572 a

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

Tabla 25. Efecto del factor dosis de estiércol de ovino sobre el rendimiento y sus componentes del cultivo de quinua, variedad Hualhuas

Dosis estiércol de ovino	N° de plantas por metro lineal	Rendimiento por planta	Peso de mil semillas	Rendimiento de grano seco
(kg/ha)	plantas/m ²	g/planta	g	kg/ha
0	15 a	7.68 b	3.09 a	1090 b
2500	16 a	8.27 ab	3.16 a	1462 a
5000	17 a	9.74 a	3.22 a	1716 a

Medias de los tratamientos dentro de la misma columna seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes ($p < 0.05$), para la prueba de Tukey.

4.4.1. Número de plantas por metro lineal

En la tabla 23 se aprecia que el número de plantas por metro lineal fluctúa en promedio entre 12 y 21 plantas/m correspondientes a los tratamientos T8 y T6 respectivamente. El coeficiente de variabilidad fue 13.99 por ciento, lo cual da una confiabilidad aceptable en los resultados obtenidos para experimentos con cultivos agrícolas (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 15) indica que hay diferencias altamente significativas para el factor dosis de Guano de Islas, diferencias significativas para la interacción de la dosis de Guano de Islas con la dosis de estiércol de ovino y diferencias no significativas para el factor dosis de estiércol de ovino y para los bloques. La prueba de Tukey (figura 21) muestra que el tratamiento T6 con 21 plantas/m es el mayor, el cual es estadísticamente similar a los tratamientos T1, T2, T3, T5 y T7 que tuvieron 16, 18, 16, 18 y 15 plantas/m respectivamente, y es significativamente diferente con los tratamientos T4, T8 y T9 que tuvieron 13, 12 y 14 plantas/m respectivamente.

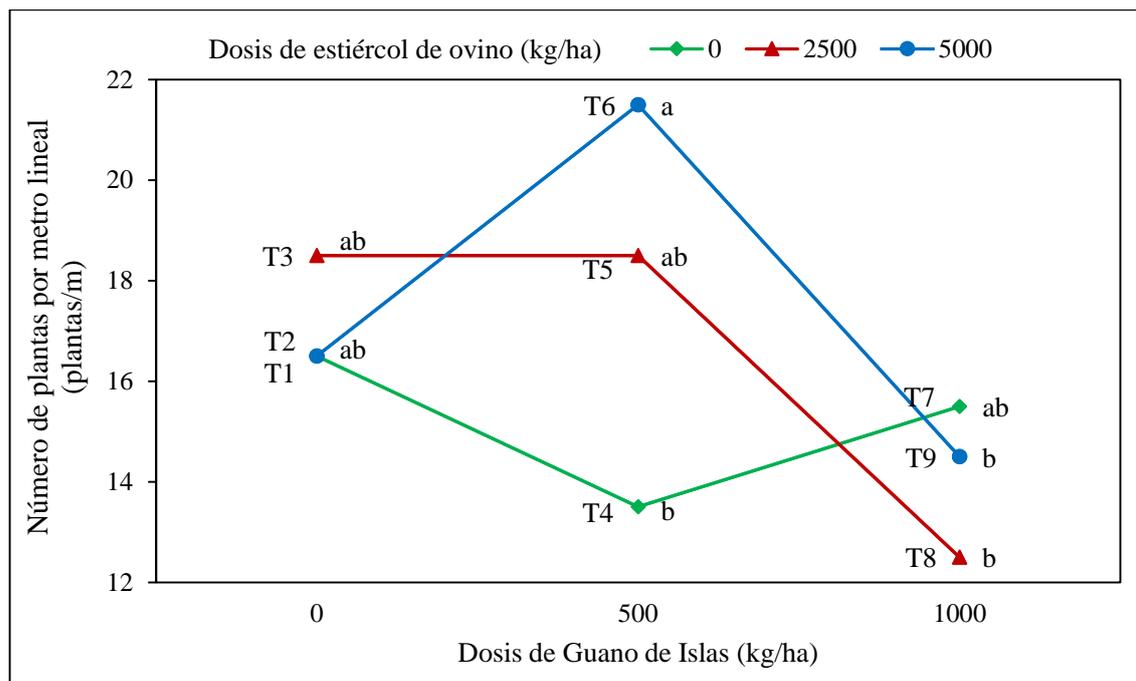


Figura 21. Comparación de medias para el número de plantas por metro lineal (plantas/m) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Mujica (1993) refiere que lo ideal para la quinua es tener entre 10 a 15 plantas por metro lineal y Gómez y Aguilar (2016) mencionan que para campos comerciales como máximo debería ser 50 plantas por metro lineal. Sin embargo, León (2003) indica que se debe dejar entre 10 a 12 plantas por metro lineal. Del mismo modo, Julon (2016) menciona que entre 25 y 50 plantas por metro lineal es adecuado dependiendo de la densidad deseada. A su vez, Mullo (2011) indica que bajo condiciones de experimento trabajó con 4 plantas por metro lineal. El número de plantas por metro lineal en promedio para este trabajo fue de 16 plantas/m.

Dentro del factor dosis de Guano de Islas la tabla 24 muestra que tanto la dosis de 500 kg/ha como el nivel cero tuvieron 17 plantas/m, mientras que la dosis de 1000 kg/ha tuvo 14 plantas/m el cual es estadísticamente diferente a los dos primeros.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino (tabla 25) podemos observar que la dosis de 5000 kg/ha tuvo 17 plantas/m, la dosis de 2500 kg/ha tuvo 16 plantas/m y el nivel cero tuvo 15 plantas/m. Los tres niveles de fertilización fueron estadísticamente similares para el número de plantas por metro lineal.

Se evaluó el número de plantas por metro lineal debido a que el campo fue manejado por el productor de quinua, por lo que no había certeza de tener la misma densidad de plantas después del desahíje. Los resultados muestran que evidentemente el número de plantas por metro lineal no es la misma en todas las parcelas, por lo que tuvo influencia en el rendimiento final del cultivo.

Para la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 23) se puede apreciar que el tratamiento T6 (21 plantas/m) es estadísticamente similar al tratamiento T5 (18 plantas/m) y estadísticamente diferente con los tratamientos T9 (14 plantas/m) y T8 (12 plantas/m) los cuales, a su vez, son estadísticamente similares. Estos resultados nos indica que la interacción de 500 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino tuvo una mayor población de plantas de quinua bajo las condiciones de manejo del presente experimento, lo que evidentemente influyó en el rendimiento final de este tratamiento.

4.4.2. Rendimiento por planta

En la tabla 23 se aprecia que el rendimiento por planta fluctúa entre 4.71 y 10.75 g/planta que corresponden a los tratamientos T1 y T9 respectivamente. El coeficiente de variabilidad fue 18.38 por ciento, estando dentro de la confiabilidad aceptable para experimentos agrícolas indicada por Gordón y Camargo (2015).

El análisis de varianza (anexo 16) indica que hay diferencias altamente significativas para el factor dosis de Guano de Islas y diferencias significativas para la interacción de la dosis de Guano de Islas con la dosis de estiércol de ovino, el factor dosis de estiércol de ovino y los bloques. La prueba de Tukey (figura 22) muestra que el tratamiento con un mayor rendimiento por planta fue el T9 con 10.75 g/planta, el cual es estadísticamente similar a los tratamientos T2, T3, T4, T5, T6, T7 y T8 que obtuvieron un rendimiento de 8.16, 8.26, 9.59, 10.18, 10.22, 8.75 y 6.46 g/planta respectivamente, los cuales, a su vez, son significativamente diferentes con el tratamiento T1 que obtuvo un rendimiento de 4.71 g/planta.

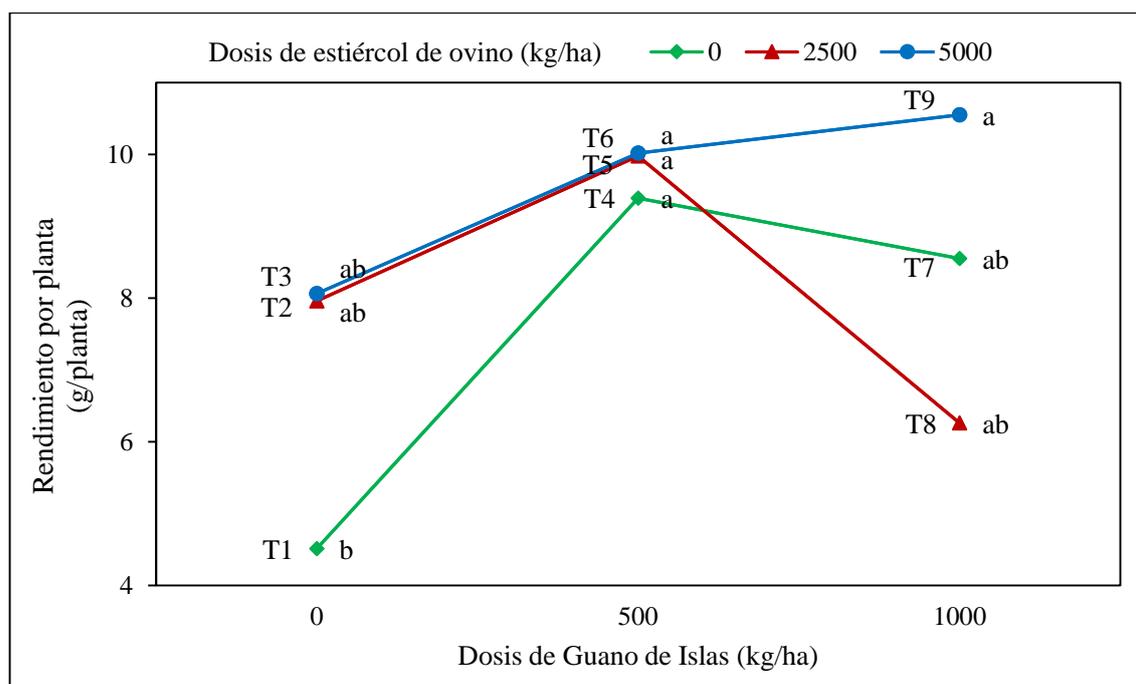


Figura 22. Comparación de medias para el rendimiento por planta (g/planta) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Apaza *et al.* (2013) indican un rendimiento por planta potencial de 52.80 g para la variedad Hualhuas bajo condiciones óptimas de manejo. Sin embargo, el rendimiento por planta promedio para este trabajo fue de 8.56 g/planta, evidenciando una vez más que las condiciones climáticas y la presencia de mildiú tuvo un efecto negativo sobre el desarrollo y crecimiento del cultivo de quinua. Colachagua (2015) al comparar accesiones de quinua en dos localidades del valle del Mantaro, reportó un rendimiento de la variedad Hualhuas de 35.48 g/planta.

Dentro del factor dosis de Guano de Islas la tabla 24 muestra que la dosis de 500 kg/ha obtuvo 9.99 g/planta y es estadísticamente similar a la dosis de 1000 kg/ha que obtuvo 8.95 g/planta, pero significativamente diferente al nivel cero que obtuvo 7.05 g/planta. La dosis de 1000 kg/ha y el nivel cero son estadísticamente similares. Rimac (2015) estudió la aplicación óptima de niveles de fertilización para incrementar el rendimiento de la quinua, reportando 30.89 g/planta con una aplicación mineral equivalente a la fórmula de fertilización 120-80-60 de NPK.

