



**TECNOLÓGICO NACIONAL DE MEXICO**

**INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TORREÓN**

**DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN**

**PROGRAMA MAESTRÍA EN CIENCIAS EN SUELOS**

**“Proporciones de vermicompost:arena en el cultivo de Quínoa  
(*Chenopodium quinua willd*) desarrollado en malla sombra”**

**Tesis que presenta:**

**LUIS MONTOYA ROJAS**

**Como requisito parcial para obtener el grado de:**

**MAESTRO EN CIENCIAS DEL SUELO**

**Director de tesis:**

**MANUEL FORTIS HERNANDEZ**

**Co-director de tesis**

**JORGE SAENZ MATA**



**Torreón Coahuila, México**

**29 de Mayo, 2019**

Tesis elaborada bajo la dirección del comité particular la cual ha sido aprobada y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

## **MAESTRO EN CIENCIAS EN SUELOS**

### COMITÉ PARTICULAR

Director de tesis: Dr. Manuel Fortis Hernández

Co-Director de tesis: Dr. Jorge Sáenz Mata

Asesor: Dr. Pablo Preciado Rangel

Asesor: Dr. Héctor Zermeño González

Torreón, Coahuila, México

29 de Mayo, 2019

## DEDICATORIA

A Dios, por la vida y la oportunidad de vivir esta experiencia.

A mi esposa Karla María Gutiérrez García y a mis hijos por ser mi inspiración y alegría de todos los días.

A mis padres, por su gran amor, por el apoyo incondicional, por ser un ejemplo de fuerza y superación.

A el Dr. Cándido Márquez Hernández (Q.E.D.), por su amistad, sus enseñanzas y ser guía en mi carrera.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el apoyo otorgado para realizar mis estudios de postgrado.

Al Instituto Tecnológico de Torreón (ITT), por darme la oportunidad de realizar mis estudios de postgrado que serán de gran utilidad para mi desempeño laboral.

Al Dr. Manuel Fortis Hernández, por su apoyo en mi formación académica en la Maestría en Ciencias en Suelos, por la paciencia y precisión en la dirección de la presente investigación.

Al Dr. Esteban Sánchez Chávez, Investigador del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD), unidad Delicias, por las facilidades prestadas para la realización de este trabajo.

Al Dr. Jorge Sáez Mata, Investigador de la Universidad Juárez del Estado de Durango (UJED) Campus Gómez Palacio, por sus valiosas aportaciones y apoyo hacia la presente investigación.

A mis asesores, Dr. Pablo Preciado Rangel y Dr. Héctor Zermeño González, por su valiosa aportación en la investigación. A mis maestros, que contribuyeron de manera valiosa en mi formación como Maestro en Ciencias.

A mis amigos y compañera de generación, por su amistad, alegría y entusiasmo.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

	<b>Página</b>
<b>COMITÉ PARTICULAR DE TESIS.....</b>	ii
<b>DEDICATORIA.....</b>	iii
<b>AGRADECIMIENTOS.....</b>	iv
<b>ÍNDICE DE CONTENIDO.....</b>	v
<b>ÍNDICE DE CUADROS.....</b>	x
<b>ÍNDICE DE FIGURAS.....</b>	xi
<b>RESUMEN.....</b>	xiii
<b>SUMMARY.....</b>	xiv
<b>I.- INTRODUCCIÓN</b>	15
1.1 Objetivos	19
1.1.1 Objetivo general	19
1.1.2 Objetivo específico	19
1.2 Hipótesis	19
<b>II.- REVISIÓN DE LITERATURA</b>	20
2.1. Origen de la quínoa	20
2.2. Variedades y eco tipos	22
2.3. Distribución geográfica	23
2.4. Importancia	25
2.5. Descripción taxonómica	26
2.6. Descripción botánica	27
2.6.1 Raíz	28
2.6.2 Tallo	28
2.6.3 Hojas	29
2.6.4 Inflorescencia	30
2.6.5 Flores	32
2.6.6 Fruto	32

2.7. Fenología	33
2.7.1 Germinación	33
2.7.2 Desarrollo vegetativo	34
2.7.3 Ramificación	35
2.7.4 Desarrollo del botón floral	35
2.7.5 Desarrollo de la inflorescencia o panoja	36
2.7.6 Floración	37
2.7.7 Antesis	38
2.7.8 Fruto en crecimiento y estado acuoso	38
2.7.9 Fruto en estado lechoso	39
2.7.10 Fruto en estado masoso	39
2.8. Requerimientos edafoclimaticos	41
2.9. Siembra	42
2.10. Labores culturales	44
2.10.1 Desahíje o raleo	44
2.10.2 Aporque	45
2.10.3 Control de malezas	45
2.10.4 Riego	46
2.10.5 Fertilización	46
2.10.6 Cosecha	47
2.10.7 Plagas	48
2.11. Características deseables de un sustrato	49
2.12. Clasificación de sustratos	50
2.13. Sustratos orgánicos de vermicompost	53
2.13.1 Importancia del vermicompost	54
2.13.2 Características físicas y químicas del vermicompost	57
2.14. Microbiología del vermicompost	59
2.15. Microorganismos y su diversidad	60
2.16. Diversidad microbiana	62

2.16.1 Bacterias	62
2.16.1.1 Importancia de las bacterias	63
2.16.1.2 Bacterias promotoras de crecimiento	64
2.16.2 Bacterias fijadoras de nitrógeno	65
2.16.3 Pseudomonas	67
2.16.4 Bacilos	68
2.16.5 Actinoimicetos	69
2.17. Agricultura protegida	71
2.17.1 Malla sombra	73
<b>III.- MATERIALES Y METODOS</b>	74
3.1. Descripción del área de estudio	74
3.2. Características de la malla sombra	75
3.3. Material vegetal	75
3.4. Sustratos evaluados	76
3.5. Diseño experimental	77
3.5.1 Distribución de los tratamientos	77
3.6. Manejo agronómico del cultivo	78
3.6.1 Siembra	78
3.6.2 Labores de cultivo	78
3.6.3 Riego	79
3.6.4 Plagas y enfermedades	79
3.7. Muestreo de plantas	80
3.8. Variables agronómicas evaluadas en planta	80
3.8.1 Altura de planta	80
3.8.2 Diámetro de tallo	81
3.8.3 Longitud de raíz	81
3.8.4 Volumen desplazado de raíz	81
3.8.5 Índice de área foliar	82
3.8.6 Biomasa y materia seca	82

3.8.7	Peso de 1000 granos de quínoa y rendimiento por hectárea	82
3.9.	Variables evaluadas en sustrato	83
3.9.1	Caracterización física del sustrato	83
3.9.2	Caracterización química del sustrato	83
3.9.3	Caracterización microbiológica del sustrato	84
3.9.4	Muestreo de sustrato rizosférico	84
3.9.5	Conteo microbiano	85
3.9.6	Medios de cultivo	86
3.10.	Análisis nutrimental de grano	87
3.10.1	Determinación de Fe, Zn, Na, Mg, Mn, K, Ca, Cu y Ni	87
3.10.2	Determinación de materia seca, cenizas, grasa cruda, fibra cruda y proteína	89
3.10.3	Determinación de fosforo	90
<b>IV.-</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	91
4.1.	Análisis químicos de los sustratos	91
4.2.	Propiedades físicas de los sustratos	94
4.3.	Análisis microbiológicos de los sustratos	98
4.3.1	Bacterias presentes en la rizosfera de <i>Chenopodium</i> quínoa de acuerdo a las diferentes proporciones de vermicompost:arena	98
4.3.2	Grupos microbianos encontrados en la rizosfera de <i>chenopodium</i> quínoa de acuerdo a los diferentes medios de cultivo	100
4.4.	Variables agronómicas	105
4.4.1	Altura de planta	105
4.4.2	Diámetro de tallo	108
4.4.3	Materia seca y peso fresco de planta	109
4.4.4	Peso, longitud y volumen desplazado de raíz	112
4.4.5	Área foliar	114
4.4.7	Peso de 1000 granos y rendimiento por hectárea de quínoa	115
4.5.	Análisis nutrimental en grano de quínoa	118

4.5.1 Análisis de micronutrientes en grano de quínoa (Cu, Fe, Mn, Ni, Zn)	118
4.5.2 Análisis de macronutrientes en grano de quínoa (Ca, K, Mg, N)	120
4.5.3 Análisis fisicoquímico de grano	122
<b>V.- CONCLUSIONES</b>	126
<b>VI.- LITERATURA CITADA</b>	127

## ÍNDICE DE CUADROS

	<b>página</b>
<b>Cuadro 2.1</b> Características químicas y físicas para humus de lombriz de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana NMX-FF-109-SCFI-2007	58
<b>Cuadro 3.1</b> Acomodo de los tratamientos en la malla sombra	79
<b>Cuadro 4.1</b> Análisis químico inicial de las muestras de vermicompost:arena utilizadas en la producción de quínoa en malla sombra	92
<b>Cuadro 4.2</b> Comparacion de medias por la prueba de Tukey ( $P \leq 0.05$ ) del análisis de las propiedades físicas de las diferentes proporciones utilizadas en la producción de quínoa en condiciones de malla sombra	95
<b>Cuadro 4.3</b> Comparación de medias (Tukey: $P \leq 0.05$ ) de diferentes fecha de muestreo de la variable Altura de  planta (AP), en el cultivo de Quínoa cultivada bajo distintas mezclas de vermicompost:arena, y en condiciones de malla sombra	106
<b>Cuadro 4.4.</b> Comparación de medias (Tukey: $P \leq 0.05$ ) en diferentes fechas de muestreo de la variable Diámetro de tallo en el cultivo de quínoa cultivada bajo distintas mezclas de vermicompost:arena, en condiciones de malla sombra	108
<b>Cuadro 4.5</b> Comparación de medias (Tukey: $P \leq 0.05$ ) de la variable materia seca y peso fresco de planta de quínoa cultivada bajo distintas mezclas de vermicompost:arena en condiciones de malla sombra	110
<b>Cuadro 4.6</b> Raíz de planta de quínoa cultivada en mezclas de vermicompost:arena bajo condiciones de malla sombra	113
<b>Cuadro 4.7</b> Calidad de grano de quínoa sembrada en vermicompost:arena bajo condiciones de malla sombra en la comarca lagunera	119

## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>página</b>
<b>Figura 2.1</b> Esquema de los componentes de la planta de quínoa	27
<b>Figura 2.2</b> Formas de inflorescencia de la panoja. Amarantiforme (a) y Glomerulada (b)	31
<b>Figura 2.3</b> Promedio de la duración de etapas fenológicas de 17 variedades de quínoa en Perú. Fuente: Gómez y Aguilar, 2016	40
<b>Figura 3.1</b> Localización del sitio experimental	74
<b>Figura 3.2</b> Siembra directa en sustratos y sus brotes	78
<b>Figura 3.3</b> Medidor de PH y humedad	79
<b>Figura 3.4</b> Cajas petri con medios selectivos de microorganismos	86
<b>Figura 3.5</b> Parrilla digestora marca labconco y campana de extracción	88
<b>Figura 3.6</b> Espectrofotometro ICE 3000 SERIES	89
<b>Figura 4.1</b> Bacterias encontradas en diferentes niveles de vermicompost:arena en el cultivo de <i>Chenopodium</i> quínoa producidas en condiciones de malla sombra	99
<b>Figura 4.2</b> Comparación de medias del crecimiento bacteriano en cinco medios selectivos	101
<b>Figura 4.3</b> Conteo de colonias y grupos microbianos presentes en la rizosfera de quínoa de acuerdo a los diferentes medios de cultivo	104
<b>Figura 4.4</b> Área foliar en plantas de quínoa sembradas bajo condiciones de malla sombra, usando como sustrato una mezcla de vermicompost:arena	114
<b>Figura 4.5</b> Peso de 1000 granos de quínoa cultivado bajo condiciones de malla sombra utilizando vermicompost:arena como sustrato	116
<b>Figura 4.6</b> Rendimiento de quínoa cultivada a cuatro plantas por maceta y cuatro macetas por m <sup>2</sup> , en condiciones de malla sombra	117

	utilizando mezclas de vermicompost:arena	
<b>Figura 4.7</b>	Análisis mineral de granos de Quínoa cultivada en diferentes proporciones de vermicompost:arena en condiciones de malla sombra	119
<b>Figura 4.8</b>	Análisis de macronutrientes en granos de Quínoa cultivado en diferentes niveles de vermicompost:arena en condiciones de malla sombra	94

## RESUMEN

La presente investigación se realizó con el objetivo de caracterizar física, química y microbiológicamente diferentes proporciones en volumen de vermicompost:arena para la producción de *Chenopodium* quínoa L. Se evaluaron diferentes proporciones en volumen de vermicompost y arena, dichas proporciones fueron: 15:85, 30:70, 45:55, 60:40, 75:25 y un sustrato de perlita y arena (20:80). Se utilizó un diseño experimental completamente al azar. El material genético fue la *Chenopodium* quínoa L. variedad red head. Las variables evaluadas en los sustratos fueron pH, conductividad eléctrica, contenido de fósforo y de nitratos, porosidad total, densidad aparente, densidad de partícula, capacidad de retención de agua y porcentaje de aireación, así como el número de bacterias y los grupos microbianos presentes en la rizosfera de *Chenopodium* quínoa. En esta última variable se determinaron grupos microbianos como: pseudomonas, bacterias fijadoras de nitrógeno, bacilos, actinomicetos. Las variables agronómicas evaluadas fueron materia seca, altura de planta, diámetro de tallo y longitud de raíz, así como el índice de área foliar. Las propiedades nutrimentales de grano evaluadas fueron micronutrientes y macronutrientes así como cenizas, grasa, contenido de proteína, fibra y carbohidratos. Los resultados muestran, que la proporción 75% vermicompost + 25% arena, es la proporción que más UFC registró. Además esta proporción presentó el diámetro de tallo más grande, el área foliar más abundante, así como el mayor peso de raíz y de materia seca. En cuanto al peso de mil granos se ubicó segunda detrás de la proporción 60% vermicompost + 40% arena, sin embargo, en la variable rendimiento fue la mejor proporción. Se puede concluir que usando dosis altas de vermicompost:arena se puede producir quínoa con rendimientos y calidad nutrimental aceptables.

**Palabras clave:** vermicompost, *Chenopodium* quínoa, grupos microbianos.

## SUMMARY

This research was conducted to characterize physical, chemical and microbiological different proportions in volume of vermicompost: sand for the production of *Chenopodium* quínoa L. Vermicompost and different ratios of sand were evaluated, these proportions were 15:85, 30:70, 45:55, 60:40, 75:25 and perlite substrate with sand (20:80). A completely randomized experimental design was used. The genetic material was *Chenopodium* quínoa L variety Red head. Variables evaluated in the substrates were total Porosity, Bulk Density, Particle Density, Water Holding Capacity and Aeration Rate, pH, electrical conductivity, and phosphorus content of nitrates and the number of bacteria and microbial groups present in the rhizosphere of *Chenopodium* quinoa. in the latter variable microbial groups determined as: Pseudomonas, Nitrogen Fixing Bacteria, Bacilli, Actinomycetes. The agronomic variables were dry matter, plant height, stem diameter and root length, as well as the Leaf Area. The nutritional properties of grain evaluated were micronutrients and macronutrients as well as ashes, fat, protein, fiber and carbohydrates. The results show that, the proportion 75% vermicompost + 25% sand, is the proportion that more UFC registry. In addition this proportion presented the largest stem diameter, the most abundant leaf area, as well as the highest weight of root and dry matter. Regarding the weight of a thousand grains, it was placed second behind the proportion 60% vermicompost + 40% sand, however, in the variable yield it was the best proportion. It can be concluded that using high doses of vermicompost:sand quinoa can be produced with acceptable yields and nutritional quality.

**Key words:** vermicompost, *Chenopodium* quínoa, microbial groups.



## I. INTRODUCCIÓN

Frente a la necesidad global de identificar cultivos que tengan el potencial de producir alimentos de calidad, la quínoa se presenta con un alto potencial tanto desde sus bondades nutritivas como de su versatilidad agronómica para contribuir a la seguridad alimentaria de diversas regiones del planeta, especialmente en aquellos países donde la población no tiene acceso a fuentes de proteína, o donde tienen limitaciones en la producción de alimentos (FAO, 2011).

La quínoa puede desempeñar un papel importante en la erradicación del hambre por dos grandes razones: sus cualidades nutricionales, donde destaca su elevado contenido de proteínas, el buen balance de sus aminoácidos esenciales y el contenido de vitaminas, minerales y ácidos grasos; y su adaptabilidad a diferentes condiciones climáticas dado que distintas variedades de quínoa pueden adecuarse a diversos climas y condiciones geográficas (Salcedo, 2015).

Y por otra parte, actualmente los consumidores están más interesados en el origen de los productos, de cómo fueron cultivados o si son seguros para comerse, así como del contenido nutricional enfatizando su preocupación por la posible contaminación con agroquímicos, especialmente por los de consumo en fresco (Winter and Sarah, 2006). Por lo que es necesario encontrar sistemas de producción apegados lo más cercano posible a la no aplicación de agroquímicos, siendo uno de los caminos la agricultura orgánica (Álvarez *et al.*, 2005).

La producción orgánica de alimentos es una alternativa para los consumidores que prefieren alimentos libres de plaguicidas y fertilizantes sintéticos, inocuos y con un alto valor nutricional (Márquez *et al.*, 2008). Salas *et al.*, (2017) realizaron un estudio en tomate sembrado en sustratos orgánicos, encontrando que mezclas de arena con estiércol solarizado y arena con vermicompost produjeron rendimientos similares a los obtenidos de manera convencional, encontrando que el contenido de fitoquímicos era mayor en los tratamientos orgánicos.

Fortis *et al.*, (2018) reportaron en el cultivo de tomate sembrado en condiciones de malla sombra rendimientos estadísticamente similares a los obtenidos

mediante métodos convencionales utilizando mezclas de sustratos orgánicos, arena y suelo agrícola, las mezclas fueron: S:VC:AS (80:15:5) y S:MC (80:20).

En un estudio empleando vermicompost en el cultivo de melón, Sánchez *et al.*, (2016) reportan mayores rendimientos en tratamientos con dosis de vermicompost arena de 45/55 y 60/40, encontrando además mayor número de sólidos solubles y firmeza.

Aunado a uso de abonos orgánicos en la producción de hortalizas y derivado de factores climáticos que condicionan la producción de alimentos, la modalidad de agricultura protegida toma relevancia como la mejor alternativa para controlar los factores externos, aumentar el rendimiento y mejorar el aprovechamiento de los insumos, también se incrementa la oferta y disponibilidad de productos sin presionar adicionalmente el territorio destinado a labores agropecuarias. Algunas estructuras permiten la entrada del agua de lluvia, controlando el paso de insectos y optimizando la transmisión de radiación solar para mejorar las condiciones climatológicas beneficiando el entorno del cultivo. Por ello es decididamente más productiva y ofrece cultivos todo el año independientemente de la estación (SAGARPA, 2016).