Respecto al efecto del factor dosis de estiércol de ovino podemos observar que la tabla 25 muestra que la dosis de 5000 kg/ha obtuvo 9.74 g/planta y es estadísticamente similar a la

dosis de 2500 kg/ha que obtuvo 8.27 g/planta, pero significativamente diferente al nivel cero que obtuvo 7.68 g/planta. La dosis de 2500 kg/ha y el nivel cero son estadísticamente similares. Mullo (2011) estudió la respuesta del cultivo de quinua a tres tipos de abonos orgánicos, concluyendo que el aporte de compost logró incrementar el rendimiento por planta.

Respecto a la interacción del Guano de Islas y estiércol de ovino (tabla 23) se puede apreciar que el tratamiento T9 (10.75 g/planta) es estadísticamente similar a los tratamientos T6 (10.22 g/planta) y T5 (10.18 g/planta), pero muestra diferencias con el tratamiento T8 (6.46 g/planta). Estos resultados nos indican que la interacción de 500 y 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino promueven un mayor rendimiento por planta en el cultivo de quinua bajo las condiciones del presente experimento. Al respecto, Mejía (2012) indica que el Guano de Islas es un abono orgánico completo, pues brinda nutrientes a las plantas para su crecimiento y desarrollo, así como promueve una mayor actividad microbiana aumentando la mineralización de los materiales orgánicos aplicados al suelo.

4.4.1. Peso de mil semillas

En la tabla 23, se aprecia que el peso de mil semillas fluctúa entre 2.81 y 3.27 g correspondientes a los tratamientos T1 y T3 respectivamente. Para esta variable se tuvo un coeficiente de variabilidad de 6.81 por ciento, que es un valor bueno para trabajos de campo (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 14) indica que no hay significancia para el factor dosis de Guano de Islas, el factor dosis de estiércol de ovino, su interacción ni para los bloques. Esto se muestra en la prueba de comparación de medias (prueba de Tukey) donde evidentemente no hay diferencias estadísticas entre los tratamientos (figura 23).

Apaza *et al.* (2013) indican que el peso de mil semillas para la quinua variedad Hualhuas fluctúa entre 3.50 y 3.80 g bajo condiciones óptimas de manejo. En este experimento se obtuvo 3.16 g en promedio que es un valor menor al rango antes mencionado, lo que evidencia que las condiciones climáticas no fueron las mejores para el crecimiento y desarrollo del cultivo (tabla 8). Iturrizaga (2013) también reporta valores superiores de

3.80 g para la variedad Hualhuas e indica que el peso de mil semillas no determina el rendimiento del cultivo de quinua. Del mismo modo, Colachagua (2015) y Espeza (2015) reportan valores de 3.35 y 4.27 g respectivamente en la variedad de Hualhuas para las condiciones de la sierra central. Sin embargo, Mendez (2014), Rosas (2015) y Arias (2017) reportan valores más bajos a este experimento con 2.59, 2.90 y 3.09 g respectivamente para la misma variable y variedad de quinua, además, Rosas (2015) menciona que el peso de mil semillas responde a características de la variedad, pero puede verse influenciada por las condiciones del manejo agronómico.

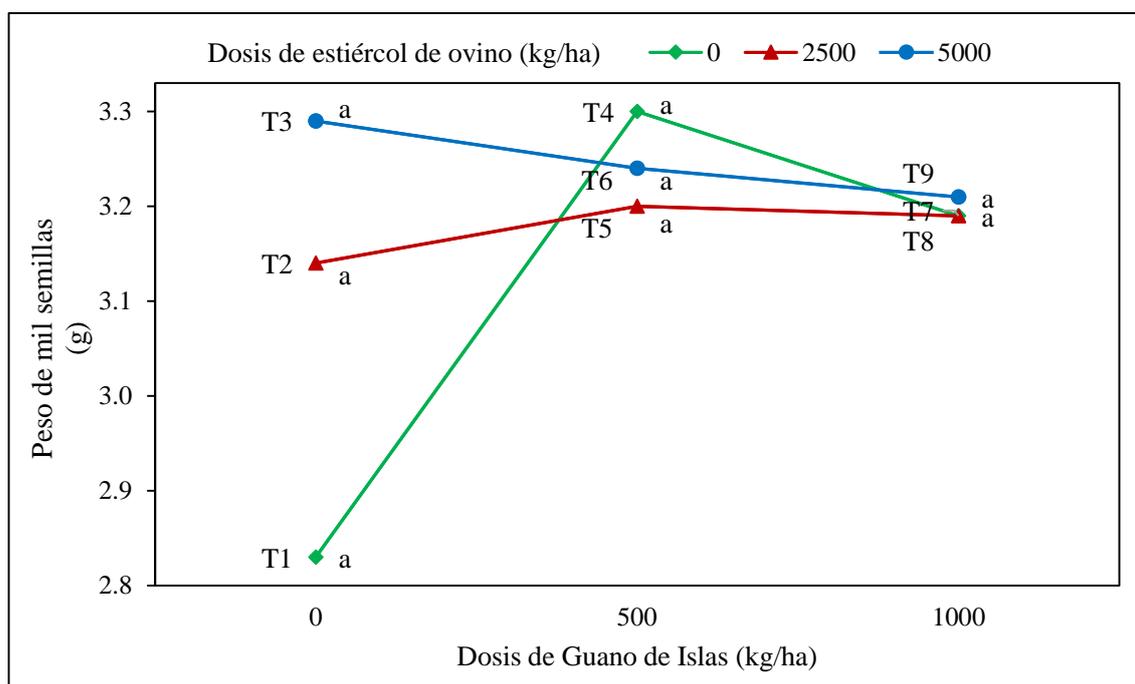


Figura 23. Comparación de medias para el peso de mil semillas (g) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

De la influencia de la aplicación de abonos orgánicos sobre el peso de mil semillas, en este experimento no se reportó significancia alguna. Resultados similares obtuvieron Condori (2008) y Huanca (2008) al evaluar diferentes niveles de fertilización orgánica sobre el desarrollo y rendimiento del cultivo de quinua, concluyendo que la aplicación de abonos orgánicos en diferentes niveles no tuvo influencia alguna sobre el peso de mil semillas. Sin embargo, los trabajos de Osco (2009), Tintaya (2011) y Mendez (2014) sí reportan influencia positiva sobre el peso de mil semillas con la aplicación de abonos orgánicos al suelo.

4.4.2. Rendimiento de grano seco

En la tabla 23 se aprecia que el rendimiento fluctúa entre 671 y 2159 kg/ha correspondientes a los tratamientos T1 y T6 respectivamente. El coeficiente de variabilidad fue de 15.62 por ciento, valorado como medio y aceptable para experimentos agrícolas (Gordón & Camargo, 2015).

El análisis de varianza (anexo 17) indica que hay diferencias muy significativas para el factor dosis de Guano de Islas y el factor dosis de estiércol de ovino, mientras que para su interacción y para los bloques hay diferencias no significativas. La prueba de Tukey (figura 24) muestra que el tratamiento que alcanzó mayor rendimiento en grano seco fue el T6 con 2159 kg/ha, el cual es estadísticamente similar a los tratamientos T5, T8 y T9 que obtuvieron 1585, 1635 y 1723 kg/ha respectivamente y significativamente diferente a los tratamientos T2, T3, T4 y T7 que obtuvieron 1165, 1264, 1243 y 1357 kg/ha respectivamente. Estos últimos son estadísticamente similares entre sí, pero significativamente diferentes al tratamiento T1 que obtuvo 671 kg/ha de rendimiento en grano seco de quinua.

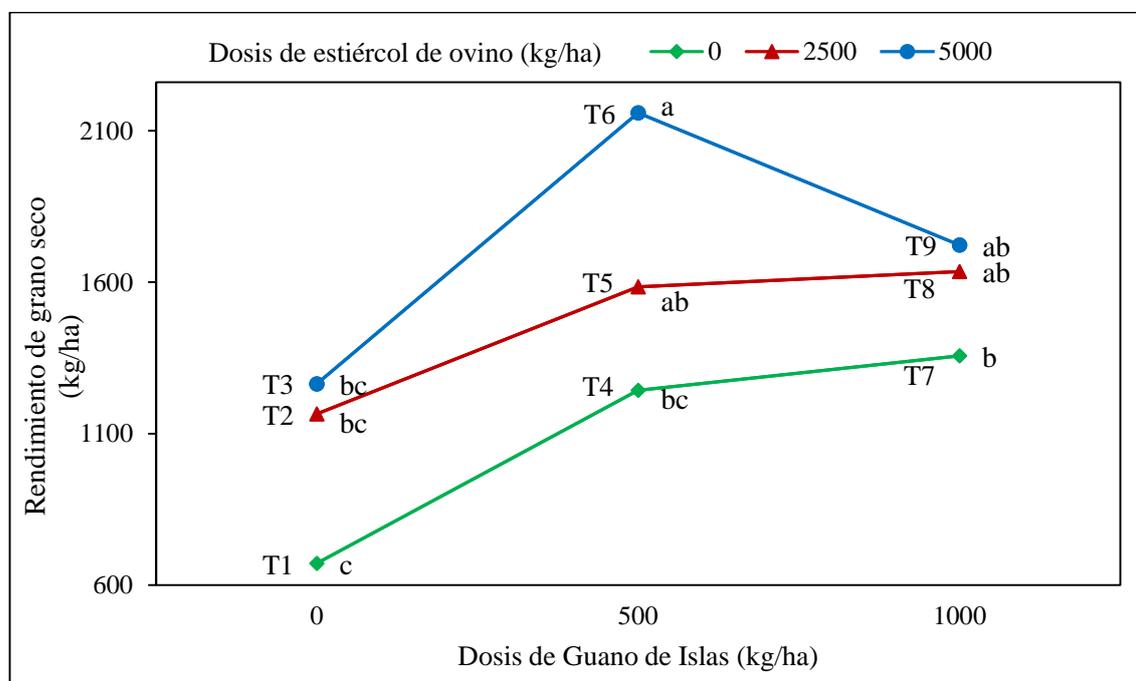


Figura 24. Comparación de medias para el rendimiento de grano seco (kg/ha) del cultivo de quinua con dosis combinadas de Guano de Islas y estiércol de ovino

Según Apaza *et al.* (2013) la variedad Hualhuas puede lograr un rendimiento potencial de hasta 3200 kg/ha bajo condiciones óptimas de manejo. En este experimento el rendimiento promedio para esta variedad fue de 1422 kg/ha, valor que es un poco más de la mitad de su capacidad varietal, evidenciando que los factores bióticos (clima) y abióticos (mildiú) incidieron de forma negativa en el cultivo de quinua y en particular sobre el rendimiento. El valor obtenido en este experimento concuerda con los valores obtenidos por Espeza (2015) que reporta 1490 kg/ha para las condiciones de Huancavelica y Arias (2017) que reporta 1672 kg/ha para las condiciones del Callejón de Huaylas. Sin embargo, los trabajos de Mendez (2014), Colachagua (2015), Rosas (2015) y Guevara (2017) reportan valores superiores a este experimento, pues lograron para las condiciones de los Andes Centrales 3858, 2356, 3647 y 3659 kg/ha de rendimiento en grano seco de quinua respectivamente.

Dentro del efecto del factor dosis de Guano de Islas la tabla 24 muestra que la dosis de 500 kg/ha obtuvo 1662 kg/ha de rendimiento de grano seco y no es estadísticamente diferente a la dosis de 1000 kg/ha con 1572 kg/ha de grano, pero sí muestra diferencias significativas con el nivel cero que obtuvo 1033 kg/ha. Por un lado, Huahuachampi (2015) evaluó que la aplicación de niveles crecientes de Guano de Islas promovía un mayor rendimiento en el cultivo de quinua, indicando que la aplicación de 1200 kg/ha de Guano de Islas logró los mayores rendimientos y menciona también que el Guano de Islas además de suministrar los nutrientes asimilables para las plantas promueve la población de microorganismos benéficos enriqueciendo de esta forma la microflora edáfica del suelo. Por otro lado, Rimac (2015) determinó los niveles óptimos de fertilización para incrementar los rendimientos de la quinua variedad Hualhuas en el callejón de Huaylas, obteniendo 4015 kg/ha de rendimiento con la fórmula de fertilización 158-109-117 de nitrógeno, fósforo y potasio respectivamente.

Respecto al factor dosis de estiércol de ovino la tabla 25 muestra que la dosis de 5000 kg/ha obtuvo 1716 kg/ha de rendimiento y no es estadísticamente diferente a la dosis de 2500 kg/ha que obtuvo 1462 kg/ha, pero sí ambos muestran diferencias significativas con el nivel cero que obtuvo 1090 kg/ha. Al respecto, trabajos de Justo (2014), Alcon (2018) y Medrado (2018) reportan que el estiércol de ovino logra incrementar los rendimientos del cultivo de quinua en comparación a las parcelas que no recibieron dicho estiércol. Del mismo modo, los trabajos de Tintaya (2011), Quispe (2014) y Valdez (2015) al evaluar el

efecto de otros estiércoles (camélido, vacuno) sobre el rendimiento del cultivo de quinua, indican que éstos influyeron de forma positiva sobre éste. Asimismo, los trabajos de Osco (2009), Mullo (2011), Paco (2011), Tambo (2014), Huanca (2015), Maceda (2015) y Choque (2017), que evaluaron otros abonos orgánicos (compost, vermicompost) y su influencia sobre el rendimiento de la quinua, indican que la aplicación de abonos orgánicos aumenta el rendimiento del cultivo respecto a los suelos que no lo recibieron. Esto debido a que los abonos orgánicos promueven la actividad microbiana y mejoran las propiedades físicas del suelo repercutiendo en el rendimiento final del cultivo (Tambo, 2014), además, Choque (2017) refiere que la aplicación de material orgánico al suelo influye en la actividad de la población microbiana, pues éstos transforman el nitrógeno orgánico en forma asimilable para las plantas a través de la mineralización. Por su parte, Huanca (2015) indica que las dosis elevadas de abonos orgánicos (> 20 t/ha) demoran más tiempo en mineralizarse, por lo que pone a disposición de las plantas menos nutrientes asimilables en el lapso en que el cultivo se encuentra en el campo. Mientras que, Borda (2013) indica que la utilización de abonos orgánicos permite mejorar la fase fértil de los suelos, así como la actividad biológica y la estructura del suelo permitiendo también una mayor aireación y capacidad de retención de agua, lo que repercute de forma beneficiosa en la producción y productividad de los cultivos. Sin embargo, hay trabajos como los de Condori (2008) y Huanca (2008) que mencionan que la aplicación de fuentes orgánicas de fertilización edáfica no tuvo ningún efecto positivo sobre el rendimiento del cultivo de quinua.

En este trabajo la aplicación de 500 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino (T6) triplicó el rendimiento obtenido con el testigo (T1). Estos resultados concuerdan con los reportados por Huaman (2010), citado por Huahuachampi (2015), que evaluó la influencia de los abonos orgánicos en el rendimiento del cultivo de quinua, donde indica que el uso de Guano de Islas permitió triplicar los rendimientos con respecto a las parcelas sin fertilizar. Del mismo modo, Borda (2013) al evaluar la producción de quinua orgánica con diferentes dosis de Guano de Islas, obtuvo los rendimientos más altos con 8000 kg/ha de estiércol de vacuno combinado con 1250 kg/ha de Guano de Islas, pero no se evidenció diferencias estadísticas con las dosis más bajas ni con el testigo. Asimismo, Rodríguez (2017) logró incrementar el rendimiento de quinua variedad Blanca de Junin con la aplicación combinada de 20 l/ha de Microorganismos Eficientes (ME) y 2 t/ha de Guano de Islas, logrando un rendimiento de 2126 kg/ha de grano seco de quinua.

V. CONCLUSIONES

- El rendimiento del cultivo de quinua incrementó tras la aplicación combinada de 500 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino. Del mismo modo, este tratamiento tuvo mayor influencia en la longitud de panoja y el rendimiento por planta.
- Los abonos orgánicos promovieron una mayor población de microorganismos en la rizósfera del cultivo de quinua, donde la aplicación combinada de 500 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino fue más efectivo para bacterias y hongos totales, mientras que la aplicación combinada de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino lo fue para actinobacterias, *Azotobacter* spp. y bacterias nitrificantes.
- La población de lombrices de tierra se vio influenciada positivamente por la aplicación combinada de 500 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino.
- La densidad aparente no fue afectada por ningún tratamiento, pero la aplicación combinada de 1000 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino aumentó la estabilidad de agregados y disminuyó la resistencia mecánica del suelo a la penetración.

VI. RECOMENDACIONES

- Se recomienda la aplicación combinada de 500 kg/ha de Guano de Islas con 5000 kg/ha de estiércol de ovino para mejorar los rendimientos del cultivo de quinua variedad Hualhuas bajo las condiciones del distrito de Huando, provincia y región de Huancavelica.
- Debido a que tanto la aplicación de 500 y 1000 kg/ha de Guano de Islas lograron rendimientos estadísticamente similares se recomienda la aplicación de 500 kg/ha para las condiciones del distrito de Huando, ya que con 1000 kg/ha ya no se logrará incrementar más los rendimientos.
- Se recomienda hacer experimentos posteriores con aplicaciones superiores de 5000 kg/ha de estiércol de ovino, debido a que es posible que los rendimientos se sigan incrementando; además, se podría estudiar el efecto de diferentes dosis de estiércol de ovino combinado con 500 kg/ha de Guano de Islas sobre el rendimiento de otros cultivos sembrados en el distrito de Huando.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Ahn, Y.H. (2006). Sustainable nitrogen elimination biotechnologies: A review. *Process Biochemistry* 41(8), 1709–1721.
- Alcántara, G.M. (2017). *Estiércol de ovino y fertilización NPK en la acumulación de materia seca en Hordeum vulgare L. var. Zapata en un suelo ácido de Santiago de Chuco, La Libertad* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.
- Alcon, G.V. (2018). *Evaluación de las variables agronómicas de la quinua (Chenopodium quinoa Willd.) y calidad de grano con la aplicación de niveles de estiércol ovino y urea* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Alexander, D. (1997). Bacteria and Archaea. En D. Sylvia, J. Fuhrmann, P. Hartel & D. Zuberer (Eds.), *Principles and Applications of Soil Microbiology* (pp. 44-71). New Jersey, United States: Prentice Hall.
- Alexander, M. (1994). *Introducción a la microbiología del suelo*. Ciudad de México: AGT.
- Alvarez, M.F., Osterrieth, M.L., Laborde, V.B. & Montti, L.F. (2008). Estabilidad, morfología y rugosidad de agregados de Argiudoles típicos sometidos a distintos usos: su rol como indicadores de calidad física en suelos de la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Ciencia del Suelo (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo)* 26(2), 115-129.
- Alves, M.C., Sanches, L.G.A. & Sanches, L.E.A. (2007). Densidade do solo e infiltração de agua como indicadores da qualidade física de um latossolo vermelho distrófico em recuperação. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 31(1), 617-625.
- Andrade, S., Erosa, G. & Nevárez, G.V. (2015). Amonio-oxidasas bacterianas y arqueales involucradas en el ciclo del nitrógeno. *Terra Latinoamericana* 33(3), 233-245.
- Apaza, V., Cáceres, G., Estrada, R. & Pinedo, R. (2013). *Catálogo de variedades comerciales de quinua en el Perú*. Lima: Organización de las Naciones Unidad para la Agricultura y la Alimentación.
- Arias, D.N. (2017). *Evaluación de tres densidades de siembra sobre el rendimiento del cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) variedad Hualhuas en la comunidad campesina de Manco Cápac, distrito y provincia de Recuay* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Santiago Antúnez de Mayolo, Huaraz, Perú.
- Arone, G.J. (2007). *Efecto de dos sistemas de rotación de cultivos en Oyolo (Ayacucho-Perú) en la presencia de hongos micorrícicos y bacterias fijadoras de nitrógeno y su influencia en los rendimientos* (tesis de maestría). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Arone, G.J. (2012). *Biodiversidad microbiana en chacras maiceras de Allpas (Acobamba, Huancavelica, Perú) cultivadas bajo el sistema tradicional andino* (tesis doctoral). Universidad de Granada, Granada, España.
- Arshad, M.A & Mermut, A.R. (1988). Micromorphological and physico-chemical characteristics of soil crust types in northwestern Alberta, Canada. *Soil Science of America Journal* 52(3), 724-729.
- Avendaño, L. (2011). *Estudio de la población de bacterias nitrificantes y su relación con los parámetros físico-químicos, biológicos y operacionales en una EDAR con sistema convencional de Fangos Activos* (tesis de maestría). Universidad Politécnica de Valencia, Valencia, España.

- Bahadur, L., Tiwari, D.D., Mishra, J. & Gupta, B.R. (2012). Effect of integrated nutrient management on yield, microbial population and changes in soil properties under rice-wheat cropping system in sodic soil. *Journal of the Indian Society of Soil Science* 60(4), 326-329.
- Bais, H.P., Weir, T.L., Perry, L.G., Gilroy, S. & Vivanco, J.M. (2006). The Role of root exudates in rhizosphere interactions with plants and other organisms. *Annual Review of Plant Biology* 57(1), 233-266.
- Bardgett, R.D. (2002). Causes and consequences of biological diversity in soil. *Zoology* 105(1), 367-374.
- Bazán, R. (2017). *Manual de procedimientos de los análisis de suelos y agua con fines de riego*. Lima: Instituto Nacional de Innovación Agraria.
- Bazile, D., Jacobsen, S.E. & Verniau, A. (2016). The global expansion of quinoa: trends and limits. *Frontiers in Plant Science* 7, 622.
- Bellido, E. (2017). *Caracterización y rendimiento de cinco cultivares de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) de grano blanco en Canaán a 2735 msnm-Ayacucho* (tesis de pregrado). Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú.
- Belser, L.W. & Schmidt, E.L. (1978). Diversity in the ammonia-oxidizing nitrifier population of a soil. *Applied and Environmental Microbiology* 36(4), 584-588.
- Bengough, A.G., Campbell, D.J. & O'Sullivan, M.F. (2000). Penetrometer techniques in relation to soil compaction and root growth. En K.A. Smith & C.E. Mullins (Eds.), *Soil and environmental analysis, physical methods* (pp. 377-404). New York, United States: Marcel Dekker.
- Berg, G. & Smalla, K. (2009). Plant species and soil type cooperatively shape the structure and function of microbial communities in the rhizosphere. *FEMS Microbiology Ecology* 68(1), 1-13.
- Berg, P. (1986). Nitrifier populations and nitrification rates in agricultural soil. *Biology and Fertility of Soils* 1, 131-140.
- Bertero, D. & Hall, A. (1999). Fisiología de la resistencia a factores adversos de la quinua. En UNALM, CIP & UNAP (Eds.), *Primer Taller Internacional en Quinua: recursos genéticos y sistemas de producción*. Recuperado el 6 de marzo de 2019, de http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/FTP_FaoRlc/old/prior/segalim/prodalim/prodveg/cdrom/contenido/libro14/home14.htm
- Bertin, C., Yang, X., & Weston, L.A. (2003). The role of root exudates and allelochemicals in the rhizosphere. *Plant and Soil* 256(1), 67-83.
- Beutler, S.J., Gervasio, M., De Souza, W., Duarte, M., Souza, G. & Cunha, L.H. (2017). Bulk density prediction for Histosols and soil horizons with high organic matter content. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 41(1), 1-13.
- Bignell, D., Constantino, R., Csuzdi, C., Karyanto, A., Konaté, S., Louzada, J., Susilo, F., Ebagnerin, J. & Zanetti, R. (2012). Macrofauna. En F. Moreira, J. Huisling, & D. Bignell (Eds.), *Manual de biología de suelos tropicales, muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo* (pp. 91-148). México: Instituto Nacional de Ecología.
- Bohlen, P.J. (2006). Earthworms. En R. Lal (ed.), *Encyclopedia of soil science* (pp. 497-501). Ohio, United States: Taylor & Francis.
- Bonini, C., Bonini, A., Putti, F., Vazquez, G. & Vanzela, L. (2016). Qualidade física de um solo sob diferentes usos e manejo. *Revista de Ciência y Tecnología* 26(supl.1), 4-10.
- Borda, A.M. (2011). *Análisis de productividad y componentes del rendimiento de tres variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en la comunidad Callapa-Altiplano central* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.