Por lo anterior, el objetivo de la presente investigación fue evaluar el cultivo de quínoa como una opción en malla sombra, aprovechando la gran cantidad de abonos orgánicos que existen en la región como vermicompost y arena, y ser usados como sustrato orgánico.

## **1.1 OBJETIVOS E HIPÓTESIS**

### **1.1.1 Objetivo general:**

- Evaluar el rendimiento del cultivo y calidad nutrimental del grano de quínoa en diferentes proporciones de un sustrato de vermicompost:arena (v:v) en malla sombra.

### **1.1.2 Objetivos específicos:**

- Determinar las características físicas, químicas y microbiológicas del sustrato, producto de las diferentes relaciones de vermicompost:arena.
- Cuantificar la morfología del cultivo como altura de planta, diámetro de tallo, área foliar, volumen desplazado de raíz, longitud de raíz.

## **1.2 Hipótesis:**

- Proporciones altas de vermicompost:arena mejoran la calidad nutrimental de grano y rendimiento del cultivo de quínoa.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Origen de la Quínoa

La quínoa (*Chenopodium quínoa* Willd.) ha sido descrita por primera vez en sus aspectos botánicos por Willdenow en 1778, como una especie nativa de Sudamérica (FAO, 2011), que se cultiva en todos los Andes, principalmente del Perú y Bolivia, desde hace más de 7.000 años por culturas pre incas e incas (Mujica y Jacobsen, 2006).

La quínoa fue cultivada y utilizada por las civilizaciones prehispánicas, y reemplazada a la llegada de los españoles por los cereales, a pesar de constituir un alimento básico de la población de ese entonces (Mujica, 2015).

Históricamente la quínoa se ha cultivado desde el norte de Colombia hasta el sur de Chile desde el nivel del mar hasta los 4.000 m, pero su mejor producción se consigue en el rango de 2.500-3.800 m con una precipitación pluvial anual

entre 250 y 500 mm y una temperatura media de 5-14 °C. En América Latina, Bolivia es el país con mayor exportación como quinua orgánica a USA y países europeos (Mujica y Jacobsen, 2006).

La primera etapa de la vida de la quínoa habría ocurrido cuando los dos ancestros diploides hibridan para crear la primera forma de quínoa silvestre. Una de las hipótesis sugiere que primero se cruzaron un pariente femenino, *Chenopodium standleyanum* proveniente de la América templada, y un pariente masculino, *Chenopodium album* de Eurasia. Otra hipótesis propone que *C. ficifolium*, a través de un proceso de hibridación natural, generó un ancestro tetraploide en el Nuevo Mundo. *C. berlandieri* y *C. hircinum* corresponden a formas tetraploides a partir de las cuales la domesticación del ancestro de la quínoa actual fue posible generando la segunda etapa de su evolución. Pero esta tercera etapa de diversificación de la especie después de su proceso local de domesticación en los alrededores del lago Titicaca, se detuvo con la conquista española por varias razones: una depreciación del producto como “comida de indios”, el rechazo de su uso como bebida para ceremonias culturales (*Muda*) por la iglesia católica, y el cambio de los patrones alimentarios a través la escolarización y de las políticas de modernización agrícola. El auge de la quínoa en los años ‘80 corresponde a la cuarta etapa de su dinámica evolutiva con su difusión actual a todo el mundo (Bazile, 2015).

## 2.2. Variedades y eco tipos

La quinua es una planta anual, dicotiledónea, usualmente herbácea, que alcanza una altura de 0,2 a 3,0 m. Las plantas pueden presentar diversos colores que van desde verde, morado a rojo y colores intermedios entre estos (FAO, 2011).

Con respecto a la clasificación intra-específica de esta especie, se consideran dos grupos principales: uno correspondiente a quínoas cultivadas, de semillas claras con una delgada y translúcida testa y un segundo grupo de quínoas silvestres con semillas oscuras y testa densa (Fuentes *et al.*, 2009).

El proceso ancestral de domesticación de la quínoa se desarrolló utilizando la diversidad de los recursos genéticos de la especie. Ésta se encuentra estrechamente asociada a distintas zonas geográficas con contextos ecológicos específicos, determinando en su conjunto la capacidad de sobrevivencia de la quínoa, y creando a lo largo del tiempo múltiples formas dentro la misma especie (Bazile, 2015).

El género posee más de 120 especies en 16 secciones. Se reconocen cinco eco tipos asociados a sub-centros de diversidad. Estos corresponden a: quínoa de los valles interandinos (Colombia, Ecuador y Perú), quínoa del altiplano (Perú y Bolivia), quínoa de las Yungas (Bolivia), quínoa de los salares (Bolivia, Chile y Argentina) y quínoa de la costa o de nivel del mar (Chile) (Fuentes *et al.*, 2009).

### **2.3. Distribución geográfica**

Carrasco y Encina (2008) mencionan que la quínoa tiene una antigüedad, por lo menos, de 5000 años como planta cultivada. Antes de la llegada de los europeos la quinua se cultivaba ampliamente en todo el imperio incaico: en el Perú actual, en Bolivia, Ecuador, Chile, Argentina y Colombia. La quinua era considerada un alimento sagrado, siendo empleada, además, para usos medicinales.

La quínoa es una planta andina que muestra la mayor distribución de formas, diversidad de genotipos y de progenitores silvestres en los alrededores del lago Titicaca de Perú y Bolivia, encontrándose la mayor diversidad entre Potosí, Bolivia y Sicuani (Cusco), Perú (Mujica, 2015).

En el pasado tuvo una amplia distribución geográfica que abarcó en Sudamérica desde Mérida, Venezuela y Nariño en Colombia hasta Tucumán en Argentina y el archipiélago de Chiloé en Chile (Mujica, 2015).

Las características nutricionales de la quínoa, su rusticidad, su amplia adaptabilidad y Múltiples usos, explican el interés en el cultivo no sólo en América del Sur sino en todo el mundo. La demanda de quínoa está aumentando en los Estados Unidos, Europa y Asia, Pero la oferta en los países productores de quinua de América del Sur es insuficiente (Jacobsen, 2003).

En 1993, un proyecto de la Unión Europea se inició con ensayos agronómicos en Inglaterra, Dinamarca, los Países Bajos e Italia, así como las pruebas de laboratorio en Escocia y Francia, en 1996 mediante una coordinación compartida entre la Agencia Danesa para el Desarrollo Internacional (DANIDA) y el Centro Internacional de la Papa (CIP) en Perú. A través de esta primera red de cooperación internacional alrededor de la quínoa, hubo ensayos de campo en nuevos países, tales como: Suecia, Polonia, República Checa, Austria, Alemania, Italia y Grecia (Bazile, 2015).

En los últimos años, se constata un progresivo aumento de la producción de quínoa, especialmente en los países que han sido tradicionalmente los principales productores, esto es Bolivia, Perú y Ecuador, y se estima que más del 80% de la producción mundial de quinua se concentra en esos tres países. En Bolivia, en un lapso de 10 años la superficie sembrada se incrementó en poco más de un 75%, aumentando de manera gradual desde 36.847 hectáreas (h) el año 2000, a 64.789 (h) el año 2011. En Perú, a superficie bajo cultivo aumenta en poco menos de un 25%, pasando desde 28.889 hectáreas a 35.641 en el periodo 2000-2011. En Ecuador la superficie sembrada en el 2000 era de 1.300 h y sufre un descenso de superficie en diversos años recuperando su superficie sembrada en el 2011 con 1.277 h (FAO-ALADI, 2014).

#### **2.4. Importancia**

La quínoa se considera un cultivo agroindustrial polivalente (Galwey, 1993). La semilla puede utilizarse para alimentos humanos y en productos de harina y en materias primas para animales debido a su alto valor nutritivo (Jacobsen, 2003). Las bondades peculiares del cultivo de la quínoa están dadas por su alto valor nutricional. El contenido de proteína de la quínoa varía entre 13,81 y 21.9% dependiendo de la variedad. Debido al elevado contenido de aminoácidos

esenciales de su proteína, la quínoa es considerada como el único alimento del reino vegetal que provee todos los aminoácidos esenciales, que se encuentran extremadamente cerca de los estándares de nutrición humana establecidos por la FAO. La NASA también la incluyó dentro del sistema CELLS (en español: Sistema Ecológico de Apoyo de Vida Controlado) para equipar sus cohetes en los viajes espaciales de larga duración, por ser un alimento de composición nutritiva excelente como alternativa para solucionar los problemas de insuficiente ingesta de proteínas (FAO, 2011).

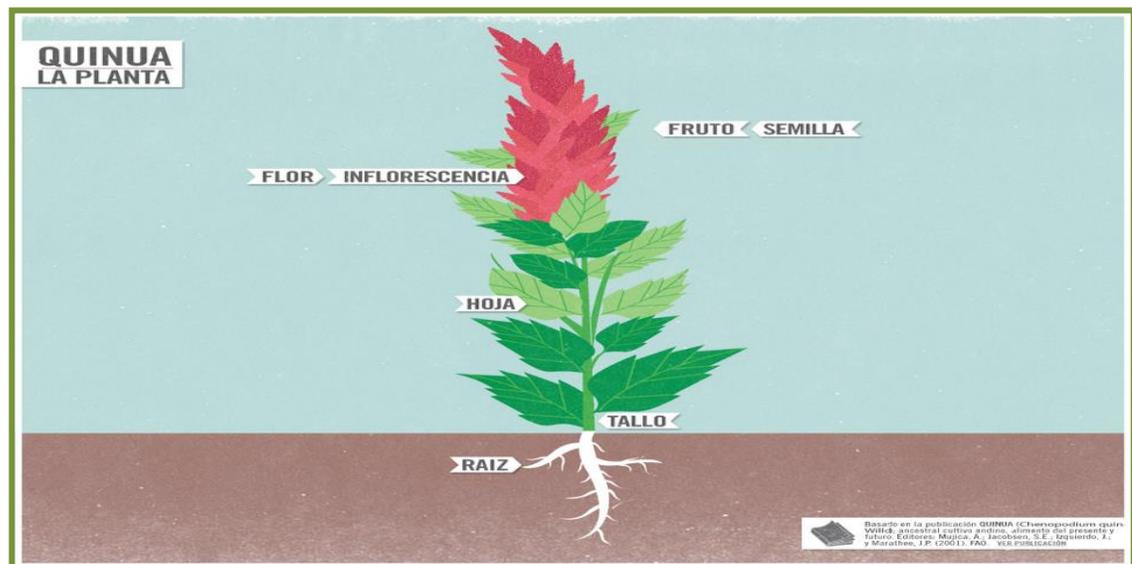
Debido a su gran capacidad de adaptación a condiciones ecológicas extremas, este grano también se cultiva en más de 50 países en todos los continentes (FAO, 2016).

## **2.5. Descripción taxonómica**

La quinua es una especie que se clasifica en la división Magonoliophyta, clase Magnoliopsida, subclase Caryophyllidae, orden Caryophyllales, familia Chenopodiaceae, género *Chenopodium*, sección *Chenopodia* y subsección *Cellulata* (Wilson, 1980).

## 2.6. Descripción botánica

La quínoa es una planta herbácea anual, dicotiledónea de amplia dispersión geográfica, con características peculiares en su morfología, coloración y comportamiento en diferentes zonas agroecológicas donde se cultiva. Su periodo vegetativo varía desde 90 hasta 240 días, crece con precipitaciones desde 200 a 280 ml anuales, se adapta a suelos ácidos de pH 4,5, hasta alcalinos con pH de 9,0. Asimismo prospera en suelos arenosos hasta los arcillosos, la coloración de la planta es también variable con los genotipos y etapas fenológicas, desde el verde hasta el rojo, pasando por el púrpura oscuro, amarillo, anaranjado granate y demás gamas que se puedan diferenciar (FAO, 2013).



**Figura 2.1.** Esquema de los componentes de la planta de quínoa. Fuente: FAO (2013).

### 2.6.1 Raíz

La raíz es pivotante, vigorosa, profunda, bastante ramificada y fibrosa, lo cual posiblemente le dé resistencia a la sequía y buena estabilidad a la planta. Se diferencia fácilmente la raíz principal de las secundarias que son en gran número, a pesar de que se asemejan a una gran cabellera. Al germinar lo primero que se alarga es la radícula, que continúa creciendo y da lugar a la raíz, alcanzando en casos de sequía hasta 1,80 cm de profundidad y teniendo también alargamiento lateral. Sus raicillas o pelos absorbentes nacen a distintas alturas y en algunos casos son tenues y muy delgadas, muy excepcionalmente se observa vuelco por efecto de vientos, exceso de humedad y mayormente es por el peso de la panoja. La profundidad de la raíz guarda estrecha relación con la altura de la planta. La profundidad de la raíz, las ramificaciones y distribución de las raicillas, varían con los genotipos. También existen genotipos que toleran mejor el exceso de agua por tener un sistema radicular extendido (Mujica *et al.*, 2001).

### 2.6.2 Tallo

El tallo principal puede ser ramificado o no, depende del ecotipo, raza, densidad de siembra y de las condiciones del medio en que se cultiven, es de sección

circular en la zona cercana a la raíz, transformándose en angular a la altura de las ramas y hojas (FAO, 2011)

### **2.6.3 Hojas**

La hoja, como la de todas las dicotiledóneas, está formada por el pecíolo y la lámina. Los pecíolos son largos, finos, acanalados en su lado superior y de un largo variable dentro de la misma planta. Los que nacen directamente del tallo son más largos, y los de las ramas primarias más cortos. Las hojas inferiores pueden medir hasta 15 cm de largo por 12 cm de ancho. Las hojas superiores son más pequeñas y pueden carecer de dientes, como las hojas que salen de las inflorescencias que apenas miden 10 cm de largo por 2 cm de ancho. En la mayoría de las hojas, las láminas presentan tres nervios principales que nacen del pecíolo (Gandarillas, 1979).

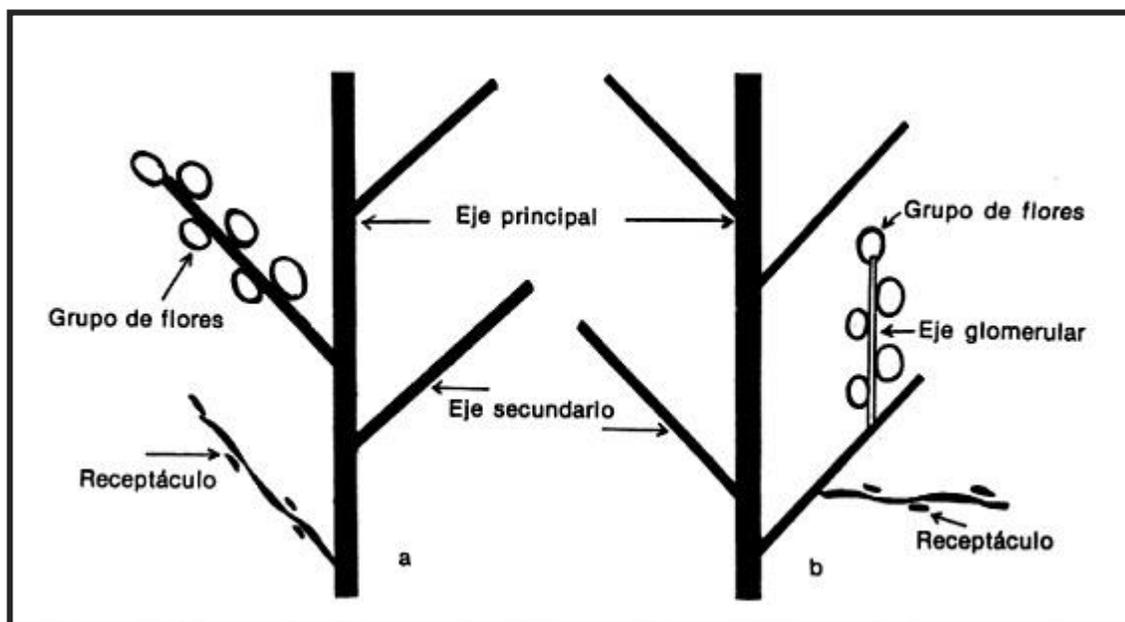
Las hojas son de carácter polimórfico en una sola planta; las basales son grandes y pueden ser romboidales o triangulares, mientras que las hojas superiores generalmente alrededor de la panoja son lanceoladas. Su color va desde el verde hasta el rojo, pasando por el amarillo y el violeta, según la naturaleza y la importancia de los pigmentos. Son dentadas en el borde pudiendo tener hasta 43 dientes (FAO, 2011).

#### 2.6.4 Inflorescencia

La inflorescencia es racimosa y se denomina panoja por tener un eje principal más desarrollado, del cual se originan los ejes secundarios y en algunos casos terciarios (FAO, 2011).

Gandarillas (1979) menciona que algunas veces está claramente diferenciada del resto de la planta, siendo terminal y sin ramificaciones, pero en otras no existe una diferenciación clara debido a que el eje principal tiene ramificaciones que le dan una forma cónica peculiar. Puede ser laxa o compacta, dependiendo de la longitud de los ejes secundarios y de los pedicelos. Las panojas compactas tienen los ejes secundarios y pedicelos cortos. El eje principal de la inflorescencia es anguloso como el tallo y tiene dos surcos paralelos en cada cara. Las flores que se agrupan a lo largo del eje principal o los ejes secundarios dan lugar a las formas de inflorescencia amarantiforme y glomerulada. En el tipo de inflorescencia amarantiforme, el eje glomerular nace directamente del eje principal, dependiendo el tamaño del glómulo de la longitud del eje principal. En muchas razas de quinua se puede observar que los glómulos amarantiformes se ramifican debido a que los grupos de flores nacen a lo largo de ejes terciarios y cuaternarios, dando a la panoja un aspecto más compacto.

Las flores son muy pequeñas y densas, lo cual hacen difícil la emasculación, se ubican en grupos formando glomérulos, son sésiles, de la misma coloración que los sépalos y pueden ser hermafroditas, pistiladas o androestériles. Los estambres, que son cinco, poseen filamentos cortos que sostienen anteras basifijas y se encuentran rodeando el ovario, cuyo estilo se caracteriza por tener 2 ó 3 estigmas plumosos (FAO, 2011).



**Figura 2.2** Formas de inflorescencia de la panoja. Amaranitifforme (a) y Glomerulada (b). Fuente: Quinoa y kañiwa: cultivos andinos (1979).