- Borda, M.R. (2013). *Producción de quinua orgánica (Chenopodium quinoa Willd) cv. 'Pasankalla' para Cexportación con diferentes dosis de guano de isla combinado con biol, en valle interandino* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Arequipa, Perú.
- Botello, S.W., Puerto, M.D., Montes, V.D. & Rodas, M.E. (2014). Detección y evaluación del potencial nitrificante de aislados bacterianos asociados a la rizósfera de tres especies de macrófitas. *Revista Colombiana de Ciencia Animal* 6(2), 358-362.
- Bronick, C.J. & Lal, R. (2005). Soil structure and management: a review. *Geoderma* 124(1), 3-22.
- Buée, M., Reich, M., Murat, C., Morin, E., Nilsson, R.H., Uroz, S. & Martin, F. (2009). 454 pyrosequencing analyses of forest soils reveal an unexpectedly high fungal diversity. *New Phytologist* 184, 449-456.
- Burin, Y. (2016). *Rendimiento de cuatro variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd) bajo tres láminas de riego por goteo* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Busscher, W.J., Novak, J.M. & Ahmedna, M. (2011). Physical effects of organic matter amendment of a southeastern US coastal loamy sand. *Soil Science* 176(12), 661-667.
- Cacchiarelli, J., Galantini, J.A. & Rosell, R.A. (2008). Estabilidad estructural y P en fracciones de agregados en la cuenca del A° El Divisor (Coronel Pringles, BA). *Ciencia del Suelo (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo)* 26(1), 71-79.
- Calvo, P., Reymundo, L. & Zúñiga, D. (2008). Estudio de las poblaciones microbianas de la rizósfera del cultivo de papa (*Solanum tuberosum*) en zonas altoandinas. *Ecología Aplicada* 7(1-2), 141-148.
- Cantaro, H.B. (2015). *Efectividad simbiótica de dos cepas de Rhizobium sp. en cuatro variedades de frijol común (Phaseolus vulgaris L.) en condiciones de costa central* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Cardona, W.A., Bolaños, M.M. & Chavarriaga, W. (2016). Efecto de fertilizantes químicos y orgánicos sobre la agregación de un suelo cultivado con *Musa acuminata* AA. *Acta Agronómica* 65(2), 144-148.
- Castiglioni, M., Navarro, R., Eiza, M., Romaniuk, R., Beltran, M. & Mousegne, F. (2016). Respuesta en el corto plazo de algunas propiedades físicas a la introducción de cultivos de cobertura. *Ciencia del Suelo (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo)* 34(2), 263-278.
- Celik, I., Gunal, H., Budak, M. & Akpinar, C. (2010). Effects of long-term organic and mineral fertilizers on bulk density and penetration resistance in semi-arid Mediterranean soil conditions. *Geoderma* 160(2), 236-243.
- Cervantes, R., Ponce de León, D., Balmaseda, C., Cabrera, J.R. & Fernández, L. (2015). Efecto de la pulpa de *Coffea arabica* L., sobre suelos del macizo montañoso Guamuhaya. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias* 24(2), 38-43.
- Cesco, S., Neumann, G., Tomasi, N., Pinton, R. & Weiskopf, L. (2010). Release of plant-borne flavonoids into the rhizosphere and their role in plant nutrition. *Plant and Soil* 329, 1-25.
- Cho, S.T., Tsai, S.H., Ravindran, A., Selvam, A. & Yang, S.S. (2008). Seasonal variation of microbial populations and biomass in *Tatachia* grassland soils of Taiwan. *Environmental Geochemistry and Health* 30(3), 255-272.
- Choque, R. (2017). *Influencia de tres bacterias fijadoras de nitrógeno con y sin abonamiento en suelos degradados, en el cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en la estación experimental de Patacamaya* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Christensen, S.A., Pratt, D.B., Pratt, C., Nelson, P.T., Stevens, M.R., Jellen, E.N., Coleman, C.E., Fairbanks, D.J., Bonifacio, A. & Maughan, P.J. (2007). Assessment of genetic diversity in the USDA and CIP-FAO international nursery collections of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) using microsatellite markers. *Plant Genetic Resources* 5(2), 83-95.

- CIMMYT (Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo). (2013a). Estabilidad de los agregados del suelo tamizado en húmedo, guía útil para comparar las prácticas de manejo de cultivos. Texcoco, México. 16 pp.
- CIMMYT (Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo). (2013b). Resistencia a la penetración, guía útil para comparar las prácticas de manejo de cultivos. Texcoco, México. 12 pp.
- Colachagua, C. (2015). *Parcelas de comprobación de compuestos de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en dos localidades del valle del Mantaro* (tesis de pregrado). Universidad Nacional del Centro del Perú, Mantaro, Perú.
- Condori, O. (2008). *Evaluación participativa del riego deficitario y de fertilización orgánica sobre el desarrollo y rendimiento de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en el altiplano sur* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Coombs, J.T., Michelsen, P.P. & Franco, C.M.M. (2004). Evaluation of endophytic actinobacteria as antagonists of *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* in wheat. *Biological Control* 29, 359-366.
- Coyne, M. (2000). Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio. Madrid: Paraninfo.
- Cruces, L.M. & Callohuari, Y. (2016). *Guía de identificación y control de las principales plagas que afectan a la quinua en la zona andina*. Santiago: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.
- De Nobili, M., Contin, M., Mondini, C. & Brookes, P.C. (2001). Soil microbial biomass is triggered into activity by trace amounts of substrate. *Soil Biology and Biochemistry* 33, 1163-1170.
- DeLong, E.F. & Pace, N.R. (2001). Environmental diversity of bacteria and archaea. *Systematic Biology* 50(4), 470-478.
- Dennis, P.G., Miller, A.J. & Hirsch, P.R. (2010). Are root exudates more important than other sources of rhizodeposits in structuring rhizosphere bacterial communities? *FEMS Microbiology Ecology* 72, 313-327.
- Dexter, A.R. (1986). Model experiments on the behavior of roots at the interface between a tilled seed-bed and a compacted sub-soil. *Plant and Soil* 95(1), 123-133.
- Deza, D.P. (2018). *Rendimiento y calidad de la quinua (Chenopodium quinoa Willd) con dos densidades de siembra y dos sistemas de fertilización en condiciones de La Molina* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Draghi, L.M., Botta, G.F., Balbuena, R.H., Claverie, J.A. & Rosatto, H. (2005). Diferencias de las condiciones mecánicas de un suelo arcilloso sometido a diferentes sistemas de labranza. *Revista Brasileira Engenharia Agrícola e Ambiental* 9(1), 120-124.
- Duran, H.M. (2002). Efecto de la humedad en la resistencia mecánica de un suelo franco. *Terra Latinoamericana* 20(3), 227-234.
- Ehlers, W., Köpke, U., Hesse, F. & Böhm, W. (1983). Penetration resistance and root growth of oats in tilled and untilled loess soil. *Soil and Tillage Research* 3(3), 261-275.
- Elbanna, K., El-Shahawy, R.M. & Atalla, K.M. (2012). A new simple method for the enumeration of nitrifying bacteria in different environments. *Plant Soil and Environment* 58(1), 49-53.
- Espeza, F. (2015). *Evaluación de parámetros de rendimiento de 06 accesiones de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en la comunidad de Chanquil-Rosario-Acobamba-Huancavelica* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de Huancavelica, Acobamba, Perú.
- Estrada, P., Bustillos, R. & Caballero, J. (2001). *Burkholderia*, a genus rich in plant-associated nitrogen fixers with wide environmental and geographic distribution. *Applied and Environmental Microbiology* 67(6), 2790-2798.

- Fang, Y., Yan, Z., Chen, J., Wang, F., Wang, M. & Lin, X. (2015). Effect of chemical fertilization and green manure on the abundance and community structure of ammonia oxidizers in a paddy soil. *Chilean Journal of Agricultural Research* 75(4), 488-496.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). (2014). Plant production and protection division: earthworms. Recuperado el 7 de marzo de 2019, de <http://www.fao.org/agriculture/crops/thematic-sitemap/theme/spi/soil-biodiversity/soil-organisms/by-type/earthworms/en/>
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). (2011). Quinoa: An ancient crop to contribute to world food security. Roma, Italy. 63 pp.
- Ferrera, R. (2007). *Microbiología agrícola: hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico y planta-microorganismo*. México: Trillas.
- Filipovic, D., Husnjak, S., Kosutic, S. & Gospodaric, Z. (2006). Effects of tillage systems on compaction and crop yield of Albic Luvisol in Croatia. *Journal of Terramechanics* 43, 177-189.
- Flores, B., Segura, M.A., Fortis, M., Martínez, L., Aldaco, R.A. & Orozco, J.A. (2015). Enmiendas de estiércol solarizado en la estabilidad de agregados de un Aridisol cultivado de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 6(7), 1543-1555.
- Flores, L. & Alcalá, J.R. (2010). *Manual de procedimientos analíticos, laboratorio de física de suelos*. Universidad Nacional Autónoma de México, México. 56 pp.
- Fonte, S.J., Barrios, E. & Six, J. (2010a). Earthworm impacts on soil organic matter and fertilizer dynamics in tropical hillside agroecosystems of Honduras. *Pedobiología* 53, 327-335.
- Fonte, S.J., Barrios, E. & Six, J. (2010b). Earthworms, soil fertility and aggregate-associated soil organic matter dynamics in the Quesungual agroforestry system. *Geoderma* 155, 320-328.
- Forero, F.E., Torres, J. & Balaguera H.E. (2008). Efecto de la aplicación de cachaza fresca y de dos sistemas de producción maíz y maíz en asocio con fríjol sobre las propiedades físicas de un Inceptisol. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 2(2), 205-216.
- Formación de las variedades de quinua Huancayo y Hualhuas. (Sin fecha). Recuperado el 28 de febrero de 2019, de <http://quinua.pe/wp-content/uploads/2013/06/CATALOGO-FAO.pdf>
- Foster, R.C. (1988). Microenvironments of soil microorganisms. *Biology and Fertility of Soils* 6, 189-203.
- Franco, J.A. (2018). *Regímenes de riego en el crecimiento y rendimiento de cuatro variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) bajo riego por goteo* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Frey, S. (2016). Fungi. En R. Lal (Ed.), *Encyclopedia of soil science* (pp. 979-981). Ohio, United States: Taylor & Francis.
- Frioni, L. (2005). *Microbiología básica, ambiental y agrícola*. Universidad de la República, Montevideo, Uruguay. 466 pp.
- Gabioud, E.A., Wilson, M.G. & Sasal, M.C. (2011). Análisis de la estabilidad de agregados por el método de Le Bissonnais en tres órdenes de suelo. *Ciencia del Suelo (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo)* 29(2), 129-139.
- Gabriels, D. & Lobo, D. (2006). Métodos para determinar granulometría y densidad aparente del suelo. *Venesuelos* 14, 37-48.
- Gao, S., Chang, D., Zou, C., Cao, W., Gao, J., Huang, J., Bai, J., Zeng, N., Rees, R.M. & Thorup, K. (2018). Archaea are the predominant and responsive ammonia oxidizing prokaryotes in a red paddy soil receiving green manures. *European Journal of Soil Biology* 88, 27-35.
- García, S., Calderón, C & Pérez, W. (2016). *Microbiología y Bioquímica del Suelo, Guía de Prácticas*. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima-Perú. 61 pp.