### 2.6.5 Flores

Las flores son muy pequeñas y densas, lo cual hacen difícil la emasculación, se ubican en grupos formando glomérulos, son sésiles, de la misma coloración que los sépalos y pueden ser hermafroditas, pistiladas o androestériles (FAO, 2011).

Las hermafroditas en el glomérulo además de ser apicales, sobresalen de las pistiladas que se encuentran en la parte inferior. La flor hermafrodita está constituida por un perigonio sepaloide de cinco partes, el gineceo con un ovario elipsoidal con dos o tres ramificaciones estigmáticas rodeadas por el androceo formado por cinco estambres curvos y cortos y un filamento también corto. La flor femenina consta solamente del perigonio y el gineceo. El tamaño del primero varía de 2 a 5 mm y el del segundo de 1 a 3 mm (Gandarillas, 1979).

### 2.6.6 Fruto

El fruto es un aquenio cubierto por el perigonio, del que se desprende con facilidad al frotarlo cuando está seco. El color del fruto está dado por el del perigonio y se asocia directamente con el de la planta, de donde resulta que puede ser verde, púrpura o rojo. En la madurez, el púrpura puede secarse del

mismo color o amarillo, teniendo en este último caso la semilla amarilla. En estado maduro el perigonio tiene forma estrellada, por la quilla que presentan los cinco sépalos. El pericarpio del fruto que está pegado a la semilla, presenta alvéolos y en algunas variedades se puede separar fácilmente. La semilla está envuelta por el episperma en forma de una membrana delgada. El embrión está formado por los cotiledones y la radícula, y constituye la mayor parte de la semilla que envuelve al perisperma como un anillo. El perisperma es almidonoso y normalmente de color blanco (Gandarillas, 1979).

## **2.7. Fenología**

### **2.7.1 Germinación**

Las semillas de quinua en condiciones adecuadas de humedad, oxígeno y temperatura pueden germinar muy rápidamente. El agua es esencial para la iniciación del proceso y el mantenimiento de un metabolismo apropiado. Las temperaturas del suelo son igualmente importantes para la iniciación del proceso. La primera estructura en emerger es la radícula la cual se alarga hacia abajo dentro del suelo y da inicio a la formación del sistema radicular. El hipocotilo sale de la semilla y crece hacia arriba y atraviesa el suelo o emerge

llevando los cotiledones que se abren y se tornan verdes iniciando el proceso de fotosíntesis (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.2 Desarrollo vegetativo**

Se inicia con la aparición, entre las dos hojas cotiledonales, de la primera y segunda hoja verdadera; las cuales crecen y se expanden en direcciones opuestas, simétricas y perpendiculares a los cotiledones que aún permanecen verdes. Se observan los primordios de la tercera y cuarta hojas en el ápice de crecimiento; antes de que las dos primeras hojas se hayan expandido totalmente, una vez formada la quinta hoja verdadera se observa la formación de yemas en las axilas de las primeras hojas. Alrededor de esta etapa se observa el desprendimiento de las hojas cotiledonales. El crecimiento y desarrollo de hojas sigue este patrón simétrico descrito. En el estado de 10 pares de hojas verdaderas, las yemas axilares de las primeras hojas empiezan a formar las ramas y la planta pierde su simetría en la disposición de las hojas. Se puede observar en general en el ápice de crecimiento, la formación del primordio floral (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.3 Ramificación**

La ramificación se inicia con plantas con cinco pares de hojas verdaderas, por lo que se superpone con el desarrollo vegetativo y el desarrollo de botón floral. Las yemas formadas en las axilas de las primeras hojas se activan en forma secuencial; iniciándose con la yema axilar de la primera hoja y así sucesivamente. Se nota con mucha nitidez la presencia de cristales de oxalato de calcio en las hojas dando una apariencia cristalina e incluso de colores que caracterizan a los distintos genotipos; debido a la gran cantidad de hojas es la etapa en la que mayormente se consumen las hojas como hortaliza (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.4 Desarrollo del botón floral**

Esta fase fenológica se superpone con la fase de desarrollo vegetativo y con la fase de ramificación y es muy rápida. Es fácilmente reconocible por la aparición del primordio o botón floral en el ápice de la planta, se observa como una estructura compacta protegida por hojas y cubierta por la pubescencia granular vesicular rica en oxalato de calcio. Se hace evidente, alrededor del estado de 5 pares de hojas. Se describe considerando el tamaño del primordio floral desde

su aparición hasta la formación de una estructura piramidal que señala el inicio de la formación de la inflorescencia (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.5 Desarrollo de la inflorescencia o panoja**

Esta fase comprende la formación y crecimiento de la inflorescencia; la estructura piramidal o cónica formada por los primordios de glomérulos empieza a alargarse, haciéndose evidente la formación del eje principal, eje secundario y terciario y el desarrollo de los primordios de glomérulos y la formación de hojas típicas de la inflorescencia, tomando la forma típica de cada tipo de inflorescencia. Se forman las flores y las estructuras reproductivas. La inflorescencia se encuentra cubierta por pubescencia vesicular granular rica en oxalato de calcio con tonos blancos, rosados y púrpuras que contribuyen a la coloración propia de la inflorescencia de cada variedad. En forma similar se desarrollan las inflorescencias en las ramificaciones del tallo. La longitud de la inflorescencia depende del genotipo y del medio ambiente y varía de 15 a 70 cm. Es a partir de esta fase fenológica que se observa el inicio de defoliación en la base de la planta (Gómez y Aguilar, 2016).

### 2.7.6 Floración

Esta fase se inicia con la apertura de las flores. Las flores hermafroditas y las pistiladas se abren al mismo tiempo y pueden observarse a simple vista, especialmente las flores hermafroditas con anteras amarillas intensas y brillantes. La apertura de las flores, en algunas variedades, se inicia en la flor hermafrodita del ápice del glomérulo y las flores localizadas en diferentes partes del glomérulo, en cualquier parte de la inflorescencia. En otras variedades las flores se abren simultáneamente en diferentes glomérulos a lo largo de toda la panoja. La floración en las panojas de las ramas puede iniciarse durante el periodo de floración de la inflorescencia principal y puede durar más que en la principal. Las flores permanecen abiertas durante 5 a 7 días en promedio y la máxima apertura ocurre entre las 10 a.m. y las 2:00 p.m. En general existe asincronía en la floración, que es un mecanismo importante para tolerar temperaturas extremas durante la floración y asegurar que parte de la inflorescencia pueda tener flores viables. En la misma panoja la floración puede durar de 12 a 15 días. La duración de la floración es variable, en algunas variedades es corta y en otras puede tomar más tiempo (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.7 Antesis**

Esta fase se superpone con la de la floración. Es la fase de liberación de polen por las flores hermafroditas. Las flores hermafroditas producen abundante polen y se ha observado mucha presencia de insectos, probablemente polinizadores. También el polen es distribuido por el viento. Se calcula una polinización cruzada de alrededor del 17%. Este estado finaliza con la muerte de las anteras y el cierre del perigonio sepaloide y la eliminación de hojas en la base de la planta (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.8 Fruto en crecimiento y estado acuoso**

Después de la fecundación los frutos formados empiezan a crecer y desarrollar. El crecimiento se evalúa considerando el tamaño y la proporción ocupada dentro del espacio formado por el perigonio sepaloide en 25%, 50%, 75% y 100%. Durante esta fase de crecimiento del grano, estos están llenos de una sustancia acuosa por lo que se denomina a esta fase, "estado acuoso". Se puede observar la formación de las partes constitutivas del fruto, principalmente el de los cotiledones. La duración de este periodo es variable dependiendo de la variedad y del medio ambiente. A nivel de planta se observa la defoliación de hojas en la

base de la planta y el cambio de intensidad de color de las inflorescencias (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.9 Fruto en estado lechoso**

Esta fase se superpone con la del estado acuoso. Los granos formados y con un 100% de su tamaño empiezan a recibir fotosintatos de las hojas, y las partes verdes de las inflorescencias y la sustancia acuosa es reemplazada con una sustancia lechosa. El color del fruto se diferencia al del perigonio sepaloide o envolturas florales y al de los ejes de la inflorescencia. El perigonio sepaloide se va abriendo a medida que el grano va engrosando, notándose los cinco tépalos separados, con apariencia de una estrella y donde se puede distinguir el color del pericarpio. En este estado se aprecia que el tercio superior de hojas está verde, en plena actividad fotosintética y que los 2/3 inferiores están empezando a decolorarse o en proceso de senescencia (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.7.10 Fruto en estado masoso**

Los frutos al ser presionados presentan una consistencia pastosa de color blanco con apariencia de masa con una humedad aproximada de 45%. En esta

fase la planta alcanza la madurez fisiológica. Se inicia un proceso de pérdida de humedad de los granos y la planta hasta alcanzar la madurez de cosecha. Los frutos secos con una humedad aproximada de 20% pueden partirse fácilmente con la uña (estado rayable con la uña) y los granos con 12- 14% de humedad requieren ser partidos con los dientes (estado frágil bajo el diente). Estos porcentajes de humedad en los granos de quinua son similares a los observados en los frutos de cereales (Gómez y Aguilar, 2016).

FASES Y SUB FASES	Promedio / Días	Rango / Días
0.0 – 0.9. GERMINACIÓN	05	3 - 8
1.0 – 1.9. DESARROLLO VEGETATIVO	33	33 - 38
2.0 – 2.9. RAMIFICACIÓN		
3.0 – 3.9. DESARROLLO DEL BOTÓN FLORAL	45	31 - 68
4.0 – 4.9. DESARROLLO DE LA INFLORESCENCIA	60	39 - 97
5.0 – 5.9. FLORACIÓN	77	45 - 132
6.0 – 6.9. ANTESIS	82	52 - 136
7.0 - 7.9. CRECIMIENTO Y ESTADO ACUOSO	100	61 - 147
8.0 – 8.9. FRUTO ESTADO LECHOSO	114	70 - 164
9.0 – 9.9. FRUTO ESTADO DE MASA	136	83 - 190

**Figura 2.3** Promedio de la duración de etapas fenológicas de 17 variedades de quinua en Perú. Fuente: Gómez y Aguilar, 2016.

## 2.8. Requerimientos Edafoclimáticos

El altiplano peruano-boliviano presenta una de las ecologías más difíciles para la agricultura moderna y su fisionomía no se repite en otras partes del mundo. La quinua se siembra con frecuencia en terrenos aluviales de drenaje pobre, en los que las heladas son más frecuentes, o en las pendientes de terreno más seco y menos expuesto (Rea *et al.*, 1979).

Considerando las diferentes áreas del cultivo en América del Sur, la precipitación varía mucho. Así en los Andes ecuatorianos es de 600 a 880 mm, en el Valle de Mantaro de 400 a 500 mm y en la zona del Lago Titicaca de 500 a 800 mm. Sin embargo, conforme uno se desplaza hacia el sur del Altiplano boliviano y el norte chileno, la precipitación va disminuyendo hasta niveles de 50 a 100 mm, condiciones en las que también se produce quínoa y el Altiplano Sur de Bolivia es considerado la principal área geográfica donde se produce el cultivo y se atiende un buen porcentaje de la demanda internacional del producto. Por otro lado, entre la octava y novena región de Chile también se produce quínoa, con precipitaciones superiores a los 2000 mm y en condiciones de nivel de mar. Tomando en consideración las condiciones donde se desarrolla el cultivo y la amplia variabilidad genética que se dispone, la quinua tiene una

extraordinaria adaptabilidad a diferentes pisos agroecológicos. Se adapta a diferentes climas desde el desértico hasta climas calurosos y secos, el cultivo puede crecer con humedades relativas desde 40% hasta 88% de humedad, y la temperatura adecuada para el cultivo es de 15 a 20°C, pero puede soportar temperaturas desde - 4°C hasta 38°C. Es una planta eficiente al uso de agua, es tolerante y resistente a la falta de humedad del suelo, obteniéndose producciones aceptables con precipitaciones de 100 a 200 mm (FAO, 2011).

La quínoa se cultiva en Sudamérica en zonas geográficas que van desde el nivel del mar hasta los 4000 m.s.n.m., en zonas con precipitaciones de 0 a 1000 mm, en suelos de diferentes texturas y con un rango de pH que fluctúa entre 4 a 9. En un rango de temperaturas debajo de cero a más de 30°C. Dentro de estas condiciones variables de clima los estreses más frecuentes son la sequías, las heladas, la salinidad, las plagas y otros factores (Gómez y Aguilar, 2016).

## **2.9. Siembra**

La siembra es una de las actividades de mayor importancia porque de esta labor depende la emergencia de plántulas que tendrá incidencia en la densidad de

plantas por superficie cultivada y sobre el rendimiento a obtener. La siembra en el cultivo de la quinua se realiza en diferentes épocas, dependiendo del lugar a sembrarse, características de la variedad y humedad, factores importantes que determinan el tipo de siembra manual o mecánica (FAO, 2011).

Las semillas de quinua son pequeñas y deben ser sembradas cuidadosamente para lograr una buena germinación y establecimiento del cultivo. La profundidad de siembra adecuada es aquella que coloca las semillas donde puede absorber agua para la germinación y no desecarse posteriormente. Se tapan con una capa muy fina de tierra empleando implementos simples que faciliten un ligero desplazamiento de suelo del área cercana a las semillas (Gómez y Aguilar, 2016).

Se recomienda en lugares donde se dispone de agua de riego. Se prepara el almácigo en un lugar apropiado (camas almacigueras o bandejas), siguiendo los pasos recomendados para hortalizas de semillas pequeñas. Una vez que las plántulas alcanzaron a formar de cuatro a seis hojas verdaderas iniciar el trasplante. Se recomienda sumergir las plántulas en una solución de agua con lejía al 1% para protegerlas de hongos. Colocar las plántulas separadas 5 cm entre ellas, el suelo o sustrato debe estar húmedo mientras las plántulas se

establecen. Las plántulas trasplantadas requieren una mayor atención hasta su establecimiento, el cual es muy rápido. La cantidad de semilla usada es de 1 kg/ha. La ventaja de este método es menor problema con malezas y la eliminación de la labor de desahíje o entresaque (Gómez y Aguilar, 2016).

## **2.10. Labores culturales**

### **2.10.1 Desahíje o raleo**

Si la siembra fue directa y hecha con semilla de calidad, puede ser que algunos campos tengan una alta cantidad de plántulas, por lo que es necesario realizar un desahíje o raleo que permitirá dar a las plántulas más espacio, nutrientes y aire para crecer. Las altas densidades resultan en plantas débiles y pequeñas, y con menor rendimiento por planta. Por otra parte, el uso de menos plantas por área da lugar a plantas ramificadas que prolongan el ciclo vegetativo y proveen más espacio para el crecimiento de las malezas y dificultan la cosecha. Se ha establecido que una buena densidad es aquella que tiene 50 plantas por metro lineal; es decir aproximadamente unas 500,000 plantas por hectárea. Esta labor cultural se realiza junto al deshierbo, con plantas de quinua de 15 a 20 cm y una humedad apropiada en el suelo. Se recomienda dejar plantas vigorosas de la

variedad y eliminar plantas más débiles, enfermas o pequeñas, o fuera de tipo. Esto es muy importante especialmente en la conducción de semilleros certificados. Plantas vigorosas pueden ser trasplantadas a zonas del campo con baja población (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.10.2 Aporque**

El aporque permite la fijación de las raíces y protege las plantas del tumbado, especialmente en las quinuas de mayor altura de planta. Esta labor se realiza inmediatamente después del deshierbo y el desahíje o raleo (Gómez y Aguilar, 2016).

### **2.10.3 Control de malezas**

Como no existe un herbicida aplicable a la quínoa, se recomienda realizar dos deshierbes durante su ciclo vegetativo, uno a los 30 días y otro a los 90 días (Flores *et al.*, 2010).

#### 2.10.4 Riego

El riego debe ser hecho de tal forma que proporcione a la quinua la cantidad de agua requerida para su crecimiento y desarrollo óptimo. Bajo condiciones de riego en costa se ha observado que el cultivo requiere entre 5000 a 10000 m<sup>3</sup> con riego de gravedad y de 3500 a 7500 m<sup>3</sup> con riego por goteo. La demanda de agua o cantidad aplicada varía por el clima (invierno, primavera, verano), el suelo o sustrato (propiedades físicas), el cultivo-variedad (precoces o tardías), y el sistema de riego empleado (Gómez y Aguilar, 2016).

#### 2.10.5 Fertilización

El sistema tradicional consiste en sembrar quinua en asociación con otros cultivos, principalmente con maíz, papa o haba, en líneas cruzadas por la parcela de estos cultivos o en los contornos de las mismas, o también en parcelas muy pequeñas de monocultivo (menores a 100 m<sup>2</sup>). La quinua se produce sin aplicar fertilizantes ni plaguicidas. En sistemas de producción semi-intensivo o tecnificado si se aplican fertilizantes (Jacobsen y Sherwood, 2002).

En la práctica, los campesinos no fertilizan la quinua, esta aprovecha los nutrientes aplicados al cultivo anterior que es generalmente la papa. Sin

embargo se recomienda aplicar al menos 5 t/ha de estiércol de corral, con mayor razón cuando se la siembra después de un cereal o se repite quinua (Tapia y Fries, 2007).

### **2.10.6 Cosecha**

La cosecha es una etapa particularmente importante en el cultivo de quinua que merece atención especial. En sistemas tradicionales la cosecha de quinua es manual; ésta involucra arrancar la planta, y luego ponerla en parvas para secar (Jacobsen y Sherwood, 2002).

La cosecha se realiza una vez que las plantas llegan a la madurez fisiológica, reconocible porque las hojas inferiores cambian de color y empiezan a caerse, dando una coloración amarilla característica a toda la planta. El grano, al ser presionado con las uñas ofrece resistencia que dificulta su penetración. Para llegar a esta fase transcurren de cinco a ocho meses, según el ciclo vegetativo de las variedades (Tapia y Fries, 2007).

### 2.10.7 Plagas

Algunas de las plagas presentes son el mildiu, “damping-off”, la roya y el virus del mosaico (tuisima y Fernandez, 2014). La enfermedad principal en la quinua es el mildiu (*Peronospora farinosa*). Para el manejo de esta enfermedad, es esencial utilizar semilla limpia y variedades resistentes (Jacobsen y Sherwood, 2002).

Los mayores daños de la enfermedad se presentan en las hojas, provocando la reducción del área fotosintética de la planta, y consecuentemente afecta negativamente en el desarrollo de la planta y en el rendimiento. La enfermedad provoca el enanismo (infección sistémica) y la defoliación prematura, los cuales se traducen en la reducción del rendimiento entre el 10 y el 30% (Gómez y Aguilar, 2016).

### 2.11. Características deseables en un sustrato

Un buen medio para el desarrollo de las raíces de los cultivos es aquel que además de servir de soporte o anclaje suministra cantidades equilibradas de agua, nutrientes minerales y aire (Bastida, 2013).

Los mejores materiales son aquellos que retienen del 15 al 35 % de aire y del 20 al 60 % de agua en relación con su volumen. En general se considera que un buen sustrato es aquel que contiene un 30 A 50 % de material sólido y el resto son poros que en forma equitativa intervienen reteniendo humedad y aportando el oxígeno necesario para el desarrollo de las raíces (Bastida, 2013).

Los materiales empleados como sustratos deben reunir un conjunto de características físicas y químicas que los hagan aptos para el desarrollo de los cultivos. Las principales características que deben reunir los sustratos son; 1) alta capacidad de retención de humedad y nutrientes, 2) circulación eficiente del aire, 3) buen drenaje, 4) apropiada distribución de partículas, 5) baja densidad y alta porosidad, 6) buena estabilidad física, 7) uniformidad y homogeneidad en tamaño y características, 8) capacidad de intercambio catiónico, 9) pH

apropiado. 10) libre de enfermedades, malezas, plagas y sustancias tóxicas y 11) disponibilidad y bajo costo. Cuando un material no reúne esas características pueden mezclarse diferentes elementos para preparar aquellas mezclas que reúnan las condiciones deseables (Bastida, 2013).

## 2.12. Clasificación de sustratos

### *a) Por origen*

**Sustratos naturales.** Los sustratos naturales son aquellos que se emplean directamente como están en la naturaleza o que requieren de un proceso mínimo de transformación primaria, necesaria para usarse en el cultivo de plantas, proceso que cambia poco las características físicas y químicas de las partículas que los integran. En este grupo también se consideran aquellos materiales obtenidos mediante procesos naturales, como las compostas producto de un proceso de fermentación y descomposición natural de los desechos orgánicos y la lombricompost obtenida de los desechos fecales de lombrices que son alimentadas con desechos orgánicos de diversos tipos (Bastida, 2013).

Así, los sustratos naturales son de dos tipos; orgánicos e inorgánicos o minerales. Como principales sustratos orgánicos están los suelos naturales y los

suelos modificados; la tierra de hoja de encino, el ocochal u hoja de pino, la corteza de los árboles, las pajas y rastrojos agrícolas, el aserrín y la viruta de madera, la fibra de coco, la cascarilla de arroz, el bagazo de caña de azúcar y la cachaza, los estiércoles, las compostas y vermicompost, la turba o peat moss y algunas fibras naturales o residuos de ellas. Los sustratos minerales se obtienen a partir de rocas de diverso origen, modificando ligeramente su estado inicial para obtener partículas pequeñas. Tienen la ventaja de no ser biodegradables y conservar su estabilidad física, que implica poca disminución de volumen en los contenedores. Como principales sustratos naturales inorgánicos están; arenas y gravas de diversos orígenes, piedra pómez y carbón mineral (Bastida, 2013).

***Sustratos industriales o artificiales.*** Los sustratos industriales o artificiales son aquellos cuya producción o fabricación requiere de un proceso industrial, mediante el cual se transforman las características físicas o químicas de un estado inicial a otras necesarias para obtener una composición diferente, que permita su empleo comercial en la producción agrícola intensiva. Los materiales más representativos de sustratos industriales son vermiculita, agrolita o perlita, lana roca, poliestireno y algunos otros como cascajo de ladrillo y teja recocidos, escoria de fundición de la industria metalúrgica, geles, espumas sintéticas, residuos de fibras sintéticas, entre otros materiales. En algunos casos esos materiales son producidos con fines diferentes a los agrícolas; por ejemplo la fibra de vidrio, el poliestireno y el poliuretano (Bastida, 2013).

**b) Por aporte de nutrientes**

**Sustratos inertes.** Los sustratos inertes o inorgánicos son aquellos que teóricamente no aportan nutrientes o sustancias no deseables a las plantas. Los elementos necesarios para el desarrollo de los cultivos se aportan a través del agua de riego, mediante sistemas de fertirrigación o sistemas hidropónicos. Sistemas en los que la nutrición de los cultivos se aporta mediante una solución nutritiva, que contiene los micro y macro elementos químicos necesarios para el desarrollo de las plantas. Ejemplo de estos materiales son: lana de roca, las arenas y gravas, el tezontle, la vermiculita, la agrolita, el poliestireno, la espumas sintéticas, los residuos de fibras sintéticas, entre otros. Los sustratos minerales, como la arena y grava, se obtienen a partir de rocas de diverso origen, modificando ligeramente su estado inicial, para obtener partículas pequeñas. Tienen la ventaja de no ser biodegradables y conservar su estabilidad física por mayor tiempo que otros materiales. La mayoría de ellos son reciclables (Bastida, 2013).

**Sustratos activos.** Los sustratos activos son aquellos materiales de origen orgánico, principalmente, que aportan uno o varios nutrientes para el desarrollo de las plantas que crecen sobre ellos. En la mayoría de los casos es necesario complementar la fertilización mediante aportaciones adicionales de fertilizantes o abonos. Una característica común a muchos materiales de este grupo es que

son biodegradables, situación que hace que disminuya su volumen, presentando poca estabilidad física (Bastida, 2013).

### **2.13. Sustratos orgánicos de Vermicompost**

El vermicompostaje se define como un proceso de biooxidación, degradación y estabilización de la materia orgánica, a través de la acción conjunta de algunas lombrices de tierra y microorganismos, mediante el que se obtiene un material final estabilizado, homogéneo, rico en nutrientes y de granulometría fina denominado vermicompost. Las lombrices participan en el proceso realizando diferentes acciones a diferentes niveles espaciales y temporales; entre sus roles más importantes cabe destacar: a) la fragmentación física del sustrato orgánico que aumenta la superficie de ataque para los microorganismos al fragmentarlo; b) la modificación, transporte e inóculo de la microflora presente en el residuo; y c) la aireación del sustrato a través de sus actividades de excavación y deyección (Aira y Domínguez, 2010).

En principio, las materias primas para el vermicompostaje son las mismas que para el compostaje, aunque con algunos matices referentes a las condiciones y

contenidos necesarios para que las lombrices puedan llevar a cabo su metabolismo. Existen multitud de tipos de lombrices, pero la más utilizada para vermicompostaje es la conocida como lombriz roja de California (*Eisenia foetida*). De color rojo púrpura, con la cola algo achatada y levemente amarilla. El peso es de un gramo aproximadamente y mide de 5 a 9 cm, con 3-5 mm de diámetro. Un gran número de residuos orgánicos generados pueden ser utilizados en procesos de vermicompostaje. Aunque en general, la mezcla de varios residuos facilita que el proceso sea más rápido y el producto de mayor calidad. Como ya mencionamos, las materias primas para el vermicompostaje básicamente son las mismas que para el compostaje (Grama, 2006).

### **2.13.1. Importancia del vermicompost**

En los últimos años, y debido a la creciente demanda de productos de agricultura ecológica en el mercado, se ha producido un incremento considerable en la producción y la aplicación de este tipo de abonos orgánicos. Al mismo tiempo también ha aumentado la investigación acerca de los posibles efectos beneficiosos sobre el crecimiento vegetal y los mecanismos responsables. Se ha demostrado que la adición de vermicompost a los suelos y sustratos de cultivo incrementa considerablemente el crecimiento y la productividad de una gran cantidad de cultivos hortícolas tales como el tomate,

la lechuga, los pimientos, los ajos, las fresas, algunas plantas medicinales, algunas leguminosas como el garbanzo verde, algunas gramíneas como el sorgo y el arroz, algunas hierbas aromáticas como la albahaca, algunos frutales como el plátano y la papaya, y algunas plantas ornamentales como los geranios, los tajetes, las petunias, los crisantemos y las flores de pascua. A diferencia de los fertilizantes minerales, el vermicompost constituye una fuente de nutrientes de liberación lenta, que se van poniendo a disposición de la planta a medida que ésta los va necesitando. Además, la adición de vermicompost puede producir una mejora significativa en las propiedades físicas tanto de los sustratos artificiales como del suelo (Domínguez *et al.*, 2010).

En el caso particular del vermicompost también llamado lombricompost, el proceso consiste en la bio-oxidación y estabilización de los sustratos orgánicos a través de la acción descomponedora conjunta de lombrices y microorganismos, que lo convierten en un material humificado y mineralizado. Las deyecciones de la lombriz poseen una riqueza en flora bacteriana muy grande, con cerca de  $2 \times 10^{12}$  colonias  $\text{g}^{-1}$  de humus producido, en vez de los pocos centenares de millones presentes en la misma cantidad de estiércol fermentado. Ello permite la producción de enzimas importantes para la evolución de la materia orgánica cuando este material es aplicado al suelo (Duran, 2012).

Según Bollo (1999), el vermicompostaje tiene un marcado efecto sobre la transformación del Nitrógeno en los materiales iniciales. La mineralización del Nitrógeno fue mayor en presencia de lombrices, lo que sugiere que estas producen condiciones que favorecen la nitrificación, excretando también una cantidad importante en forma de amonio y mucoproteínas.

El humus de lombriz está compuesto por C, O<sub>2</sub>, N, así como macro y micro nutrientes en diferentes proporciones, tales como Ca, K, Fe, Mn y Zn entre otros. Los contenidos finales por tonelada de material dependerán básicamente de la fuente de origen y la humedad del material cuando el proceso finaliza (Duran, 2012).

Gonzales *et al.*, (2016), realizaron un estudio con sustratos orgánicos en la producción de tomate, encontrando que la mezcla con 80% arena, 5% suelo y 15% vermicompost, registro un rendimiento estadísticamente igual, al obtenido mediante solución Steiner, además de que el contenido de licopeno de los tratamientos orgánicos no presento diferencias estadísticas con la solución Steiner.

Díaz *et al.*, (2014) reportan en el cultivo de pepino utilizando vermicompost y arena un aumento en el rendimiento y capacidad antioxidante con proporción de 25-75 y 30-70 respectivamente, concluyendo que la incorporación de vermicompost produce diferencias significativas en el crecimiento, rendimiento y calidad del fruto.

Fortis *et al.*, (2018), elaboraron un estudio de cambios en la calidad nutrimental de tomate bajo diferentes sustratos orgánicos, encontrando que el mayor peso de fruto se encontró en los tratamientos con arena mas composta mineralizada y en arena, vermicompost y suelo agrícola, además de mayor cantidad de fenoles en el primero y más antioxidantes en el segundo; concluyendo que los sustratos orgánicos basados en arena y vermicompost pueden inducir a buenas cantidades de licopeno así como fenoles y antioxidantes.

### **2.13.2. Características físicas y químicas de vermicompost**

México cuenta actualmente con una norma que determina las características físicas y químicas recomendables para el vermicompost o humus de lombriz, la cual establece los indicadores y sus valores utilizados en la estabilidad del material biodegradado (Cuadro 2.1), el cual debe presentar una coloración café

oscuro, sin olor desagradable, suave y seco, con agregados que conforman el producto. Las características anteriores ayudan a aumentar la capacidad de retención de humedad y la porosidad, lo que facilita la aireación, drenaje del suelo y los medios de crecimiento. Además, la norma establece un pH de 5.5 a 8.5, sin embargo, lo mejor es un pH neutro o cercano a 7, y 20 a 40% (NMX-FF-109-SCFI-2007).

**Cuadro 2.1 Características químicas y físicas para humus de lombriz de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana NMX-FF-109-SCFI-2007.**

<b>Características</b>	<b>Valor</b>
Nitrógeno total	De 1 % a 4 % (base seca)
Materia orgánica	De 20 % a 50 % (base seca)
Relación C/N	$\leq 20$
Humedad	De 20 a 40 % (sobre materia húmeda)
pH	De 5.5 a 8.54
Conductividad eléctrica	$\leq 4 \text{ dS m}^{-1}$
Capacidad de intercambio catiónico	$> 40 \text{ cmol kg}^{-1}$
Densidad aparente sobre materia seca	0.40 a $0.90 \text{ g mL}^{-1}$
Materiales adicionados	Ausente

Fuente: NMX-FF-109-SCFI-2007

#### 2.14. Microbiología del vermicompost

Desde el punto de vista microbiológico, se ha puntualizado que el vermicompost posee una gran riqueza de microorganismos así como un efecto supresor sobre algunos patógenos del suelo (Duran, 2012).

La microflora del vermicomposteo está compuesta por bacterias y hongos con capacidad de degradar compuestos como lignina, celulosa, hemicelulosa, así como almidón y participar como parte del ciclo de nitrógeno (Corlay *et al.*, 1999).

A lo largo de los últimos años se han aportado gran cantidad de pruebas que demuestran que los microorganismos, incluyendo algas, levaduras, actinomicetos, hongos y bacterias son capaces de producir sustancias reguladoras del crecimiento vegetal (PGRs) tales como auxinas, giberelinas, citoquininas, etileno y ácido abscísico en cantidades apreciables. Se ha sugerido que las lombrices (utilizadas en el proceso de vermicompost) podrían ser agentes importantes capaces de influenciar la producción de sustancias promotoras del crecimiento vegetal por los microorganismos mediante la estimulación y promoción de la actividad microbiana tanto en suelos como en sustratos orgánicos. Se ha demostrado, mediante experimentos llevados a cabo con varias poblaciones de lombrices, que siete de las especies estudiadas eran

capaces de incrementar la producción de auxinas y citoquininas en residuos orgánicos (Domínguez *et al.*, 2010).

### **2.15. Microorganismos y su diversidad**

La utilización de microorganismos ha sido considerada como elemento importante en la agricultura, mediante el entendimiento de su actividad en las propiedades del suelo y en la planta misma (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

Hiltner en 1904 realizó estudios relacionados con la variación de los microorganismos por efecto de las plantas. En ellos, concluyó que las poblaciones microbianas eran modificadas por la capacidad de secreción de exudados por la actividad metabólica de la raíz de la planta. Así, quedó demostrado el efecto de rizosfera, en cuyo nicho, se creaban condiciones favorables para la vida y actividad de los microorganismos, ya que estos tenían la capacidad de utilizar compuestos como azúcares, vitaminas, proteínas, reguladores del crecimiento, aminoácidos, etc. No obstante, al beneficio que la planta aporta a los microorganismos, mediante su actividad, propician efectos en la estimulación del crecimiento y desarrollo por su asociación libre o simbiótica,

así como protección contra microorganismos patógenos (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

Entre los microorganismos benéficos, están aquellos que fijan nitrógeno atmosférico, descomponen desechos y residuos orgánicos, desintoxican el suelo de pesticidas, suprimen enfermedades de plantas y patógenos del suelo, incrementan el reciclaje de nutrientes y producen componentes bioactivos como vitaminas, hormonas y enzimas que estimulan el crecimiento de las plantas (Higa, 2013).

Estos microorganismos beneficiosos, que se encuentran en el suelo o sustrato, pueden ser bacterias, actinomicetos, hongos, algas y protozoarios. Un suelo fértil es aquel que contiene una reserva adecuada de elementos nutritivos disponibles para la planta, o una población microbiana que libere nutrientes que permitan un buen desarrollo vegetal. La mayor actividad de estos microorganismos se realiza desde la superficie del suelo o sustrato, hasta unos 20 centímetros de profundidad. Sus colonias permanecen adheridas en las partículas del suelo y sobre las raíces de las plantas, ya que así les aportan sustancias orgánicas, que son utilizadas como alimento (Cervantes, 2017).

## **2.16. Diversidad microbiana**

La diversidad microbiana, propicia la búsqueda de microorganismos con actividad fisiológica específica. Así, encontramos bacterias y hongos benéficos, que, mediante su uso, es factible la obtención de incrementos significativos en el crecimiento vegetal y otros beneficios paralelos (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

### **2.16.1 Bacterias**

Las bacterias que colonizan la raíz de las plantas (rizobacterias), pueden ser categorizadas con base a efectos deletéreos, benéficos o neutros, en lo que respecta a la nutrición y sanidad radical. Sin embargo, estos efectos varían en función de la planta y el ambiente, los cuales influirán en la expresión patogénica o benéfica (Schroth y Weinhold, 1986).

Las bacterias son organismos de menor complejidad estructural y los más pequeños. Se encuentran adheridas a las partículas de arcilla y humus y raramente en la solución del suelo. La cantidad y el tipo de bacterias están

determinados por el tipo de suelo, especialmente por su contenido de arcilla, humedad, aireación, temperatura, contenido de materia orgánica y pH, así como por cultivo, estación del año, profundidad, abundancia de protozoarios y otros organismos que se alimentan de ellas (Ferrera-Cerrato *et al.*, 2007).

La abundancia y la diversidad bacterianas están limitadas por la disponibilidad de nutrientes y están concentradas en áreas con mayor abundancia de recursos como los sustratos orgánicos, incluida la rizosfera (Ferrera-Cerrato *et al.*, 2007).

#### **2.16.1.1. Importancia de las bacterias**

Su importancia en el suelo se debe principalmente a su capacidad metabólica diversa (Ferrera-Cerrato *et al.*, 2007).

- Dentro del ciclo del carbono, las bacterias participan reduciendo el monóxido de carbono hasta metano y oxidando el dióxido de carbono; proceso a través del cual se mantiene la vida en el planeta.

- Las bacteria también intervienen en el ciclo del nitrógeno, nutriente clave en el crecimiento de los organismos y que forman parte de aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos, enzimas y otras sustancias
- Otras bacterias pueden oxidar formas no aprovechables de azufre, hierro, manganeso, cobre, etc.

#### **2.16.1.2. Bacterias promotoras de crecimiento**

Las bacterias promotoras de crecimiento en plantas (PGPR) son un grupo de diferentes especies de bacterias que pueden incrementar el crecimiento y la productividad vegetal. Entre los organismos más conocidos están las especies pertenecientes a los géneros *Rhizobium*, *Pseudomonas* y *Azospirillum*. Las PGPR pueden clasificarse en dos grupos (Ferrera-Cerrato *et al.*, 2007):

- a) Bacterias promotoras de crecimiento en plantas, donde la bacteria afecta a la planta suprimiendo a otros microorganismos. Los mecanismos que estas bacterias utilizan pueden ser a través de su propio metabolismo (solubilizando fosfatos, produciendo hormonas o fijando nitrógeno), afectando directamente el metabolismo de la planta (incrementando la toma de agua y de minerales), mejorando el desarrollo radicular,

incrementando la actividad enzimática de la planta o ayudando a otros microorganismos benéficos para que actúen de mejor manera sobre las plantas.

- b) Bacterias promotoras de crecimiento en plantas con capacidad de control biológico, las cuales promueven el crecimiento de la planta al suprimir los fitopatógenos.