- Germida, J.J. & Siciliano, S.D. (2001). Taxonomic diversity of bacteria associated with the roots of modern, recent and ancient wheat cultivars. *Biology and Fertility of Soils* 33(5), 410-415.
- Gómez, L. & Aguilar, E. (2016). *Guía de cultivo de quinua*. FAO y UNALM. Lima, Perú. 130 pp.
- Gómez, L.R. & Eguiluz, A.L. (2011). *Catálogo del banco de germoplasma de quinua (Chenopodium quinoa Willd.)*. UNALM. Lima, Perú. 184 pp.
- Gómez, R.M., Hernández, E.R. Guardiola, M.L. & Bonilla, C.R. (2016). Dinámica entre propiedades químico-físicas y biológicas como respuesta a diferentes insumos agrícolas. *Suelos Ecuatoriales* 47(1-2), 57-64.
- Gómez, Y. & Nageswara, I. (1996). Efecto de *Arachis hypogaea* (Papilionaceae) y la alcalinidad del suelo sobre bacterias asociadas con nitrógeno y ureasa. *Revista de Biología Tropical* 44(2), 541-549.
- Gonzales, O. (1951). *Mejor utilización del guano de islas* (tesis de pregrado). Escuela Nacional de Agricultura y Veterinaria, Lima, Perú.
- Gonzalez, C.H., Rodriguez, L., Arjona, C., Puertas, A. & Fonseca, M. (1999). Efecto de la aplicación de *Trichoderma harzianum* R. sobre la composición cuantitativa de bacterias, hongos y actinomicetos de la rizósfera de solanáceas y su influencia en el crecimiento vegetativo. *Investigación Agraria: Producción y Protección Vegetales* 14(1-2), 297-306.
- Gordón, R. & Camargo, I. (2015). Selección de estadísticos para la estimación de la precisión experimental en ensayos de maíz. *Agronomía Mesoamericana* 26(1), 55-63.
- Grandett, L.M., Reza, S., Jaraba, J. & Pardo, Y.J. (2015). Efecto de la actividad microbiana sobre la nitrificación en suelos cultivados con *Brachiaria humidicola* (Rendle) Schweicerdt en Cereté, Córdoba. *Temas Agrarios* 20(2), 9-18.
- Grosbellet, C., Vidal, L., Caubel, V. & Charpentier, S. (2011). Improvement of soil structure formation by degradation of coarse organic matter. *Geoderma* 162, 27-38.
- Guevara, E.F. (2017). *Comportamiento agronómico de ocho genotipos de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en el distrito de Molinopampa, provincia Chachapoyas, Amazonass, 2017* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza, Chachapoyas, Perú.
- Gupta, R. & Mukerji, K.G. (2002). Root exudate biology. En K.G. Mukerji, C. Manoharachary & B.P. Chamola (Eds.), *Techniques in mycorrhizal studies* (pp. 15-50). India: Springer.
- Gutiérrez, W.I. (2017). *Estiércol de cuy tratado con microorganismos y guano de islas en el rendimiento de cebolla (Allium cepa L.) en Lagunilla, 2445 msnm, Ayacucho* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú.
- Hackl, E., Zechmeister, S., Bodrossy, L. & Sessitsch, A. (2004). Comparison of diversities and compositions of bacterial populations inhabiting natural forest soils. *Applied and Environmental Microbiology* 70(9), 5057-5065.
- Hamza, M.A. & Anderson, W.K. (2005). Soil compaction in cropping systems: A review of the nature, causes and possible solutions. *Soil and Tillage Research* 82(2), 121-145.
- Hartmann, A., Schmid, M., Van Tuinen, D. & Berg, G. (2009). Plant-driven selection of microbes. *Plant and Soil* 321(1-2), 235-257.
- He, L., Bi, Y., Zhao, J., Pittelkow, C.M., Zhao, X., Wang, S. & Xing, G. (2018). Population and community structure shifts of ammonia oxidizers after four-year successive biochar application to agricultural acidic and alkaline soils. *Science of the Total Environment* 619-620, 1105-1115.
- Hernández, E., Ferrera, R., Gutiérrez, M.C., Rodríguez, R., Rubiños, J.E. & Fernández, L. (2003). Bacterias y hongos hidrocarbonoclastas de rizósfera frijol y maíz, en un suelo contaminado con petróleo. *Terra Latinoamericana* 21(4), 493-502.

- Hernández, T., García, E. & García, C. (2015). A strategy for marginal semiarid degraded soil restoration: A sole addition of compost at a high rate. A five-year field experiments. *Soil Biology and Biochemistry* 89, 61-71.
- Herrick, J.E. & Jones, T.L. (2002). A dynamic cone penetrometer for measuring soil penetration resistance. *Soil Science Society of America Journal* 66, 1320-1324.
- Hillel, D. (2004). *Introduction to environmental soil physics*. California, United States: Elsevier Science.
- Hinsinger, P., Bengough, A.G., Vetterlein, D. & Young, I.M. (2009). Rhizosphere: biophysics, biogeochemistry and ecological relevance. *Plant and Soil* 321(1-2), 117-152.
- Hinsinger, P., Gobran, G.R., Gregory, P.J. & Wenzel, W.W. (2005). Rhizosphere geometry and heterogeneity arising from root-mediated physical and chemical processes. *The New Phytologist* 168(2), 293-303.
- Houlden, A., Timms, T.M., Day, M.J. & Bailey, M.J. (2008). Influence of plant developmental stage on microbial community structure and activity in the rhizosphere of three field crops. *FEMS Microbiology Ecology* 65(2), 193-201.
- Huahuachampi, Y.A. (2015). *Dos niveles de guano de isla en el rendimiento de tres variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd.), bajo manejo orgánico en el distrito de Chiguata, región Arequipa* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Arequipa, Perú.
- Huanca, E. (2015). *Comportamiento agronómico del cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) a diferentes niveles de abono orgánico en la comunidad de Saitoco del municipio de Salinas de Garci Mendoza – Oruro* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Huanca, R.A. (2008). *Evaluación de diferentes niveles de abono orgánico y riego deficitario sobre el desarrollo y rendimiento de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en el altiplano central* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Huauya, M.A. (2001). *Evaluación de bacterias rizosféricas de N₂ durante el ciclo vegetativo del cultivo de maíz (Zea mays) bajo el sistema de agricultura natural de Oyolo-Ayacucho* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Huerta, E., Rodríguez, J., Evia, I., Montejó, E., De la Cruz, M. & García, R. (2005). La diversidad de las lombrices de tierra (Annelida, Oligochaeta) en el Estado de Tabasco, México. *Universidad y Ciencia* 21(42), 75-85.
- Hueso, P., Martínez, J.F. & Ruiz, J.D. (2014). The impact of organic amendments on forest soil properties under mediterranean climatic conditions. *Land degradation and development* 25(1), 604-612.
- IGAC (Instituto Geográfico Agustín Codazzi). (2006). *Métodos analíticos de laboratorio de suelos*. Sexta ed. Bogotá, Colombia. 648 pp.
- Islam, K.R. & Wright, S.R. (2006). Microbial communities. En R. Lal (Ed.), *Encyclopedia of soil science* (pp. 1071-1076). Ohio, United States: Taylor & Francis.
- Iturrizaga, M.A. (2013). *Comparativo de rendimiento de 23 accesiones de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) procedentes de Puno bajo condiciones del Instituto Regional de Desarrollo Sierra* (tesis de pregrado). Universidad Nacional del Centro del Perú, Mantaro, Perú.
- Jacobsen, S., Mujica, A. & Stolen, O. (1998). Tolerancia de la quinua a la sal durante la germinación. *Agronomía Tropical* 48(3), 359-366.
- Jaramillo, D. (2002). *Introducción a la Ciencia del Suelo*. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias. Medellín, Colombia. 619 pp.
- Jones, C., Lawton, J. & Shachak, M. (1994). Organisms as ecosystem engineers. *Oikos* 69, 373-386.
- Jozefaciuk, G. & Czachor, H. (2014). Impact of organic matter, iron oxides, alumina, silica and drying on mechanical and water stability of artificial soil aggregates. Assessment of new method to study water stability. *Geoderma* (221-222), 1-10.

- Juárez, A.R. (2016). *Estiércol de ovino y roca fosfórica en la acumulación de materia seca en *Hordeum vulgare* L. variedad Zapata en un suelo ácido de Santiago de Chuco, La Libertad* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.
- Juárez, M. (2011). *Influencia del guano de islas en el rendimiento de dos líneas de achita (*Amaranthus caudatus* L.) Canaán 2750 msnm-Ayacucho* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú.
- Judd, W., Campell, C., Kellogg, E. & Stevens, P. (2008). *Plant Systematics: a phylogenetic approach*. Sinauer Associates. Inc. Publishers. USA. 811 pp.
- Julon, W. (2016). *Resultados de dos sistemas de cultivo en el rendimiento, calidad y rentabilidad de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) en costa central* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Justo, I.V. (2014). *Efecto de la incorporación de estiércol ovino y biofertilizante microbiano sobre el comportamiento agronómico de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), en el municipio de Papel Pampa, del dpto. de La Paz* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Klvač, R., Vrána, P. & Jiroušek, R. (2010). Possibilities of using the portable falling weight deflectometer to measure the bearing capacity and compaction of forest soils. *Journal of Forest Science* 56(3), 130-136.
- Lal, R. & Shukla, M.K. (2004). *Principles of soil physics*. Marcel Dekker, Inc. New York, USA. 699 pp.
- Lampurlanés, J. & Cantero, C. (2003). Soil bulk density and penetration resistance under different tillage and crop management systems and their relationship with barley root growth. *Agronomy Journal* 95(3), 526-536.
- Lavelle, P. & Spain, A.V. (2003). *Soil ecology*. Kluwer Academic Publishers. New York, USA. 677 pp.
- Le Bissonnais, Y. (1996). Aggregate stability and assessment of crustability and erodibility: 1. theory and methodology. *European Journal of Soil Science*, 47, 425-437.
- León, G.L. (2017). *Los biofertilizantes en el rendimiento de cuatro variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) en el valle del Mantaro* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- León, G.R. (2003). *Cultivo de quinua en Puno-Perú*. Universidad Nacional del Altiplano. Puno, Perú. 63 pp.
- Liceta, M. (2015). *Aislamiento y caracterización de *Pseudomonas* y *Bacillus* provenientes de la rizósfera de diferentes variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y su uso como potenciales promotores de crecimientos vegetal* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Lobo, D., Lozano, Z. & Pla, I. (1996). Limitaciones físicas para la penetración de raíces de maíz (*Zea mays* L.) y sorgo (*Sorghum bicolor* L.) en cuatro suelos de Venezuela. *Venesuelos* 4(1-2), 19-24.
- Lobo, D. & Pulido, M. (2006). Métodos e índices para evaluar la estabilidad estructural de los suelos. *Venesuelos* 14, 22-37.
- Lozano, K.M. (2016). *Evaluación de la biomasa y densidad poblacional de la *Lumbricus terrestris* en tres tipos de cobertura vegetal en El Ciefor-Puerto Almendra, Loreto, 2014* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de la Amazonía Peruana, Iquitos, Perú.
- Lumbreras, L.G., Kaulicke, P., Santillana, J.I. & Espinoza, W. (2008). Economía prehispánica (Tomo 1). En Carlos Contreras (Ed.), *Compendio de historia económica del Perú*. Banco de Reserva del Perú e Instituto de Estudios Peruanos. p. 53-77.
- Lynch, J.M. & Whipps, J.M. (1990). Substrate flow in the rhizosphere. *Plant and Soil* 129(1), 1-10.