#### **2.16.2 Bacterias fijadoras de nitrógeno**

Existen bacterias de vida libre que se asocian al sistema radical de diversas gramíneas y su actividad propicia la fijación de nitrógeno en estas plantas y la promoción del crecimiento. Géneros bacterianos como *Azospirillum*, *Beijeriackia*, *Derxia*, *Azotobacter*, *Enterobacter* y *Klebsiella*, han sido descritas en asociación con gramíneas como maíz, trigo, caña de azúcar, arroz, pastos tropicales y en otros cultivos como papaya, algodón y chile (Ferrera-Cerrato, 2000).

Se pueden encontrar este tipo de bacterias en la naturaleza bajo dos formas:

- En estado libre en el suelo: pueden fijar nitrógeno en aerobiosis (nitrobacterias) o en anaerobiosis (Clostridium, Klebsiella). Pero las cantidades de nitrógeno fijadas por estos organismos son, en general, poco importantes. Se estima que estas fijaciones son del orden de 10 a 20 kg N ha<sup>-1</sup> año<sup>-1</sup>. La excepción son los Azotobacter si son potenciados con métodos de cultivo adecuados. Ambos generan amoniaco como primer producto final estable. La importancia agrícola relativa de las bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre no es mucha, las producciones son débiles, debido a que para realizar esta reacción precisan mucha energía y utilizan la energía proveniente de materia orgánica. Se calcula que se precisan 50 átomos de "carbono orgánico" para fijar un átomo de nitrógeno. Esta fijación demanda un contenido en materia orgánica muy elevado, que sólo existe en los bosques y no en zonas agrícolas (Acuña, 2003).

En simbiosis: hay otra fijación mucho más eficaz que la libre, es la fijación simbiótica. La más común es la simbiosis con plantas leguminosas. Esta fijación se hace mediante bacterias del tipo Rhizobium que viven en los nódulos radiculares de las leguminosas. Cuando los pelos absorbentes de una raíz entran en contacto con una de estas bacterias, los pelos se enredan y las paredes de la célula se disuelven bajo la influencia de las enzimas formando un nódulo. Una vez dentro del nódulo la bacteria

obtiene los nutrientes necesarios (compuestos del carbono) y el oxígeno de la planta; a su vez la planta recibe compuestos nitrogenados producidos por la bacteria a partir del nitrógeno gaseoso de la atmósfera del suelo. Este proceso es llamado fijación simbiótica del nitrógeno. Cuando las raíces de la planta se descomponen los compuestos nitrogenados quedan disponibles para otros microorganismos y plantas (Acuña, 2003).

### **2.16.3. Pseudomonas**

Otro aspecto de importancia en las bacterias, es su capacidad de secretar compuestos orgánicos (sideróforos) que facilitan la nutrición por Hierro (Fe) para las plantas, ya que estos compuestos quelatan iones de hierro de modo que las plantas lo pueden tomar con facilidad. De manera indirecta también contribuyen en la promoción del crecimiento vegetal; las bacterias del género *Pseudomonas* son claros ejemplos de microorganismos que liberan sideróforos y promueven el crecimiento de las plantas con las que se asocian (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

El mecanismo de producción de sideróforos puede estar modulado por factores ambientales como el pH, el nivel de iones de hierro ambiental y la presencia de ciertos elementos traza que favorecen la síntesis. Estas bacterias sintetizan en bajas concentraciones distintos tipos de sideróforos que son capaces de captar el hierro en forma insoluble formando un complejo soluble  $Fe^{+3}$  que puede ser captado por las plantas mediante mecanismos de transporte activo (Glick, 1995). Se ha demostrado que además la producción de sideróforos es muy útil cuando las plantas se encuentran en situaciones de estrés por altas concentraciones de metales pesados; la inoculación de la rizosfera con estas bacterias permite que los sideróforos alivien estas concentraciones reduciendo el estrés que ejercen sobre las plantas (Carrillo-Castañeda *et al.*, 2011).

#### **2.16.4. Bacillus**

Algunas de las bacterias capaces de solubilizar fósforo pertenecen al género *Bacillus*. El fósforo junto con el nitrógeno, son los macronutrientes más limitantes para el desarrollo vegetal (Maathuis, 2009).

Las bacterias solubilizadoras del fósforo son capaces de liberar este fósforo a formas accesibles para las plantas (Pradhan y Sukla, 2006). Este proceso se puede llevar a cabo gracias a la producción de distintos ácidos orgánicos, como

por ejemplo el glucónico o el cítrico, o bien se puede solubilizar por reacciones de intercambio iónico (Fernández *et al.*, 2005). La inoculación de maíz con bacterias con esta capacidad ha demostrado un incremento del rendimiento biológico, un mayor número de granos, así como una mayor tasa de cosecha (Yazdani *et al.*, 2009).

Algunas especies de *Bacillus* también pueden fijar nitrógeno y se advierten por su distinto metabolismo, particularmente por su habilidad de degradar compuestos químicos orgánicos como los pesticidas (Coyne, 2000).

#### **2.16.5. Actinomicetos**

Dentro de sus características específicas, presentan un olor típico a suelo húmedo por la producción de un metabolito llamado geosmina. Adicionalmente, presentan una actividad metabólica alta, produciendo terpenoides, pigmentos y enzimas extracelulares hidrolíticas y ligninolíticas con las que son capaces de degradar la materia orgánica de origen vegetal y animal por lo cual son miembros importantes del sistema de descomposición del suelo, producen compuestos bioactivos, con actividad antagonista contra microorganismos patógenos, siendo los principales productores de antibióticos (Salazar, 2013).

La función de los Actinomicetos, está dirigida a la descomposición de residuos orgánicos, además de que intervienen activamente en la síntesis húmica y favorece la nutrición de las plantas (Ferrera-Cerrato *et al.*, 2007).

Los actinomicetos también han sido descritos como agentes de biocontrol por la capacidad de producir enzimas biodegradativas como quitinasas, glucanasas, peroxidasas y otras, involucradas en el papel del micoparasitismo que llevan a cabo estos microorganismos (Franco-Correa, 2009).

Particularmente, se han descrito actividades que pueden catalogar a los Actinomicetos como Rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal. Entre estas actividades cabe destacar la solubilización de fósforo, fijación de Nitrógeno Atmosférico, producción de sideróforos e interacción con otros microorganismos (Salazar, 2013).

### 2.17. Agricultura protegida

En los últimos años, el variante clima que afecta a las diferentes regiones, no sólo de nuestro estado ni del país, sino en gran parte del planeta a consecuencia del cambio climático, los cultivos hortícolas y ornamentales han experimentado una tendencia cada vez más marcada hacia la obtención de una producción anticipada o fuera de estación, en ocasiones diferentes a aquellas en las que tradicionalmente dichos productos se cultivan a campo abierto. Tendencia que ha creado la necesidad de usar diversos elementos, herramientas, materiales y estructuras en la producción de los cultivos con la finalidad de obtener altos rendimientos con productos de mejor calidad. A esta actividad se le conoce como AGRICULTURA PROTEGIDA, y en gran medida ha sido resultado del desarrollo de los materiales plásticos, los cuales a su vez son resultado del desarrollo de la petroquímica, misma que se aceleró a mediados del siglo pasado (Huerta, 2016).

La agricultura protegida es aquella que se realiza bajo estructuras construidas con la finalidad de evitar las restricciones que el medio impone al desarrollo de las plantas cultivadas. Así, mediante el empleo de diversas estructuras y técnicas se reducen al mínimo algunas de las condiciones restrictivas del clima

sobre los vegetales. A través de varios años pero sobre todo en las últimas décadas se han desarrollado varios tipos de estructuras para la protección de las plantas, que plantean diferentes alternativas para recrear condiciones ambientales óptimas para el desarrollo de los cultivos, de acuerdo a los requerimientos climáticos de cada especie y en concordancia con los factores climáticos de cada región, que han afectado gravemente a la agricultura. La agricultura, por su naturaleza, se encuentra asociada al riesgo, de ahí que este sistema tenga como característica básica la protección contra los riesgos inherentes a esta actividad. Los riesgos pueden ser: climatológicos, económicos (rentabilidad, mercado) o de limitaciones de recursos productivos (agua o de superficie). Adicionalmente, se establece que la Agricultura Protegida ha modificado las formas de producir alimentos y genera múltiples ventajas para los productores (Moreno *et al.*, 2011)

Entre otras ventajas, permite el desarrollo de cultivos agrícolas fuera de su ciclo natural y en menor tiempo, se enfrenta con éxito plagas y enfermedades, con mejores rendimientos en menor espacio, sanos y con un mejor precio en los mercados. Generando, evidentemente, en un mejor ingreso para los productores (SAGARPA, 2016).

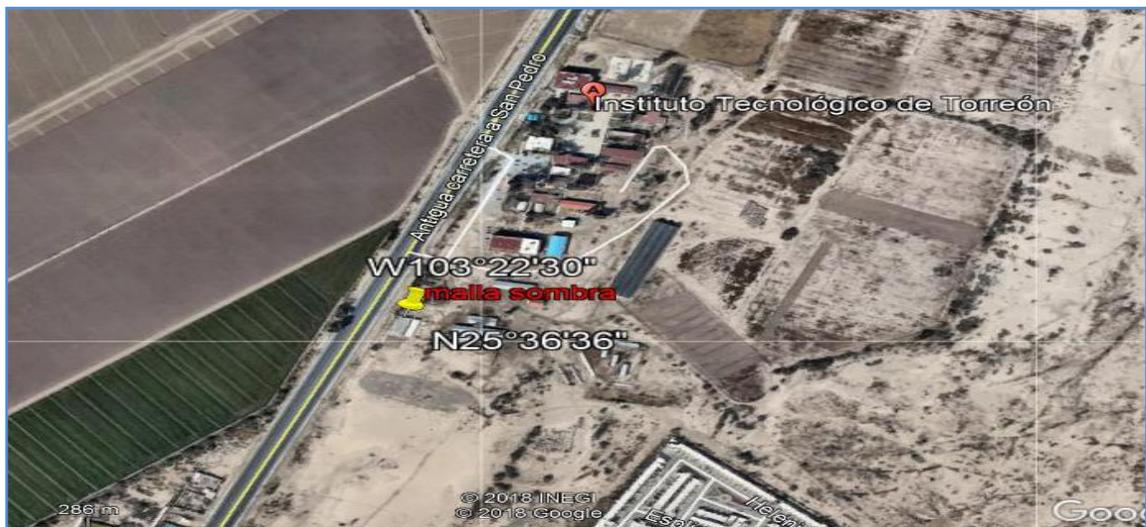
### 2.17.1 Malla sombra

Las casas malla (sombráculos, “nethouses”), tienen como función el sombreado de los cultivos en terrenos abiertos, teniendo como objetivo disminuir la incidencia de los rayos solares durante el día y moderar la temperatura durante las noches frías a través del uso de mallas blancas, negras o de colores, que realizan un sombreado de 30 a 50%. Por lo general, las casas malla son estructuras que permiten el sostén de mallas de sombra, mallas anti-insectos (por ejemplo 50 mesh), mallas anti-pájaros, entre otras protecciones, sobre un cultivo. Se pueden instalar fijas o móviles. Su uso es muy común en almácigos de cultivos en general y en viveros de árboles forestales. Además de la reducción en quemaduras solares, se reduce la evaporación superficial y la evapotranspiración, reduciendo consecuentemente el gasto de agua de riego y por ende de fertilizantes. Impide el estrés calórico e hídrico del cultivo y con ello permite condiciones más favorables para el desarrollo y la producción del mismo. Las mallas anti-insectos son tejidos de hilos translúcidos de monofilamento redondo, con un tamaño de tramado que impide el pase de los insectos, permitiendo una menor incidencia del ataque de estas plagas y consecuentemente disminuye la utilización de agroquímicos, sin obstruir demasiado la ventilación del cultivo (Santos *et al.*, 2010).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Descripción del área de estudio

La investigación se realizó en una malla sombra del Instituto Tecnológico de Torreón (ITT) (Figura 3.1), en el ciclo agrícola otoño – invierno en el año 2016, está ubicado en el km 7.5 de la antigua carretera Torreón – San Pedro, Municipio de Torreón, Coahuila. Se encuentra ubicada en los meridianos  $102^{\circ} 22'$  y  $104^{\circ} 47'$  longitud oeste, y los paralelos  $24^{\circ} 22'$  y  $26^{\circ} 23'$  latitud norte (Figura 3.1).



**Figura 3.1** Localización del sitio experimental.

### 3.2. Características de la malla sombra

Malla sombra modelo Agro Sombra de 250 m<sup>2</sup>, refinada en su tipo y con los mejores acabados. Ampliamente recomendada para la investigación y desarrollo de nuevas técnicas de cultivo. Con resistencia máxima al viento de 120 km/h, capacidad de carga mayor a 35 m<sup>2</sup>. Malla de 16x10 hilos de monofilamento estabilizado de tejido plano al 50% sombra. La estructura está fabricada con materiales conforme a la norma mexicana de diseño y construcción de Invernaderos.

### 3.3. Material vegetal

El material evaluado fue quínoa (*Chenopodium quínoa* Willd.) variedad redhead, el cual proviene de Perú. Necesita de suelo bien drenado y fértil. Prefiere climas fríos y riego moderado. Se recomienda sembrar en temporadas con temperatura entre 18 a 23 °C, a una profundidad de 0.6 cm y 30 cm entre planta y planta.

Es una excelente variedad para productores principiantes. Es una rara y productiva variedad que muestra panojas de color fucsia o rosa. La planta llega

a medir de 1.20 a 1.50 m, tiene altos rendimientos de grano, con semillas pequeñas de color claro y sabor dulce. (Zapata., 2015).

Días a germinación: 3-4 dds (días después de siembra).

### **3.4. Sustratos evaluados**

Las mezclas se realizaron en base a volumen (v:v), se utilizaron bolsas negras de polietileno de 10 kg (Fortis *et al.*, 2012). La vermicompost fue obtenida del vermicompostador del Instituto Tecnológico de Torreón (ITT), como material inerte su utilizo arena de rio, la cual fue cribada y esterilizada con acido sulfúrico al 1%. Los tratamientos evaluados fueron cinco niveles de vermicompost:arena además un testigo con perlita y arena regado con solución nutritiva (Steiner., 1984).

T1 = 85 arena + 15 vermicompost

T2 = 70 arena + 30 vermicompost

T3 = 55 arena + 45 vermicompost

T4 = 40 arena + 60 vermicompost

T5 = 25 arena + 75 vermicompost

T6 = testigo (S. Steiner).

### 3.5. Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con seis tratamientos y seis repeticiones cada uno dando un total de 36 unidades experimentales. Los tratamientos se colocaron a una distancia de 20 cm entre macetas dando una densidad de cuatro unidades experimentales por m<sup>2</sup>. Los análisis de varianza y prueba de separación de medias, se ejecutaron utilizando el índice tukey ( $P \leq 0.05$ ). Los datos se analizaron con el paquete estadístico SAS (SAS Inst., 1999).

#### 3.5.1. Distribución de los tratamientos

**Cuadro 3.1** Acomodo de los tratamientos en la malla sombra

T1 r6	T2r3	T3r5	T5r2	T6r2	T5r6
T5r5	T4r4	T1r2	T6r6	T2r2	T4r1
T6r3	T1r1	T2r1	T4r2	T5r1	T3r1
T2r6	T5r4	T6r5	T1r3	T3r6	T2r5
T4r5	T3r3	T5r3	T2r4	T1r5	T6r1
T3r2	T6r4	T4r3	T3r4	T4r6	T1r4

### 3.6. Manejo agronómico del cultivo

#### 3.6.1. Siembra

La siembra directa fue realizada el día 28 de julio del 2016, colocando 15 semillas por maceta a una profundidad de 1 a 2 cm, a los tres días germinó la semilla y a los 27 días se llevó a cabo el aclareo dejando solo 4 plantas por maceta (Fortis., 2016).



**Figura 3.2** Siembra directa en sustratos y sus brotes.

#### 3.6.2. Labores de cultivo

Se removía un poco la bolsa para evitar que se compactara la mezcla. A los 60 días se empleó rafia para ayudar a sostener la planta.

### 3.6.3. Riego

Se aplicó 300 mL cada tercer día durante los primeros 10 días hasta la aparición de hojas, 500 mL hasta los 30 días cuando florece y después se utilizó un medidor de pH y humedad del suelo (modelo OEM - XEGZD-05) el cual indica si es necesario regar y el punto en el cual el sustrato se encuentra a capacidad de campo, hasta el apanojamiento y maduración.



**Figura 3.3.** Medidor de PH y humedad (modelo OEM - XEGZD-05)

### 3.6.4. Plagas y enfermedades

Para el manejo integrado de plagas (MIP), se aplicó extracto de ajo, al 8.4% de concentración, agregando 2 mL por cada 5 L de agua, cada 15 días como preventivo. Solo se presentó *spodoptera spp.* (Gusano soldado).

### **3.7. Muestreo de plantas**

Se tomaron tres repeticiones por tratamiento evaluando cuatro plantas por maceta, comenzando 29 días después de siembra, la evaluación se llevo a cabo cada 7 días. Al final se realizo un muestreo destructivo separando sus órganos vegetales (raíz, tallo, hojas, panoja) y se colocaron en bolsas de papel canela previamente identificado para determinar su materia seca, rendimiento y calidad nutrimental.

### **3.8. Variables agronómicas evaluadas en planta**

#### **3.8.1. Altura de planta**

Se tomo la altura con una cinta métrica de 3 m, a tres repeticiones por cada tratamiento y cuatro plantas por maceta por semana, se medía de la parte del tallo en la cual se apreciaba un borde hasta la punta de la panoja.

### **3.8.2. Diámetro de tallo**

El diámetro de tallo se tomo con la ayuda de un vernier marca TRUPER STAINLESS STEEL, se tomo la medida a las cuatro plantas de cada maceta, a las tres repeticiones y a los seis tratamientos evaluados.

### **3.8.3. Longitud de raíz**

Se midió la longitud de raíz a cada uno de los tratamientos; esto se llevo a cabo al finalizar el experimento (90 dds) por medio de una cinta métrica, midiendo desde el cuello hasta el ápice o cofia.

### **3.8.4. Volumen desplazado de raíz**

Para determinar el volumen de raíz de utilizó el principio de arquímedes, en la cual el volumen de un cuerpo sumergido es igual al volumen desplazado; se introdujo la raíz en una probeta graduada de 1 L con un determinado volumen de agua, el volumen desplazado se expresó en  $\text{cm}^3$ .