- Maceda, W.G. (2015). *Efecto de compost y estiércol de ovino en el cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) - Villa Patarani altiplano central* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Machaca, A.H. (2018). *Niveles de guano de islas y té de estiércol de cuy en el rendimiento del cultivo de arveja verde (Pisum sativum L.) en la irrigación Majes de Arequipa* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Arequipa, Perú.
- Mamani, I.G. (2016). *Tres biofermentos y guano de isla en la producción de arveja verde (Pisum sativum L.) cv. Quantum en Quequeña-Arequipa* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Arequipa, Perú.
- Mamani, Y. (2006). *Dinámica de crecimiento del cultivo de la quinua (Chenopodium quinoa Willd.) con relación a su expansión foliar* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Marcial, N.C., Fagbola, O., Costa, R., Gouvea, N., Buchner, A., Mendona, L & Smalla, K. (2003). Dynamics of fungal communities in bulk and maize rhizosphere soil in the tropics. *Applied and Environmental Microbiology* 69(7), 3758-3766.
- Mayz, J. (2004). Fijación Biológica de Nitrógeno. *Revista Científica Agrícola* 4(1), 1-20.
- McBride, R. (2017). Consistence. En R. Lal (Ed.), *Encyclopedia of soil science* (pp. 471-473). Ohio, United States: Taylor & Francis.
- Medrano, A.C. (2018). *Evaluación del comportamiento de la quinua (Chenopodium quinoa Willd.) con aplicación localizada con diferentes niveles de estiércol semi-descompuesto* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Mejia, M.A. (2012). *Niveles de abonamiento orgánico y sintético para optimizar el uso de nutrientes en el rendimiento de quinua (Chenopodium quinoa Willd.), Chontaca (3500 msnm)-Ayacucho* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú.
- Mendez, M. (2014). *Evaluación del rendimiento de cuatro variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd) en condiciones de agricultura orgánica en Chilca-Huancayo* (tesis de pregrado). Universidad Nacional del Centro del Perú, Mantaro, Perú.
- Mengel, K. & Kirkby, E.A. (2001). *Principles of plant nutrition*. 5th Edition. Springer. 846 pp.
- Mestanza, C.J. (2016). *Distribución espacial de las lombrices de tierra y las propiedades del suelo en el distrito de Santa Rosa de Huayabamba* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Miyashiro, I. (2014). *Calidad de seis formulaciones de compost enriquecido con guano de islas* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Mogollón, M.R. (2012). *Comportamiento espacial de la resistencia mecánica a la penetración y su relación con propiedades físicas del suelo en áreas con diferentes usos y ocupaciones en la Sabana de Bogotá* (tesis de maestría). Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia.
- Montaño, J.C. & Forero, F.E. (2013). Efecto de subproductos orgánicos del proceso panelero sobre propiedades físicas de un suelo sulfatado ácido. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 14(2), 207-214.
- Mora, M., Ordaz, V., Castellanos, J.Z., Aguilar, A., Gavi, F. & Volke, H.V. (2001). Sistemas de labranza y sus efectos en algunas propiedades físicas en un Vertisol, después de cuatro años de manejo. *Terra Latinoamericana* 19(1), 67-74.
- Morgan, J.A.W., Bending, G.D. & White, P.J. (2005). Biological costs and benefits to plant-microbe interactions in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany* 56(417), 1729-1739.
- Morton, J. 1997. Fungy. En D. Sylvia, J. Fuhrmann, P. Hartel & D. Zuberer (Eds.), *Principles and Applications of Soil Microbiology* (pp. 72-93). New Jersey, United States: Prentice Hall.

- Mougel, C., Offre, P., Ranjard, L., Corberand, T., Gamalero, E., Robin, C. & Lemanceau, P. (2006). Dynamic of the genetic structure of bacterial and fungal communities at different developmental stages of *Medicago truncatula* Gaertn. cv. Jemalong line J5. *The New Phytologist* 170(1), 165-175.
- Mujica, A. & Canahua, A. (2001). Agronomía del cultivo de la quinua. En *Quinua (Chenopodium quinoa Willd.): ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro*. FAO. Santiago, Chile. 361 pp.
- Mujica, A., Jacobsen, S.E., Izquierdo, J. & Marathe, J.P. (2001). *Quinua, ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro*. FAO, Oficina Regional de Producción Vegetal para América Latina y El Caribe. Chile. 235 pp.
- Mujica, S. 1993. *Cultivo de Quinua*. INIA-DGIA. Serie: Manual N° 11-93. Lima, Perú. 125 pp.
- Mullo, A.D. (2011). *Respuesta del cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) a tres tipos de abonos orgánicos, con tres niveles de aplicación, bajo el sistema de labranza mínima, en la comunidad Chacabamba Quishuar, provincia de Chimborazo* (tesis de pregrado). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Ecuador.
- Murray, R.M., Bojórquez, J.I., Hernández, A., Orozco, M.G., García, J.D., Gómez, R., Ontiveros H.M., & Aguirre, J. (2011). Efecto de la materia orgánica sobre las propiedades físicas del suelo en un sistema agroforestal de la llanura costera norte de Nayarit, México. *Revista Bio Ciencias* 1(3), 27-35.
- Myers, R., Zak, D.R., White, D.C. & Peacock, A. (2001). Landscape-level patterns of microbial community composition and substrate use in upland forest ecosystems. *Soil Science Society of America Journal* 65(2), 359-367.
- Navarro, G. & Navarro, S. (2013). *Química agrícola: química del suelo y de los nutrientes esenciales para las plantas*. Mundi-Prensa Libros. Madrid, España. 508 pp.
- Nweke, I.A. & Nnabude, P.C. (2014). Aggregate size distribution and stability of aggregate fractions of fallow and cultivated soils. *Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences* 1(7), 514-520.
- Oscó, S.V. (2009). *Productividad de variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) con la aplicación de diferentes niveles de fertilización orgánica en la localidad de Tiwanacu* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Paco, J. (2011). *Evaluación del comportamiento agronómico del cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) bajo cuatro niveles de humus de lombriz en la localidad Santiago de Llallagua* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Paco, V., Loza, M., Vино, L., Calani, E. & Serrano, T. (2017). Población fúngica en suelos productores de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd), bajo diferentes sistemas de manejo en la comunidad Kerecaya Municipio de Salinas de Garci Mendoza. *Journal of the Selva Andina Research Society* 8(1), 26-47.
- Pahuara, D. & Zúñiga, D. (2001). Efecto del fósforo sobre la población microbiana en suelos con pasturas en la zona altoandina de Junín. *Ecología Aplicada* 1, 57-64.
- Paré, T., Dinel, H., Moulin, A.P. & Townley, L. (1999). Organic matter quality and structural stability of a Black Chernozemic soil under different manure and tillage practices. *Geoderma* 91, 311-326.
- Parra, B.J., Becker, A.R. & Cantú, M.P. (2011). Condición física de suelos en diferentes sistemas de manejo agrícolas del centro sur de Córdoba. *Ciencia del Suelo (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo)* 29(2), 241-251.
- Paul, E.A. & Clark, F.E. (1996). *Soil microbiology and biochemistry*. Academic. Press. 340 pp.
- Pérez, D.A., García, N.Y., Gallegos, G., Ruiz, M.F., Berlanga, D.I. & Ríos, C. (2015). Aislamiento de actinomicetos asociados a rizósfera de árboles de manzano antagonistas a *Fusarium equiseti*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 6(7), 1629-1638.

- Pinto, Y.L., Álvarez, J.G. & Forero, F.E. (2016). Efecto de la labranza en la estabilidad estructural y resistencia a la penetración en un Inceptisol sembrado con arracacha (*Arracacia xanthorrhiza* Bancroft) en Boyacá. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 10(1), 99-112.
- Pires da Silva, A., Imhoff, S. & Corsi, M. (2003). Evaluation of soil compaction in an irrigated short-duration grazing system. *Soil and Tillage Research* 70(1), 83-90.
- Prieto, J., Prieto, F., Acevedo, O.A. & Méndez, M.A. (2013). Indicadores e índices de calidad de suelos (ICS) cebaderos del sur del estado de Hidalgo, México. *Agronomía Mesoamericana* 24(1), 83-91.
- Pulido, M.A., Lobo, D. & Lozano, Z. (2009). Asociación entre indicadores de estabilidad estructural y la materia orgánica en los suelos agrícolas de Venezuela. *Agrociencia* 43(3), 221-230.
- Quillatupa, C. (2009). *Caracterización de las fases fenológicas, determinación de unidades de calor y rendimiento de 16 genotipos de quinua (Chenopodium quinoa Willd) en condiciones de La Molina* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Quispe, A.J. (2014). *Uso de bacterias fijadoras de nitrógeno con diferentes niveles de abonamiento orgánico en el cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.), comunidad Villa Patarani, altiplano central* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Rabot, E., Wiesmeier, M., Schlüter, S. & Vogel, H.J. (2018). Soil structure as an indicator of soil functions: a review. *Geoderma* 314, 122-137.
- Ramírez, J.G., Castañeda, D.A. & Morales, J.G. (2013). Dinámica microbial del suelo asociada a diferentes estrategias de manejo de *Phytophthora cinnamomi* Rands en aguacate. *Revista Ceres* 60(6), 811-819.
- Ramirez, R., Taboada, M.A. & Gil, R. (2006). Efectos a largo plazo de la labranza convencional y la siembra directa sobre las propiedades físicas de un Argiudol típico de la pampa ondulada argentina. *Revista Facultad Nacional de Agronomía-Medellín* 59(1), 3237-3256.
- Ramirez, R., Velásquez, D.C. & Acosta, E. (2007). Efecto de la aplicación de biosólidos en el crecimiento de Jacaranda mimosifolia (Gualanday) y en las condiciones físicas y químicas de un suelo degradado. *Revista Facultad Nacional de Agronomía-Medellín* 60(1), 3751-3770.
- Ramos, M.C. & Martínez, J.A. (2003). Efectos de la aplicación de compost en las propiedades físicas y químicas de suelos altamente degradados por movimientos de tierra. *Edafología* 10(3), 161-168.
- Ramos, M.C. & Nacci, S. (1997). Estabilidad de agregados superficiales en suelos de Anoia-Penedés (Barcelona) frente al humedecimiento y el impacto de las gotas de lluvia. *Boletín de la Sociedad Española de la Ciencia del Suelo* (3-1), 3-12.
- Rashid, A., Ramzan, M. & Rehman, K. (2016). Biofertilizer Use for sustainable agricultural production. En K. Rehman, M. Sayeed & S.N. Akmar (Eds.), *Plant, Soil and Microbes Volume 1: Implications in Crop Science*.
- Ravelo, J. (2016). *Documento de la Línea de Base, Proyecto de Investigación 118, Análisis del metagenoma bacteriano de la rizósfera de quinua (Chenopodium quinoa W.) bajo condiciones de suelo de alta fertilidad natural y suelo degradado, en comunidades campesinas del distrito de Huando, Huancavelica, Perú*. Instituto Nacional de Innovación Agraria, Dirección de Desarrollo Tecnológico Agrario. Programa Nacional de Innovación Agraria. 64 pp. Lima, Perú.
- Raymundo, M.E. (2014). *Efecto de dos sistemas de cultivo en el rendimiento y calidad en cuatro variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd) en condiciones edafoclimáticas de Canchán-Huánuco 2013* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Hermilio Valdizán, Huánuco, Perú.
- Ressetti, R.R. (2006). Densidade populacional, biomassa e espécies de minhocas em ecossistemas de áreas urbanas. *Scientia Agraria* 7(1-2), 61-66.
- Rímac, L. (2015). *Determinación óptima de niveles de fertilización para incrementar el rendimiento de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) cultivar Hualhuas en el Callejón de Huaylas* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Santiago Antunez de Mayolo, Huaraz, Perú.

- Rodrigues, M.A., Chambula, L. & Arrobas, M. (2018). *Azotobacter*-enriched organic manures to increase nitrogen fixation and crop productivity. *European Journal of Agronomy* 93, 88-94.
- Rodriguez, L., Rial, M., Taboada, T. & Martínez, A. (2015). A pedotransfer function to map soil bulk density from limited data. *Procedia Environmental Sciences* 27, 45-48.
- Rodriguez, R.J. (2017). *Efecto de la mezcla de guano de isla y EM en el rendimiento del cultivo de quinua Blanca de Junín (Chenopodium quinoa Willd.) en la comunidad campesina de Manco Cápac, distrito y provincia de Recuay* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Santiago Antunez de Mayolo, Huaraz, Perú.
- Rohošková, M. & Valla, M. (2004). Comparison of two methods for aggregate stability measurement - a review. *Plant Soil and Environment*. 50(8), 379-382.
- Rojas, C.A. (2017). *Producción de arveja verde "Quantum" (Pisum sativum L.) con aplicaciones de humus de lombriz, guano de islas y biol en condiciones agroclimáticas de Tiabaya-Arequipa* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Arequipa, Perú.
- Rojas, R. (2015). *Efecto de abonos orgánicos en el rendimiento y composición química de la quinua (Chenopodium quinoa Willd.) variedad Hualhuas, en el distrito de Huando-región Huancavelica* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de Huancavelica, Acobamba, Perú.
- Roldán, M.F., Studdert, G.A., Videla, C.C., San Martino, S. & Picone, L.I. (2014). Distribución de tamaño y estabilidad de agregados en Molisoles bajo labranzas contrastantes. *Ciencia del Suelo (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo)* 32(2), 247-257.
- Rosas, G.F. (2015). *Evaluación agronómica de diez variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd) bajo dos sistemas de cultivo en La Unión-Leticia, Tarma* (tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
- Ruas, P.M., Bonifacio, A., Ruas, C.F., Fairbanks, D.J. & Andersen, W.R. (1999). Genetic relationship among 19 accessions of six species of *Chenopodium* L., by Random Amplified Polymorphic DNA fragments (RAPD). *Euphytica* 105(1), 25-32.
- Rucks, L., García, F., Kaplán, A., Ponce de León, J. & Hill, M. (2004). *Propiedades físicas del suelo*. Universidad de la República, Facultad de Agronomía. Montevideo, Uruguay. 68 pp.
- Ruiz, N., Lavelle, P. & Jiménez, J. (2008). *Soil macrofauna field manual*. FAO. Rome, Italy. 113 pp.
- Ságová, M. & Kopecký, J. (2016). Actinobacteria. En R. Lal (Ed.), *Encyclopedia of soil science* (pp. 40-43). Ohio, United States: Taylor & Francis.
- Salamanca, A. & Sadeghian, S. (2005). La densidad aparente y su relación con otras propiedades del suelo de la zona cafetera colombiana. *Cenicafé* 56(4), 381-397.
- Sánchez, R., Ordaz, V.M., Benedicto, G.S., Hidalgo, C.I. & Palma, D.J. (2005). Cambios en las propiedades físicas de un suelo arcilloso por aporte de lombricompost de cachaza y estiércol. *Interciencia* 30(12), 775-779.
- Sanon, A., Andrianjaka, Z.N., Prin, Y., Bally, R., Thioulouse, J., Comte, G. & Duponnois, R. (2009). Rhizosphere microbiota interferes with plant-plant interactions. *Plant and Soil* 321, 259-278.
- Schlöter, M., Dilly, O. & Munch, J.C. (2003). Indicators for evaluating soil quality. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 98(1-3), 255-262.
- Seguel, S., García de Cortázar, G.C. & Casanova, P. (2003). Variación en el tiempo de las propiedades físicas de un suelo con adición de enmiendas orgánicas. *Agricultura Técnica (Chile)* 63(3), 287-297.
- Semoka, J. (2008). Nitrogen cycling. En W. Chesworth (Ed.), *Encyclopedia of soil science* (pp. 491-493). Springer.
- Shirokikh, I.G., Zenova, G.M. & Zvyagintsev, D.G. (2002). Actinomycetes in the rhizosphere of barley grown on acid soddy podzolic soil. *Microbiology* 71(4), 455-459.
- Shukla, M. (2014). *Soil Physics: An Introduction*. CRC Press. New York, USA. 478 pp.

- Sivila de Cary, R. & Angulo, W. (2006). Efecto del descanso agrícola sobre la microbiota del suelo (Patarani - altiplano central boliviano). *Ecología en Bolivia* 41(3), 103-115.
- Six, J., Elliott, E.T. & Paustian, K. (2000). Soil macroaggregate turnover and microaggregate formation: a mechanism for C sequestration under no-tillage agriculture. *Soil Biology & Biochemistry* 32(14), 2099-2103.
- SSSA (Soil Science Society of America). (2008). *Glossary of soil science terms*. Madison, USA. 93 pp.
- Stine, M.A. & Weil, R. (2002). The relationship between soil quality and crop productivity across three tillage systems in south central Honduras. *American Journal of Alternative Agriculture* 17(1), 2-8.
- Taboada, M.M., Alves, M.C., Whalen, J. & Taboada, M.T. (2007). Efecto del sistema de laboreo y manejo de residuos sobre la estabilidad de los agregados en un Oxisol (Brasil). *Edafología* 14(1-3), 25-34.
- Taboada, M.M. & Taboada, M.T. (2003). Estabilidad estructural de horizontes superficiales de suelos de prado y cultivo de la provincia de A Coruña (No, España). *Edafología* 10(3), 131-137.
- Tambo, F. (2014). *Evaluación del efecto de abonos orgánicos en variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en el centro experimental de Quipaquipani, Viacha* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Tapia, M. & Fries, A. (2007). *Guía de campo de los cultivos andinos*. FAO y ANPE. Lima, Perú. 222 pp.
- Tapia, M.E. (1999). Zonificación agroecológica del cultivo de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) En *Primer Taller Internacional en Quinua: recursos genéticos y sistemas de producción*. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. Recuperado el 6 de marzo de 2019, de http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/FTP_FaoRlc/old/prior/segalim/prodalim/prodveg/cdrom/c/contenido/libro14/home14.htm
- Tardieu, F. (1994). Growth and functioning of roots and of root systems subjected to soil compaction. Towards a system with multiple signalling? *Soil and Tillage Reserch* 30(2-4), 217-243.
- Taylor, D.L. & Sinsabaugh, R.L. (2015). The soil fungi: occurrence, phylogeny, and ecology. En E.A. Paul (Ed.), *Soil microbiology, ecology, and biochemistry*. Elsevier Academic Press. Amsterdam, Netherlands. 603 pp.
- Taylor, H.M. & Gardner, H.R. (1963). Penetration of cotton seedling taproots as influenced by bulk density, moisture content, and strength of soil. *Soil Science* 96(3), 153-156.
- Tester, C.F. (1990). Organic amendment effects on physical and chemical properties of a sandy soil. *Soil Science Society of America Journal* 54(3), 827-831.
- Threadgill, E.D. (1982). Residual tillage effects as determined by cone index. *Transactions of the ASAE* 25(4), 859-863.
- Tintaya, J.C. (2011). *Evaluación del efecto de niveles de abonamiento orgánico sobre la respuesta del cultivo de la quinua (Chenopodium quinoa Willd.) bajo condiciones de riego deficitario en el altiplano sur* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Toro, T. (2005). *Evaluación poblacional de microorganismos en suelos con manejo orgánico y tradicional de banano (Musa sp.), en Porvenir, La Paz* (tesis de pregrado). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Torres, D., Quiroz, R. & Juscamaita, J. (2004). Efecto de una quema controlada sobre la población microbiana en suelos con pasturas en las SAIS Tupac Amaru-Junín, Perú. *Ecología Aplicada* 3(1-2), 139-147.
- Towhid, K. (2013). *Soils, principles, properties and management*. Springer. New York, USA. 295 pp.
- Truman, C.C. & Franzmeier, D.P. (2006). Structure, pedological concepts, and water flow. En R. Lal (Ed.), *Encyclopedia of soil science* (pp. 1698-1703). Ohio, United States: Taylor & Francis
- Turgut, B. & Köse, B. (2016). Improvements in aggregate stability of sediments supplemented with tea waste and farmyard manure. *Spanish Journal of Soil Science* 6(2), 98-106.

- USDA (United States Department of Agriculture). (1999). *Guía para la Evaluación de la Calidad y Salud del Suelo*. 88 pp.
- Vaca, V.M., Martínez, J.J., González, A., Morales, E.J., Zamudio, B. & Gutiérrez, F. (2014). Compactación de un vertisol bajo tres sistemas de labranza en maíz (*Zea mays* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 5(8), 1495-1507.
- Valdez, J.A. (2015). *Efecto de dos abonos orgánicos y su combinación en el rendimiento del cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd) bajo manejo orgánico en el distrito de La Joya-Arequipa* (tesis de pregrado). Universidad Católica de Santa María, Arequipa, Perú.
- Valencia, Z., Cámara, F., Ccapa, K., Catacora, P. & Quispe, F. (2017). Compuestos bioactivos y actividad antioxidante de semillas de quinua peruana (*Chenopodium quinoa* W.). *Revista de la Sociedad Química del Perú* 83(1), 16-29.
- Vanags, C., Minasny, B. & McBratney, A.B. (2004). *The dynamic penetrometer for assessment of soil mechanical resistance*. En *Supersoil: Program and Abstracts for the 3rd Australian New Zealand Soils Conference*, University of Sidney, Australia, 5-9 December 2004. 8 p.
- Vásquez, I., Gómez, A., Velázquez, A., Aldrete, A. & Fierros, A.M. (2011). Un penetrómetro dinámico para evaluar la resistencia mecánica en suelos forestales. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente* 17(2), 293-302.
- Vásquez, M., Terminiello, A., Duhour, A., García, M. & Guilino, F. (2009). Efecto del encalado sobre propiedades físicas de un suelo de la pradera pampeana. Asociación con propiedades químicas. *Ciencia del Suelo (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo)* 27(1), 67-76.
- Vepraskas, M.J. & Miner, G.S. (1986). Effects of Subsoiling and Mechanical Impedance on Tobacco Root Growth. *Soil Science Society of America Journal* 50(2), 423-427.
- Villagarcía, S. & Aguirre, G. (2014). *Manual de uso de fertilizantes para las condiciones del Perú*. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima-Perú. 165 pp.
- Vital, L., Cruz, M.A., Fernández, S. & Mendoza, A. (2015). Diversidad bacteriana en raíces de maíz híbrido convencional y genéticamente modificado. *FYTON* 84, 233-243.
- Voroney, R.P. & Heck, R.J. (2015). The soil habitat. En E.A. Paul (Ed.), *Soil microbiology, ecology, and biochemistry*. Elsevier Academic Press. Amsterdam, Netherlands. 603 pp.
- Weil, R.R. & Brady, N.C. (2017). *The nature and properties of soil*. 15th Edition. Pearson. 1105 pp.
- White, R.E. (2006). *Principles and practice soil science, the soil is a natural resource*. 4th Edition. Blackwell Publishing. Massachusetts, USA. 387 pp.
- Wild, A. (1992). *Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas según Russell*. Mundi-Prensa, Madrid. 1045 pp.
- Zerpa, G., Sosa, O., Berardi, J., Bolatti, J.P., Galindo, A. & Maldonado, J. (2013). La resistencia mecánica a la penetración en pasturas. *Agromensajes* 35, 64-68.
- Zhang, Q., Wang, G. & Yao, H. 2007. Phospholipid fatty acid patterns of microbial communities in paddy soil under different fertilizer treatments. *Journal of Environmental Sciences* 19(1), 55-59.
- Zhang, W., Rattanadompol, U., Li, H. & Bouchard, D. (2013). Effects of humic and fulvic acids on aggregation of aqu/nC₆₀ nanoparticles. *Water Research* 47(5), 1793-1802.
- Zúñiga, J.C. (2016). *Tres niveles de "humus de lombriz" y dos tipos de "té de estiércol" en la producción de orégano (Origanum x majoricum Cambessedes) var. "Nigra" con manejo orgánico* (tesis de pregrado). Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Arequipa, Perú.