### 3.8.5 Índice de área foliar

El área foliar por unidad de superficie de suelo.

$$IAF = \frac{AFT}{S} \text{ m}^2 \text{ m}^{-2}$$

S

AF = Área foliar específica

S = Superficie del cultivo

### 3.8.6 Biomasa y materia seca

A los 90 dds se realizó un muestreo destructivo para determinar el peso fresco de la raíz, tallo, hojas y panoja. Posteriormente las muestras fueron puestas en un horno de desecación a 70 °C por 24 horas hasta alcanzar peso constante.

### 3.8.7 Peso de 1000 granos de quínoa y rendimiento por hectárea.

El peso de 1000 granos de quínoa se realizó de forma manual para tres repeticiones por tratamiento utilizando una báscula digital. El rendimiento se obtuvo del promedio de las cuatro plantas multiplicado por 4, por metro cuadrado, por hectárea.

### 3.9. Variables evaluadas en sustrato

#### 3.9.1 Caracterización física del sustrato

Para determinar las características físicas del sustrato se utilizó el método del porometro (Pire y Pereira, 2003). Determinado: porosidad total (%), densidad aparente  $\text{mg.m}^{-3}$ , densidad de partícula  $\text{mg.m}^{-3}$ , capacidad de retención de agua (%) y porcentaje de aireación.

#### 3.9.2. Caracterización química del sustrato

Para la obtención de las características químicas del sustrato las muestras fueron enviadas al laboratorio de la Cooperativa Agropecuaria de la Comarca Lagunera, ubicada en la ciudad de Gómez Palacio, Durango. Ahí determinaron pH, CE,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NH}_4^+$ , MO, P.

La metodología utilizada es la establecida en la Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000.

### **3.9.3. Caracterización Microbiológica del sustrato**

Al finalizar el experimento se determino la carga bacteriana de tres niveles de vermicompost:arena. La identificación de la microbiota de los sustratos se realizó en el Laboratorio de Ecología Microbiana de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez del Estado de Durango, campus Gómez Palacio, México. Los niveles evaluados fueron:

**T1 = 85 arena + 15 vermicompost**

**T3 = 55 arena + 45 vermicompost**

**T5 = 25 arena + 75 vermicompost**

### **3.9.4. Muestreo de sustrato rizosférico**

En base al muestreo destructivo en planta, se tomó el sustrato de la misma a una profundidad de 7 cm tratando de recoger el sustrato más próximo a la rizosfera, para la identificación de la microbiota. Las muestras se introdujeron en bolsas plásticas previamente identificadas y trasladadas en un contenedor con hielo para su traslado al laboratorio de Ecología Microbiana de la Facultad de Ciencias Biológicas de la UJED.

### 3.9.5. Conteo microbiano

#### a) Dilución seriada

Esta técnica consiste en un método de diluciones seriadas (Ramírez, 2000), la cual se va diluyendo de la siguiente manera:

Se preparo una solución patrón y se realizaron diluciones. En 90 mL de solución salina amortiguada por fosfatos (PBS) al 0.5% se agrego 10 g de suelo y se colocó en una incubadora de agitación por 30 minutos (sol. Patrón 1:10 o  $10^{-1}$ ). Se tomó un mL de la solución patrón y se diluyo en un tubo Falcón de 15 mL con 9 mL de PBS al 0.5%, originando la dilución 1:100. Se continuo hasta llegar a la dilución 1:1000 000 o  $10^{-6}$ . Por último se inoculo un mL de la dilución deseada, sobre una caja Petri con el medio de cultivo requerido, se incuba a una temperatura de 25 a 30 °C de uno a cinco días.

#### b) Conteo de colonias

Se utilizó la siguiente fórmula para obtener las Unidades Formadoras de Colonias por gramo de suelo de acuerdo al procedimiento de dilución seriada (UFC g sustrato<sup>-1</sup>).

Se realiza el siguiente cálculo:

$$\text{UFC/g} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de colonias}}{\text{mL sembrados} * \text{dilución utilizada}}$$

### 3.9.6. Medios de cultivo

Los medios de cultivo se esterizaron a 15 libras de presión de 15 a 20 minutos. Después se vierten en las cajas Petri (Figura 3.4) antes de que se enfríe, cuando a solidificado se inoculó el medio y se introdujo a un horno de 3 a 4 días a una temperatura de 28 a 30 °C, en algunos casos particulares puede variar el tiempo para que se desarrollen las colonias de bacterias (Mac-Faddin, 1984; Rickwood, 1997; Singleton, 1997).



**Figura 3.4** Cajas petri con medios selectivos de microorganismos.

Se utilizaron seis medios de cultivos específicos para tratar de caracterizar la micro flora de los niveles de vermicompost:arena utilizados en la producción de quínoa.

Los medios fueron:

Kb Pseudomonas

Lb General

Lb hervido Bacilos

Czapek Actinomicetos

NFb Fijadoras de Nitrógeno

PDA Hongos

### **3.10. Análisis nutrimental de grano**

#### **3.10.1 Determinación de *Fe, Zn, Na, Mg, Mn, K, Ca, Cu y Ni***

Las muestras de grano seco obtenidas de la panoja fueron molidas mediante un molino de planta Thomas Scientific hasta quedar homogéneas después se colocaron en bolsas de papel previamente etiquetadas para su análisis en el

laboratorio de Fisiología y Nutrición Vegetal del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD) unidad Delicias, Chihuahua, México.

Se colocó 1 g de muestra en vasos de precipitado de 250 mL, se añadieron 25 mL de mezcla triácida (1000 mL de  $\text{HNO}_3$  concentrado, 100 mL de  $\text{HCl}$  concentrado, 25 mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado) se colocó en la parrilla digestora marca LABCONCO (Figura 3.5) dentro de la campana de extracción hasta tomar un color blanco lechoso, se filtró en matraces volumétricos de 50 mL (solución madre) se aforo con agua tridestilada, se llevó a cabo por triplicado cada tratamiento.



**Figura 3.5** parrilla digestora marca labconco y campana de extracción.

La concentración de Fe, Zn, Na, Mg, Mn, K, Ca, Cu y Ni, se determinó por espectrofotometría de Absorción Atómica (Thermo SCIENTIFIC) y se expresaron en ppm para los micronutrientes y porcentaje para macronutrientes.



**Figura 3.6** Espectrofotometro ICE 3000 SERIES

### **3.10.2. Determinación de materia seca, cenizas, grasa cruda, fibra cruda y proteína**

Las muestras fueron enviadas al laboratorio de la empresa ALCODESA, la cual se dedica a la elaboración de alimentos concentrados y venta de granos y semillas la cual se ubica en Cd. Delicias Chihuahua.

### 3.10.3. Determinación de fosforo (P)

La determinación de la concentración de P se realizó en el laboratorio de Fisiología y Nutrición Vegetal del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD), utilizando el método de metavanadato de amonio ( $\text{NH}_4\text{VO}_3$ ) y por espectrofotometría de luz visible (JENWAY Spectrophotometer). En un tubo de ensayo se colocaron 500 mL de cada muestra y posteriormente se le añadió 1 mL de molibdato de amonio [ $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$ ] y 3.5 mL de agua tridestilada, se agitaron las muestras con un Vortex (VWR) y luego se dejaron reposar una hora. Al finalizar la hora se procedió a la lectura de cada una de las muestras. La concentración de P se expresó en porcentaje.

## **IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

### **4.1. Análisis químicos de los sustratos**

México cuenta actualmente con una norma que determina las características físicas y químicas recomendables para el vermicompost o humus de lombriz, NMX-FF-109-SCFI-2007.

Es importante que el vericompost contenga una adecuada composición de minerales que proporcionen los elementos adecuados para un desarrollo óptimo del cultivo, estas características químicas y físicas son las que determinan su uso como sustrato. En el siguiente cuadro se observan algunas de las variables evaluadas.

**Cuadro 4.1 Análisis químico inicial de las muestras de vermicompost:arena utilizadas en la producción de quínoa en malla sombra.**

Tratamiento	pH	C.E.	P	M.O	Nitratos
V:A		dS cm <sup>-1</sup>	mg kg <sup>-1</sup>	%	mg kg <sup>-1</sup>
T1 = 15:85	7.3	2.88	2.15	7.2	8.71
T2 = 30:70	7.38	4.18	3.3	14.4	17.42
T3 = 45:55	7.48	7.03	4.1	21.6	26.12
T4 = 60:40	7.52	8.03	5.2	28.8	34.83
T5 = 75:25	7.62	9.36	6.2	36.1	45.52

Fuente: Análisis elaborados en la Cooperativa Agropecuaria de la Comarca Lagunera S.C.L. Gómez Palacio, Durango. En el INIFAP Matamoros, Coahuila y en el laboratorio de Suelos del Instituto Tecnológico de Torreón. Donde: A = arena, V= vermicompost, M.O.= materia orgánica, P= fosforo, 1 dS m<sup>-1</sup> = 1 mScm<sup>-1</sup>

De acuerdo a la Norma Mexicana antes mencionada, se establece un pH de 5.5 a 8.5 y una conductividad eléctrica menor a 4 dS m<sup>-1</sup>. En los sustratos evaluados, solo el tratamiento 1 (85a:15v) cumple con el valor establecido para la CE y de pH, los tratamientos restantes muestran rangos de CE considerados como altos.

Rippy *et al.* (2004) señalan que la CE óptima para un sustrato se encuentra en un rango de 2 a 3.5 dS m<sup>-1</sup> y un pH óptimo para la absorción de nutrientes de 5 -

7. Rodríguez *et al.* (2007) reportan un pH de 8.2 y una CE de 2.4 mS cm<sup>-1</sup> para vermicompost:arena.

Beltrán *et al.* (2016) Reportan para una mezcla de 20 vermicompost y 80 arena (v:v) una conductividad de 3.21 mS cm<sup>-1</sup> y un pH de 7.91, en nuestro trabajo el tratamiento 1 es el más cercano a estos valores, por lo que a menor volumen de vermicompost es menor la CE y el PH.

Para el cultivo de la quínoa Mujica *et al.* (2013) señalan que la quínoa tiene un amplio rango de crecimiento y producción a diferentes pH de suelo desde 4.5 a 9, sin embargo lo ideal es un pH cercano a la neutralidad, en cuanto a los tratamientos evaluados, se encuentran dentro del rango recomendado.

Para la variable de Materia Orgánica (MO), la NMX-FF-109-SCFI-2007 Humus de lombriz (lombricomposta) especificaciones y métodos de prueba, señala un contenido de 20% a un 50% (base seca) por lo que, los tratamientos 3 (55a:45v), 4 (40a:60v) y 5 (15a:75v), cumplen con este estándar.

Gómez y Aguilar (2016) recomiendan el suministro de 300 kg ha<sup>-1</sup> de nitrógeno con una densidad de siembra de 500,000 plantas por ha<sup>-1</sup>, esto equivale a 0.0006 kg planta<sup>-1</sup>. Los 6 tratamientos evaluados, cumplen con estos requisitos de fertilización ya que sus niveles de Nitrógeno son considerados como suficientes para satisfacer la demanda por planta.

#### **4.2 Propiedades físicas de los sustratos**

Las propiedades físicas de los sustratos evaluados, mostraron diferencia significativa ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos. Para la porosidad total el tratamiento 5 (75v : 25a) fue mejor estadísticamente (49.67 %) y el tratamiento 1 fue el que menor porosidad total presento (18.33 %), esto se debe a que la vermicompost tiene mayor porosidad total que la arena.

**Cuadro 4.2 Comparacion de medias (Tukey:  $P \leq 0.05$ ) de las propiedades físicas de sustratos orgánicos con diferentes proporciones de vermicompost:arena utilizadas en la producción de Quínoa en condiciones de malla sombra.**

Tratamientos	PT	Pa	CRA	Da	Dp
V:A	----- % -----			----- g cm <sup>-3</sup> -----	
T1 = 15:85	18.333 c	2.620 a	15.553 c	0.841 a	1.028 bc
T2 = 30:70	21.667 c	2.650 a	18.993 c	0.801 b	1.022 bc
T3 = 45:55	31.000 b	2.156 b	28.547 b	0.770 c	1.113 b
T4 = 60:40	28.333 b	1.936 bc	26.200 b	0.703 d	0.978 c
T5 = 75:25	49.667 a	1.693 c	47.977 a	0.696 d	1.385 a

Propiedades físicas evaluadas en el Laboratorio de Suelos del Instituto Tecnológico de Torreón.

Donde: PT= Porosidad total %, Pa= Porosidad de aireación %, CRA= Capacidad de retención de agua%, Da= Densidad aparente g/cm<sup>3</sup>, Dp= Densidad de partículas g cm<sup>-3</sup>. Letras distintas dentro de cada columna indican diferencia estadística significativa (Tukey;  $P \leq 0.05$ )

Raviv *et al.* (1993) señalan que el espacio poroso que facilita el drenaje requiere de un volumen alto de aireación; característica que favorece el libre drenaje, disminuye al mismo tiempo la capacidad de retención de agua lo cual podría acarrear problemas de manejo de cultivo ya que éste requeriría riegos excesivamente frecuentes. Pire y Pereira (2003), reportan valores de porosidad total en sustratos de arena de 37.3%. En base a este resultado, el tratamiento 3 (55a:45v) es el más cercano a este valor.

Los tratamientos con menos volumen de vermicompost 1 (15v:85a) y el tratamiento 2 (30v:70a) tienen porcentajes más altos de porosidad de aireación (26.2 % y 26.5 %), mientras que entre mas vermicompost contengan su porosidad de aireación es menor. Hernández *et al.* (2008) reportaron que la vermicompost según su granulometría fina y sin cernir, posee una porosidad de aireación de 1.24% y de 2.07% respectivamente. Por lo tanto, el tratamiento 1 (85a:15v) y el 2 (70a:30v), cumplen con estas especificaciones.

En capacidad de retención de agua y densidad de partículas el tratamiento 5 (75v:25a) fue el mejor estadísticamente (47.97 %), y el tratamiento 1 (15v:85a) fue el más bajo (15.55 %), esto se debe a que la vermicompost tiene más porosidad total y por ende mas retención de agua. Esto le permitirá al sustrato retener más agua sin embargo puede traer problemas con hongos y algas debido a que no hay suficiente porosidad de aireación.

La capacidad de retención de humedad Hernández *et al.* (2008) reportaron 35.23 para vermicompost de grano grueso y 54.92 para grano fino, el tratamiento 3 (45v:55a) y el tratamiento 5 (75v:25a) son los que más se acercan a estos valores. Pire y Pereira (2003) reportan 32.6 de retención de humedad

para arena fina, el tratamiento 3 (45:55a) es el que más se acerca a este resultado.

De acuerdo con la NMX-FF-109-SCFI-2007, que determina las características físicas y químicas recomendables para el vermicompost o humus de lombriz, la densidad aparente con la que se debe cumplir es de 0.40 a 0.90 g mL<sup>-1</sup>. El tratamiento 1 (15v:85a) fue el mejor en cuanto a densidad aparente, esto debido a su alto contenido de arena de río, permitiendo que la resistencia o compactación del sustrato no afecte el desarrollo de la raíz.

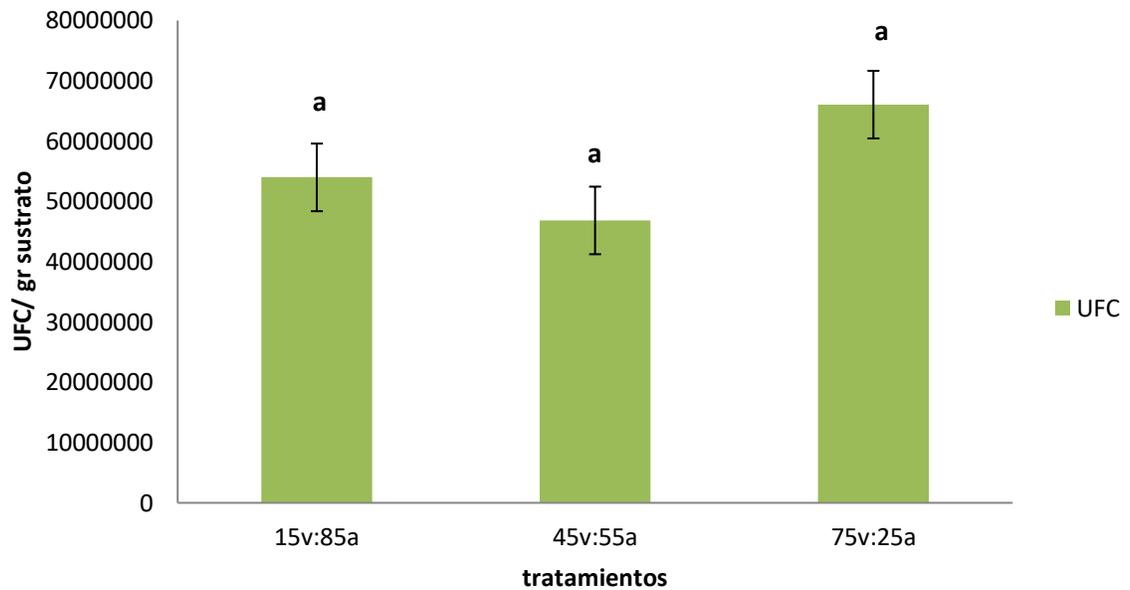
La densidad aparente de materiales orgánicos evaluados por Pire y Pereira (2003) con arena fina presentó un valor medio de 1.458 mg m<sup>-3</sup>; y la mayor densidad de partículas en la arena tuvieron un valor medio de 2.327 mg m<sup>-3</sup>. Hernández *et al.* (2008) reportaron para densidad aparente en vermicompost fina 0.57 mg m<sup>-3</sup> y sin cernir 0.54 mg m<sup>-3</sup> y para densidad de partícula reportan 1.23 mg m<sup>-3</sup> en fina y 1.16 mg m<sup>-3</sup> sin cernir. En base a lo anterior, el tratamiento 5 (75v:25a) tiene más densidad de partículas debido a su contenido de vermicompost (1.38 %), mientras que el tratamiento 3 (15v:85a) fue el menor con 1.11 %.

La utilización de vermicompost proporciono las condiciones físicas y químicas propicias para el desarrollo de la planta, sin embargo queda demostrado que a mayor cantidad de vermicompost mayor CE y PH, siendo esto una limitante para ciertos cultivos.

### **4.3 Análisis microbiológicos de los sustratos**

#### **4.3.1 Bacterias presentes en la rizosfera de *Chenopodium quínoa* de acuerdo a las diferentes proporciones de vermicompost:arena**

La presencia de bacterias benéficas en las diferentes proporciones de vermicompost:arena no se presentaron diferencias estadísticas significativas ( $P \geq 0.05$ ) entre tratamientos, sin embargo se observa que el tratamiento 5 (75v : 25a) fue el que más carga bacteriana presento. En la Figura 4.1, se presenta la carga bacteriana encontrada en los sustratos.