VIII. ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza para la altura de planta

Analysis of Variance Table

Response: alturaplanta

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	3727	1863.5	13.809	2.003e-06	***
guano	2	58285	29142.6	215.950	< 2.2e-16	***
estiercol	2	3908	1954.0	14.479	1.094e-06	***
guano:estiercol	4	12499	3124.7	23.154	2.248e-16	***
Residuals	259	34952	135.0			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 2. Análisis de varianza para el diámetro de tallo

Analysis of Variance Table

Response: diametrotallo

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	4.27	2.137	0.8633	0.422965	
guano	2	342.30	171.151	69.1437	< 2.2e-16	***
estiercol	2	4.95	2.473	0.9992	0.369601	
guano:estiercol	4	39.12	9.780	3.9510	0.003941	**
Residuals	259	641.10	2.475			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 3. Análisis de varianza para la longitud de panoja

Analysis of Variance Table

Response: longitudpanoja

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	761.17	380.58	12.3001	1.734e-05	***
guano	2	297.06	148.53	4.8003	0.0102825	*
estiercol	2	193.56	96.78	3.1278	0.0482654	*
guano:estiercol	4	641.56	160.39	5.1836	0.0007929	***
Residuals	97	3001.33	30.94			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 4. Análisis de varianza para el diámetro de panoja

Analysis of Variance Table

Response: diametropanoja

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	1327.4	663.69	15.9573	1.02e-06	***
guano	2	393.4	196.71	4.7295	0.0109672	*
estiercol	2	735.1	367.57	8.8376	0.0002979	***
guano:estiercol	4	290.7	72.67	1.7473	0.1458423	
Residuals	97	4034.4	41.59			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 5. Análisis de varianza para la población de lombrices de tierra

Analysis of Variance Table

Response: lombrices

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	170.67	85.33	2.6667	0.1001129	
guano	2	1194.67	597.33	18.6667	6.561e-05	***
estiercol	2	739.56	369.78	11.5556	0.0007844	***
guano:estiercol	4	113.78	28.44	0.8889	0.4929123	
Residuals	16	512.00	32.00			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 6. Análisis de varianza para la población de bacterias totales del suelo

Analysis of Variance Table

Response: bacterias

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	44.1	22.04	1.9149	0.1529	
guano	2	1019.1	509.55	44.2730	2.18e-14	***
estiercol	2	6132.6	3066.28	266.4155	< 2.2e-16	***
guano:estiercol	4	88.0	21.99	1.9110	0.1147	
Residuals	97	1116.4	11.51			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 7. Análisis de varianza para la población de actinobacterias totales del suelo

Analysis of Variance Table

Response: act6

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	8.041	4.021	3.0865	0.05018	.
guano	2	1.582	0.791	0.6074	0.54684	
estiercol	2	252.175	126.087	96.7932	< 2.2e-16	***
guano:estiercol	4	35.567	8.892	6.8260	6.956e-05	***
Residuals	97	126.357	1.303			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 8. Análisis de varianza para la población de bacterias nitrificantes del suelo

Analysis of Variance Table
Response: bacteriasnitrificantes

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
bloq	2	0.138	0.069	1.1009	0.3367
guano	2	4.393	2.197	35.0809	3.438e-12 ***
estiercol	2	67.831	33.915	541.6319	< 2.2e-16 ***
guano:estiercol	4	2.908	0.727	11.6094	9.617e-08 ***
Residuals	97	6.074	0.063		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 9. Análisis de varianza para la población de Azotobacter spp. del suelo

Analysis of Variance Table
Response: azotobacter

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
bloq	2	0.066	0.033	0.3632	0.6964
guano	2	5.780	2.890	31.9917	2.136e-11 ***
estiercol	2	74.504	37.252	412.3400	< 2.2e-16 ***
guano:estiercol	4	3.466	0.866	9.5911	1.410e-06 ***
Residuals	97	8.763	0.090		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 10. Análisis de varianza para la población de hongos totales del suelo

Analysis of Variance Table
Response: hongos

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
bloq	2	8.75	4.374	0.6317	0.5338
guano	2	490.69	245.345	35.4369	2.797e-12 ***
estiercol	2	269.39	134.693	19.4546	7.868e-08 ***
guano:estiercol	4	191.45	47.863	6.9132	6.127e-05 ***
Residuals	97	671.57	6.923		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 11. Análisis de varianza para la densidad aparente del suelo

Analysis of Variance Table
Response: densidadaparente

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
bloq	2	0.15676	0.078379	20.8212	2.995e-08 ***
guano	2	0.02262	0.011310	3.0045	0.0542 .
estiercol	2	0.01344	0.006719	1.7849	0.1733
guano:estiercol	4	0.00207	0.000517	0.1374	0.9681
Residuals	97	0.36515	0.003764		

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 12. Análisis de varianza para la estabilidad de agregados del suelo

Analysis of Variance Table

Response: estabilidad

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	0.0526	0.02608	0.3507	0.710021	
guano	2	1.2779	0.63864	8.5789	0.002946	**
estiercol	2	4.3955	2.19765	29.5204	4.277e-06	***
guano:estiercol	4	1.1188	0.27969	3.7564	0.024397	*
Residuals	16	1.1916	0.07447			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 13. Análisis de varianza para la resistencia mecánica del suelo a la penetración

Analysis of Variance Table

Response: resistencia

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	0.06027	0.03014	1.9660	0.14556	
guano	2	0.43898	0.21949	14.3191	3.557e-06	***
estiercol	2	0.69145	0.34572	22.5545	9.043e-09	***
guano:estiercol	4	0.19814	0.04954	3.2316	0.01553	*
Residuals	97	1.48686	0.01533			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 14. Análisis de varianza para el peso de mil semillas

Analysis of Variance Table

Response: pesomil

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	0.14976	0.074879	1.6227	0.2282	
guano	2	0.12283	0.061417	1.3309	0.2920	
estiercol	2	0.08290	0.041451	0.8983	0.4269	
guano:estiercol	4	0.27060	0.067651	1.4660	0.2587	
Residuals	16	0.73833	0.046146			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 15. Análisis de varianza para el número de plantas por metro lineal

Analysis of Variance Table

Response: numeroplantas

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	19.185	9.5926	1.9310	0.177323	
guano	2	62.519	31.2593	6.2926	0.009634	**
estiercol	2	20.519	10.2593	2.0652	0.159268	
guano:estiercol	4	92.148	23.0370	4.6375	0.011201	*
Residuals	16	79.481	4.9676			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 16. Análisis de varianza para el rendimiento por planta

Analysis of Variance Table

Response: rendimientoplanta

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	28.410	14.2049	5.7346	0.013249	*
guano	2	39.304	19.6519	7.9336	0.004038	**
estiercol	2	20.336	10.1682	4.1049	0.036393	*
guano:estiercol	4	32.680	8.1699	3.2982	0.037579	*
Residuals	16	39.633	2.4771			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 17. Análisis de varianza para el rendimiento de grano seco

Analysis of Variance Table

Response: rendimientodegrano

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)	
bloq	2	280054	140027	2.8365	0.08823	.
guano	2	2080971	1040485	21.0766	3.284e-05	***
estiercol	2	1781948	890974	18.0480	7.916e-05	***
guano:estiercol	4	331676	82919	1.6797	0.20371	
Residuals	16	789869	49367			

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Anexo 18. Reactivos usados para la preparación del medio Agar albumina de huevo para el cultivo de bacterias del suelo

Glucosa	1.00 g
K ₂ HPO ₄	0.50 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.20 g
Fe ₂ (SO ₄) ₃ .9H ₂ O	0.01 g
Peptona	0.25 g
Agar	15.00 g
Agua destilada	1000 ml
pH	7.2

Fuente: García et al. (2016)

Anexo 19. Reactivos usados para la preparación del medio Agar almidón caseína para el cultivo de actinobacterias del suelo

Almidón soluble	10.00 g
Caseína	0.30 g
K ₂ HPO ₄ (bibásico)	2.00 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.05 g
Agar	15.00 g
NaCl	2.00 g
CaCO ₃	0.02 g
KNO ₃	2.00 g
FeSO ₄ .7H ₂ O	0.01 g
Agua destilada	1000 ml
pH	7.2

Fuente: García et al. (2016)

Anexo 20. Reactivos usados para la preparación del Medio de Martin para el cultivo de hongos del suelo

Glucosa	10.00 g
Peptona	5.00 g
KH ₂ PO ₄ (monobásico)	1.00 g
Rosa bengala	0.025 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.50 g
Agar	20.00 g
Agua destilada	1000 ml
pH	5.5

Fuente: García et al. (2016)

**Anexo 21. Reactivos usados para la
preparación del Medio de cultivo para
Azotobacter spp. del suelo**

K ₂ HPO ₄	0.50 g
KH ₂ PO ₄	0.15 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.20 g
CaCl ₂ .2H ₂ O	0.01 g
NaCl	0.02 g
FeCl ₂	0.01 g
NaMoO ₄ .H ₂ O	0.01 g
Manitol	10.00 g
Glucosa	1.00 g
Sacarosa	1.00 g
CaCO ₃	1.00 g
Azul de bromotimol	5 ml
Agua destilada	1000 ml
pH	7.2

Fuente: García et al. (2016)

**Anexo 22. Reactivos usados para la
preparación del Medio de cultivo para
bacterias nitrificantes del suelo**

(NH ₄) ₂ SO ₄	5.00 g
CaCl ₂ .2H ₂ O	0.013 g
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.04 g
Azul de bromotimol	1.00 ml
KH ₂ PO ₄	0.20 g
Hierro quelatado	1.00 ml
Elementos menores	1.00 ml
Agua destilada	1000 ml
pH	7.2

Fuente: García et al. (2016)