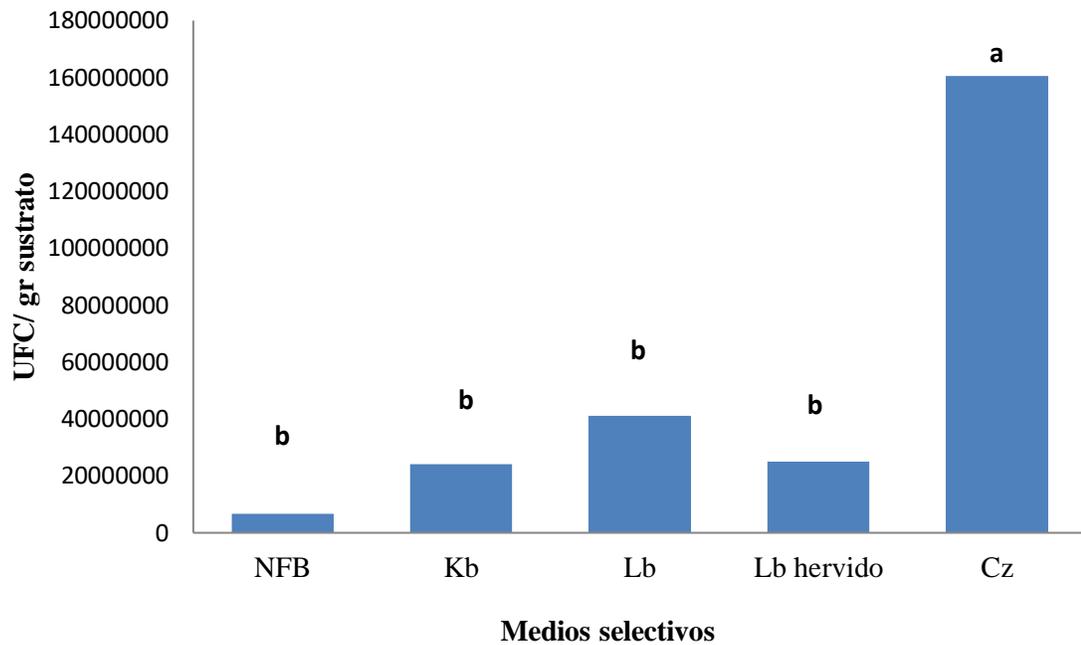


**Figura 4.1** Bacterias encontradas en diferentes niveles de vermicompost:arena en el cultivo de *Chenopodium quínoa* producidas en condiciones de malla sombra.

En un estudio realizado por Duran y Henríquez (2012), donde se realizó una caracterización microbiológica del vermicompost, el análisis estadístico de los datos microbiológicos tampoco mostró diferencias significativas entre los tratamientos para la cantidad de bacterias, sin embargo, si se encontró diferencias significativas en las poblaciones.

#### **4.3.2 Grupos microbianos encontrados en la rizosfera de *Chenopodium* quínoa de acuerdo a los diferentes medios de cultivo.**

En base a los medios de cultivo utilizados, Lb para bacterias en general, Kb para *Pseudomonas*, Czapek (Cz) para actinomicetos, NFb para fijadoras de nitrógeno, se presentaron diferencias estadísticas significativas ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos; donde el medio Czapek para desarrollo de Actinomicetos, obtuvo la mayor respuesta con  $16 \times 10^7$  UFC  $g^{-1}$  sustrato, mientras que el medio NFB para bacterias fijadoras de nitrógeno presentó el menor número con  $6 \times 10^6$  UFC  $g^{-1}$  sustrato (Figura 4.2), si no se desarrollan bacterias fijadoras de nitrógeno, puede darse un déficit por este elemento ya que no se mineraliza y se escapa a la atmosfera.



**Figura 4.2** Comparación de medias del crecimiento bacteriano en cinco medios selectivos. Pruebas realizadas en sustratos de vermicompost:arena sembrados con quínoa. \*Letras distintas indican diferencia estadística significativa (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

En un estudio con vermicompost de bovino, Arteaga *et al.* (2007), reportaron en su análisis microbiológico para Bacterias  $3.44 \times 10^9$  UFC  $g^{-1}$ , para Hongos  $1.8 \times 10^6$  UFC  $g^{-1}$  y para Actinomicetos  $2.4 \times 10^5$  UFC  $g^{-1}$ . La cantidad encontrada de actinomicetos es mayor en la vermicompost utilizada en este trabajo, esto puede deberse a la calidad de la vermicompost, ya que al pasar por el tracto digestivo de la lombriz se incrementa el número de microorganismos, por el contrario solo se encontró un hongo por lo que las poblaciones en este trabajo son menores.

Duran y Henríquez (2007), reportan para vermicompost elaborado con estiércol bovino una carga bacteriana de  $1.8 \times 10^{-8}$ , para actinomicetos  $2.2 \times 10^{-6}$ , y para hongos  $5.1 \times 10^{-4}$  (UFC), esto concuerda con lo obtenido en este trabajo donde los actinomicetos fueron los más abundantes.

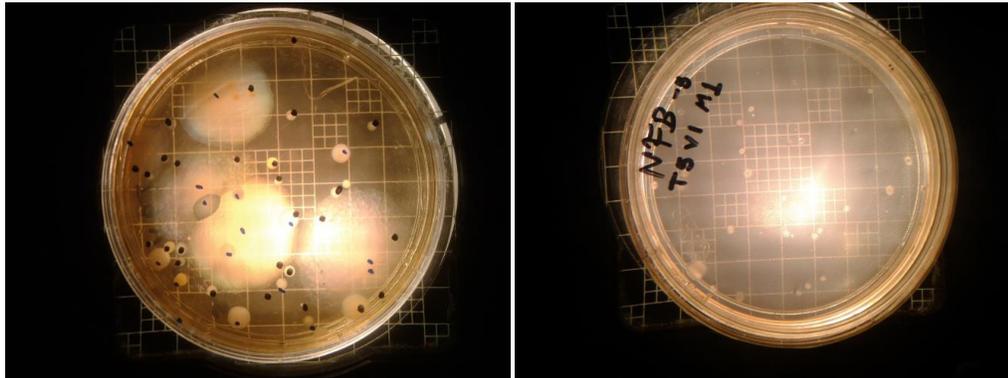
La gran abundancia microbiana de la vermicompost viene dada, principalmente, por el mismo proceso de elaboración, en donde el estiércol o los desechos orgánicos pasan a través del tracto digestivo de la lombriz, la cual posee una flora microbiana que alcanza unos 500 mil millones de microorganismos (Bollo, 1999), de esta manera la vermicompost trae su propia flora bacteriana a los sustratos.

Alarcón y Ferrera (2000), mencionan que, la función de los Actinomicetos, está dirigida a la descomposición de residuos orgánicos, además de que intervienen activamente en la síntesis húmica y favorece la nutrición de las plantas, además Franco-Correa (2009) menciona que los actinomicetos son bacterias conocidas por desarrollar diversas actividades en el ecosistema, tales como el mejoramiento de la estructura del suelo y producción de compuestos bioactivos con actividad antagonista contra microorganismos patógenos, siendo los principales productores de antibióticos. Particularmente, se han descrito

actividades que pueden catalogar a los actinomicetos como rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal: PGPR (del inglés *Plant Growth Promoting Rhizobacteria*). Al parecer los actinomicetos provienen de la vermicompost, ya que fue la bacteria más abundante en las tres mezclas evaluadas.

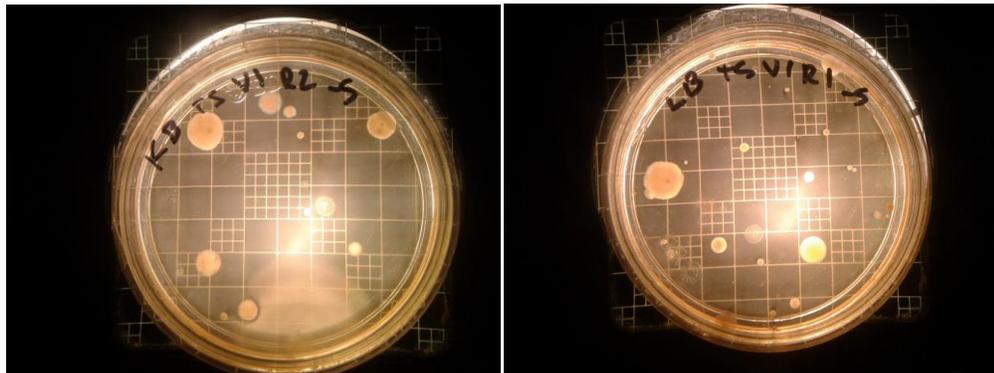
Algunos géneros han sido reportados como fijadores de nitrógeno atmosférico, como *Frankia* y algunas cepas pertenecientes a las familias Thermomonosporaceae y Micromonosporaceae (Franco-Correa, 2008).

El género *Streptomyces* ha sido descrito como colonizador de la rizosfera, capaz de ejercer biocontrol sobre hongos fitopatógenos, producir sideróforos, sustancias promotoras del crecimiento vegetal *in vitro*, promover la nodulación y ayudar a los bacteriodes de *Rhizobium* a la asimilación del hierro en la fijación de nitrógeno en leguminosas, lo cual contribuye indirectamente a la promoción de crecimiento vegetal (Tokala *et al.*, 2002) en la presente investigación no se encontraron hongos en cantidades suficientes por lo que podríamos inferir que suprimió la actividad de estos. Por lo tanto los resultados obtenidos en esta investigación sugieren un mayor aprovechamiento de los nutrientes a una mayor concentración de actinomicetos.



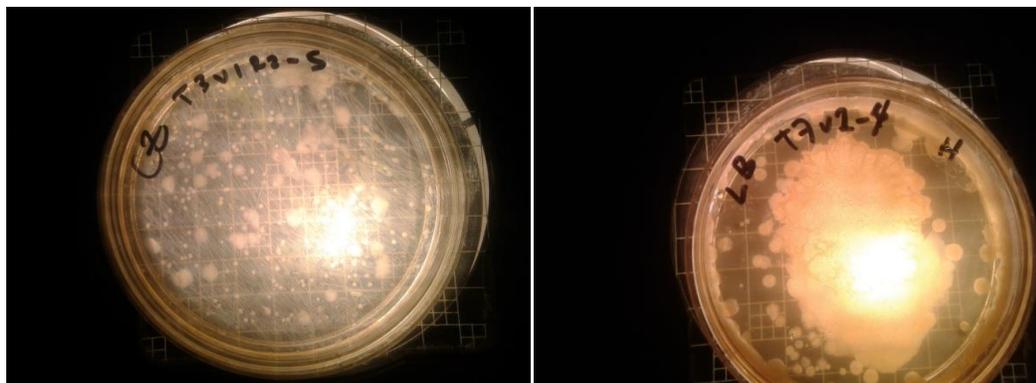
a) Conteo de colonias

b) Fijadoras de Nitrógeno



c) Pseudomonas

d) Lb General



e) Actinomicetos

f) Bacilos

**Figura 4.3** Conteo de colonias y grupos microbianos presentes en la rizosfera de quínoa de acuerdo a los diferentes medios de cultivo.

#### 4.4. Variables agronómicas

##### 4.4.1 Altura de planta

La altura de planta, se encontraron diferencias estadísticas significativas en siete de las ocho fechas que se muestrearon, se puede apreciar como a medida que el nivel de vermicompost aumenta se alcanza mayor altura. Los tratamientos 3 (45v:55a) (19 %), 4 (60v:40a) (25 %) y 5 (75v:25a) (22 %) son los que más altura alcanzan con respecto al tratamiento 1 (15v:85a) (Cuadro 4.2).

**Cuadro 4.3 Comparación de medias (Tukey:  $P \leq 0.05$ ) de diferentes fecha de muestreo de la variable Altura de| planta (AP), en el cultivo de Quínoa cultivada bajo distintas mezclas de vermicompost:arena, y en condiciones de malla sombra.**

V:A	Altura de planta							
	33	40	47	54	62	69	75	82
	cm							
T1 15:85	25.165 bc*	45.250 a	51.163 b	60.625 c	61.25 c	62.000 b	63.163 b	65.125 b
T2 30:70	<u>33.500 a</u>	44.663 a	58.313 b	66.625 bc	68.62 bc	69.325 b	69.583 b	70.063 b
T3 45:55	29.000 abc	42.250 a	62.250 ab	79.063 a	79.56 ab	79.975 a	80.325 a	81.000 a
T4 60:40	33.000 ab	48.025 a	70.625 a	85.125 a	85.58 a	86.500 a	87.000 a	87.000 a
T5 75:25	24.250 c	40.750 a	58.250 b	77.238 ab	80.00 a	82.188 a	83.063 a	83.438 a
Testigo	24.875 c	42.500 a	59.938 b	61.813 c	63.913 c	64.150 b	64.588 b	64.750 b

Donde: T1= 15:85 V:A, T2= 30:70, T3= 45:55, T4= 60:40, T5= 75:25; dds= días después de siembra. \* Letras distintas indican diferencia estadística significativa (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

Con respecto a la altura de planta se observa como a medida que se incrementa el nivel de vermicompost la altura es mayor. Respecto a la altura de planta Atiyeh *et al.* (2001) destacan que vermicompost favorece el desarrollo de los cultivos en invernaderos cuando estos se utilizan como sustratos de crecimiento, y que las diferencias detectadas en esta variable, se deben a su contenido de elementos nutritivos y a la naturaleza de sus comunidades microbianas.

Moreno *et al.* (2005) no encontraron diferencias en altura de planta cuando utilizaron cuatro tipos de vermicompost en proporciones de arena/vermicompost de 75, 50, 25 y 0%.

Galindo *et al.* (2014) realizaron un experimento en pepino utilizando como tratamientos vermicompost + arena (20:80 v/v), estiércol solarizado + arena (20:80), vermicompost + estiércol + arena (10:10:80) encontrando que la vermicompost fue el tratamiento que mas altura alcanzo.

Márquez *et al.* (2006) reportan que la mayor altura obtenida en tomate cherry producida con sustratos orgánicos bajo invernadero, se registro en la mezcla de 50 % vermicomposta + arena. En el presente trabajo se utilizaron 4 plantas por unidad experimental por lo que los tratamientos con menor volumen de vermicompost no proporcionaron los nutrientes que las plantas demandaban, en cambio los tratamientos con 45% o más vermicompost fueron los que registraron la mayor altura.

#### 4.4.2 Diámetro de tallo

El diámetro de tallo de la planta de quínoa mostro diferencias estadísticas significativas ( $P \leq 0.05$ ), entre los tratamientos, siendo la proporción 75v:25a con un 44% y el 60v:40a, con un 37% más de diámetro que el del tratamiento 15v:85a. Siendo estos tratamientos los que mayor diámetro presentaron a lo largo del tiempo (Cuadro 4.4).

**Cuadro 4.4 Comparación de medias (Tukey:  $P \leq 0.05$ ) en diferentes fechas de muestreo de la variable Diámetro de tallo (DP) en el cultivo de quínoa cultivada bajo distintas mezclas de vermicompost:arena, en condiciones de malla sombra.**

V:A	dds							
	33	40	47	54	62	69	75	82
15:85	0.359 b*	0.469 c	0.441 c	0.458 c	0.459 c	0.483 c	0.500 c	0.506 c
30:70	0.409 b	0.610 b	0.630 b	0.655 b	0.668 b	0.681 b	0.710 b	0.715 b
45:55	0.520 a	0.638 b	0.658 b	0.670 b	0.686 b	0.708 b	0.730 b	0.734 b
60:40	0.583 a	0.650 ab	0.716 ab	0.712 b	0.750 ab	0.765 ab	0.791 ab	0.793 b
75:25	0.550 a	0.756 a	0.800 a	0.816 a	0.816 a	0.825 a	0.858 a	0.891 a
Testigo	0.400 b	0.475 c	0.475 c	0.491 c	0.491 c	0.491 c	0.494 c	0.516 c

V= vermicompost; A= arena; dds= días después de siembra. \* Letras distintas indican diferencia estadística significativa (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

En el Cuadro 4.4, se muestra como a medida que pasan los días los tratamientos con dosis altas de vermicompost suelen presentar un mayor diámetro de tallo siendo el mejor el tratamiento 75:25 con una media de 0.891 cm mientras que el tratamiento 15:85 presento menor diámetro con 0.506 cm.

Beltrán *et al.* (2016) realizaron un estudio evaluando sustratos orgánicos en seis variedades de chile, utilizando estiércol solarizado y vermicompost, reportando un mayor diámetro de tallo en los tratamientos con la variedad don julio en campo con adición de vermicompost. En el presente trabajo los tratamientos con dosis altas de vermicompost produjeron un diámetro más grande por lo que los nutrientes fueron suficientes para su desarrollo.

#### **4.4.3 Materia seca y peso fresco de planta**

Se evaluó materia seca y peso fresco de tallos, hojas y panoja de la planta, encontrando diferencia estadística significativa ( $P \leq 0.05$ ).

**Cuadro 4.5 Comparación de medias de la variable materia seca y peso fresco de planta de quinoa cultivada bajo distintas mezclas de vermicompost:arena en condiciones de malla sombra.**

V:A	Tallo		Hojas		Panoja		Total	
	fresco	seco	fresco	seco	fresco	seco	fresco	seco
	-----g-----							
<b>15:85</b>	5.33 dc*	1.00 c	2.66 b	1.00 b	11.66 b	5.33 d	19.67 b	7.33 c
<b>30:70</b>	<b>16.50ab</b>	<b>4.00 ab</b>	4.33 b	1.33 b	26.33 b	16.00bc	47.17 b	21.33 b
<b>45:55</b>	14.83 b	<b>3.00 abc</b>	3.00 b	1.00 b	23.00 b	10.00cd	40.83 b	14.00 bc
<b>60:40</b>	13.50 bc	<b>2.66 abc</b>	11.00 b	1.66 b	27.00 b	17.83 b	51.50 b	22.16 b
<b>75:25</b>	<b>25.00 a</b>	<b>4.66 a</b>	<b>21.00 a</b>	<b>3.66 a</b>	<b>53.00 a</b>	<b>26.00 a</b>	<b>99.00 a</b>	<b>34.33 a</b>
<b>Testigo</b>	3.33 d	2.00 bc	4.00 b	1.66 b	16.66 b	6.33 d	24.00 b	10.00 c

V= vermicompost; A= arena; \* Letras distintas indican diferencia estadística significativa (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

### **Peso fresco y materia seca de tallo**

En cuanto al peso fresco de tallo el tratamiento 75v:25a con 25 g y el tratamiento 30v:70a con 16.5 g fueron los mejores con 78.3 % y 67.6 % más peso en comparación con el tratamiento 15v:85a. Para el peso seco del tallo se encontró diferencia estadística significativa ( $P \leq 0.05$ ), para los tratamientos 75v:25a, 60v:40a, 45v:55a y 30v:70a con respecto al tratamiento 15v:85a y el

testigo, esto nos muestra que los tratamientos con  $\leq 30\%$  de vermicompost mostraron mayor materia seca en tallo.

### **Peso fresco y materia seca de hojas**

En cuanto al peso fresco y seco de hojas, se observa como al incrementar la cantidad de vermicompost se incrementa el peso fresco y seco de hojas siendo el tratamiento 75v:25a el mejor con 21 g y 3.6 g respectivamente que equivale a 97.5 % más de peso fresco y 72.5% más de peso seco que el tratamiento 15v:85a.

### **Peso fresco y materia seca de panoja**

Los tratamientos con niveles de vermicompost altos son los que mayor peso fresco y seco de panoja mostraron, siendo el tratamiento 75v:25a el que mayor peso registro, con 78 % más de peso fresco y 79.5% más de peso seco que el tratamiento 15v:85a.

En cuanto al peso fresco y seco total de planta, se encontraron diferencias estadísticas ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos evaluados, siendo el tratamiento 75v:25a el que mayor peso fresco y biomasa total presento.

Méndez *et al.* (2014), reportaron mayor materia seca, área foliar y altura, en un sustrato con vermicompost:arena (25:75), en producción orgánica de pepino con respecto a dosis altas de vermicompost:arena. En el actual estudio, dosis altas de vermicompost ofrecieron las mejores condiciones para el desarrollo de las plantas. Esto debido a que al tener un mayor nivel de abono las plantas lograron satisfacer sus necesidades nutritivas y al lograr un mayor desarrollo vegetal de tallo y hojas su biomasa se incremento.

#### **4.4.4 Peso, longitud y volumen desplazado de raíz.**

Las mediciones realizadas a la raíz del cultivo de Quínoa como fue peso seco y fresco, longitud y volumen desplazado de raíz, no se encontraron diferencias entre los tratamientos evaluados, aun así se puede observar en el Cuadro 4.6, que la longitud de la raíz era menor conforme se aumentaba la cantidad de vermicompost, esto puede deberse a que entre mayor sea la proporción más se incrementa la conductividad eléctrica y esto es una limitante para el crecimiento radical.

Además el mayor desarrollo de raíces secundarias se presenta en los tratamientos con mayor cantidad de esta, por tal motivo el volumen desplazado de raíz fue superior en los tratamientos 75v:25a con 61.8 %, 45v:55a con 56.6 % y 60v:40a 51.8 % con respecto al tratamiento 15v:85a, que fue el que menor volumen presento. Así también se observa que el mayor peso fresco y seco se logro a dosis altas de vermicompost, siendo el tratamiento 75v:25a con un 60.6 % más de peso fresco y un 62.5 % más peso seco que el tratamiento 15v:85a.

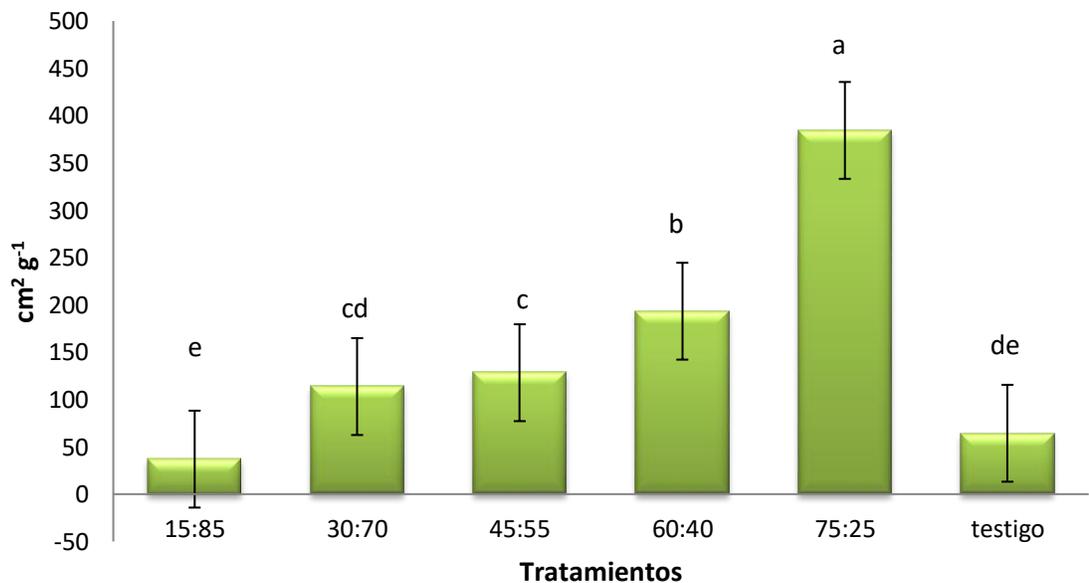
**Cuadro 4.6 Raíz de planta de quinoa cultivada en mezclas de vermicompost:arena bajo condiciones de malla sombra.**

V:A	Longitud cm	Vol. de raíz cm <sup>3</sup>	Peso Fresco ----- g -----	Peso Seco -----
15:85	32.667 a	4.333 a	4.333 a	1.000 a
30:70	33.333 a	7.333 a	7.000 a	1.666 a
45:55	32.667 a	10.000 a	9.667 a	1.333 a
60:40	31.667 a	9.000 a	8.667 a	1.333 a
75:25	25.333 a	11.333 a	11.000 a	2.666 a
Testigo	27.000 a	6.000 a	5.667 a	1.333 a

V= vermicompost; A= arena; cm<sup>3</sup>= centímetros cúbicos. \* Valores con letras similares dentro de cada columna son iguales estadísticamente (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

#### 4.4.5 Área foliar

El área foliar se determinó al final del experimento, mostrando que el tratamiento 75v:25a fue estadísticamente mayor ( $P \leq 0.05$ ), en un 90 % en comparación con el tratamiento 15v:85a. Al revisar que la mayor cantidad de materia seca y fresca de planta y mayor altura se encontró en este tratamiento, es posible inferir que el sustrato proporcionó los nutrientes necesarios permitiendo que la efectividad fotosintética se incrementara debido a una mayor área foliar y esto beneficia a una mayor biomasa total (Figura 4.4).

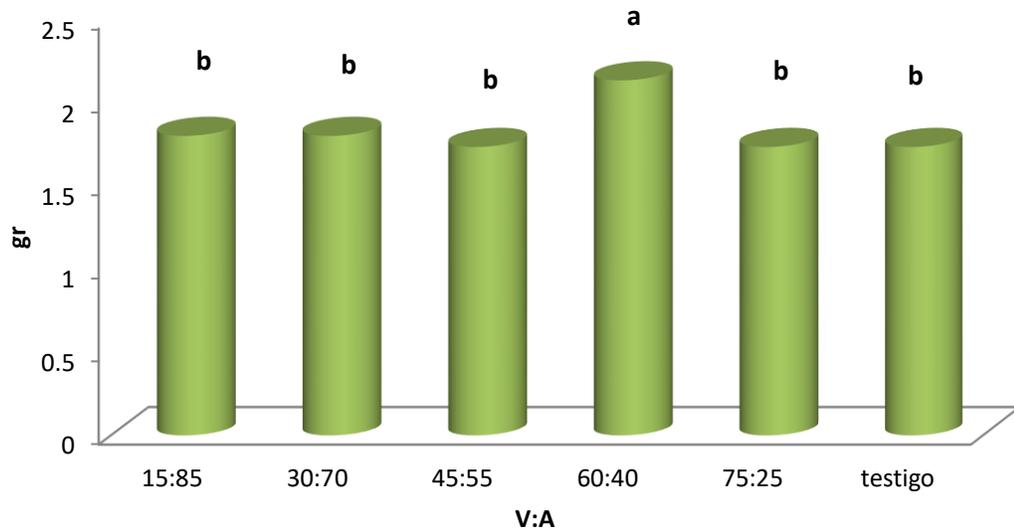


**Figura 4.4** Área foliar en plantas de quínoa sembradas bajo condiciones de malla sombra, usando como sustrato una mezcla de vermicompost:arena. Letras distintas indican diferencia estadística significativa (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

Díaz-Méndez *et al.* (2014) en un estudio con vermicompost:arena (VC:A) en pepino encontraron que la proporción 25:75 (VC:A) fue la que mayor área foliar mostro seguido de la proporción 30:70 (VC:A). Gómez y Aguilar (2016) mencionan que el cultivo de quínoa responde satisfactoriamente a dosis de fertilización altas, y prospera en rangos de pH de 5.5 a 7.8, por lo que los cultivos responden de maneras diversas a los niveles de fertilización.

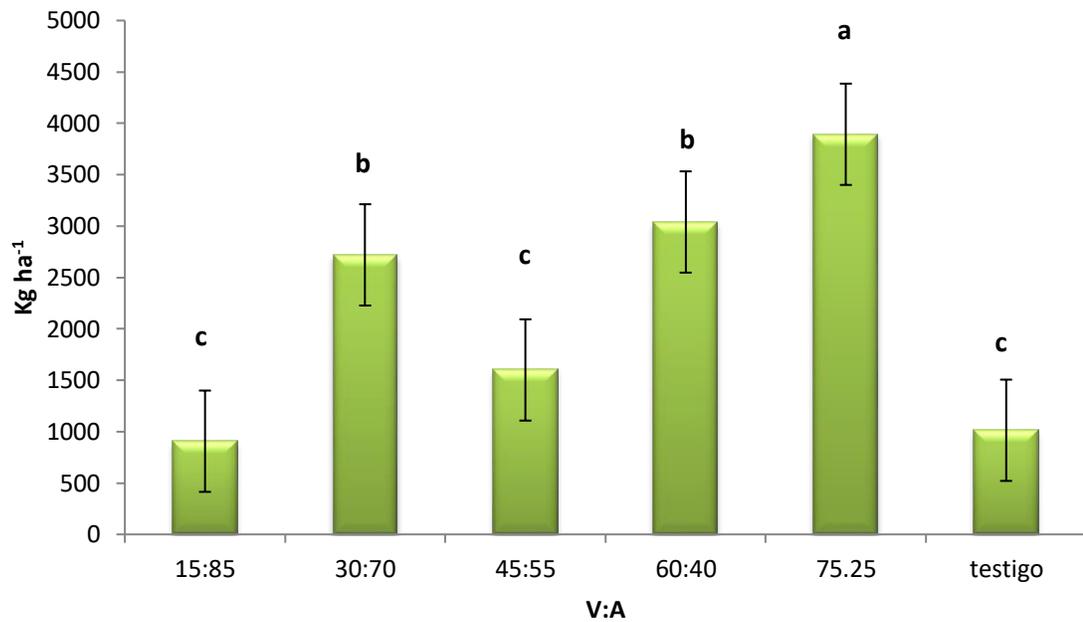
#### **4.4.7 Peso de 1000 granos y rendimiento por hectárea de quínoa**

Se encontraron diferencias estadísticas significativas en el peso del grano, siendo el tratamiento 60v:40a, el que mayor peso mostro con 2.06 en promedio. El peso obtenido es menor al reportado por Huanca Apaza (2008), quien reporta para 1000 granos de Quínoa en campo, pesos entre 4.7 y 4.4, con abono aplicado. Sin embargo Gómez y Aguilar (2016) mencionan que el peso de 1000 granos se encuentra entre 1.5 a 3 g, por lo que los pesos obtenidos en la investigación se encuentran entre los rangos reportados y al obtener el grano de manera orgánica, el precio de la semilla se incrementa, mejorando los ingresos.



**Figura 4.5** Peso de 1000 granos de quínoa a los 90 dds bajo condiciones de malla sombra utilizando proporciones de vermicompost:arena como sustrato. \*Valores con letras similares son iguales estadísticamente (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

El rendimiento por hectárea de Quínoa cultivada bajo condiciones de malla sombra, se encontró diferencia estadística significativa siendo el tratamiento 75v:25a el que mejor rendimiento por hectárea registró con 3893.28 kg/ha, seguido por el tratamiento 60v:40a con 3040 kg ha<sup>-1</sup>, y el tratamiento 30v:70a con 2720 kg ha<sup>-1</sup> (Figura 4.6).



**Figura 4.6** Rendimiento de Quínoa considerando cuatro plantas por maceta y cuatro macetas por m<sup>2</sup>, en condiciones de malla sombra utilizando mezclas de vermicompost:arena. \*Valores con letras similares son iguales estadísticamente (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

En un estudio realizado por Caballero *et al.* (2015) Reportaron para el cultivo de Quínoa con cuatro niveles de abono con estiércol en campo, un rendimiento de 4172 kg ha<sup>-1</sup> cuando se aplicó 60 t ha<sup>-1</sup> de estiércol, encontrando que a mayor nivel de abono mayor rendimiento, en el presente trabajo los mayores rendimientos se obtuvieron con dosis altas de vermicompost, por lo que se esperaría que a mayor cantidad de vermicompost mayor es su rendimiento.

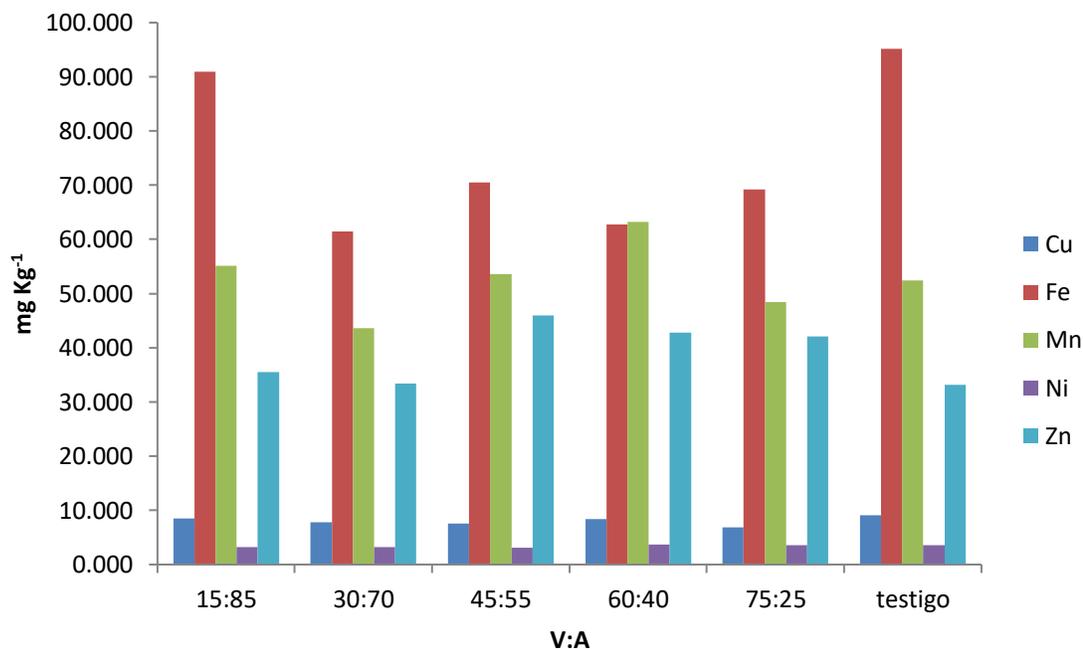
#### 4.5. Análisis nutrimental en grano de quínoa

##### 4.5.1. Análisis de micronutrientes en grano de quínoa (Cu, Fe, Mn, Ni, Zn).

En el análisis mineral de micronutrientes realizado en granos de quínoa, no se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $P \geq 0.05$ ) entre los tratamientos evaluados.

El cobre (Cu), la mayor cantidad lo mostro el tratamiento testigo 20p:80a, seguido por los tratamientos 15v:85a y 60v:40a, en el hierro los tratamientos testigo 20p:80a y 15v:85a mostraron mayor cantidad, en cuanto al manganeso el tratamiento 60v:40a fue ligeramente superior, en níquel los que tienen mayor cantidad son los tratamientos testigo 20p:80a,75v:25a y 60v:40a, y finalmente en cuanto al zinc, los tratamientos 45v:55a, 60v:40a y 75v:25a, mostraron más  $\text{mg kg}^{-1}$ . El tratamiento testigo fue el que mayor nivel de micronutrientes presenta, esto debido a que se utilizo una solución nutritiva la cual le proporciono los elementos de una forma asimilable a la planta.

Olivera y Nieto (2014) encontraron en una análisis elemental a granos de quínoa que la mayor concentración de micro elementos fue para fierro (Fe) seguido de zinc (Zn) y manganeso (Mn), esto concuerda con lo obtenido en este estudio utilizando la variedad red head.

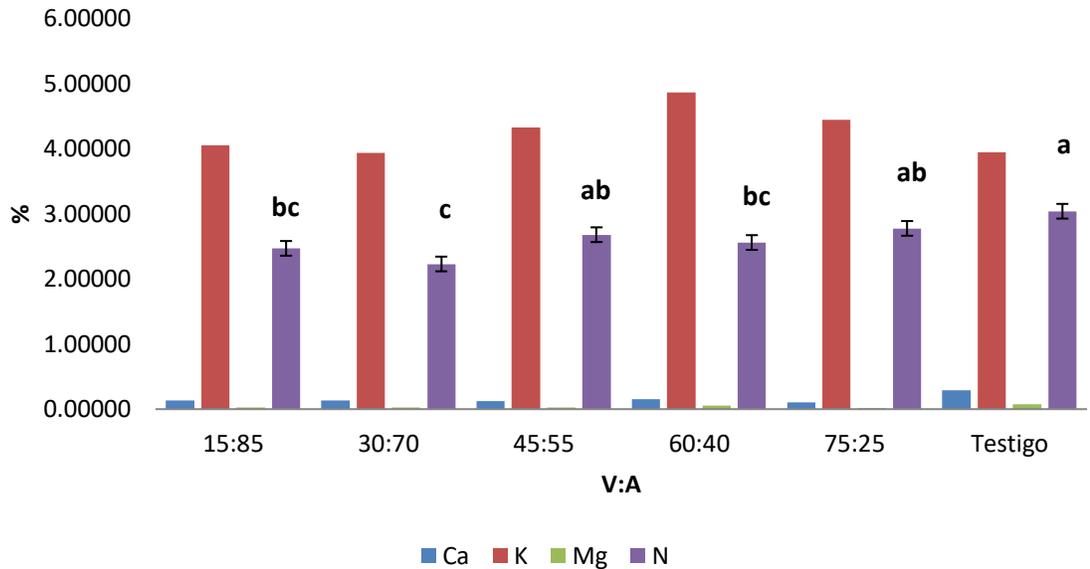


**Figura 4.7** Análisis mineral de granos de Quínoa cultivada en diferentes proporciones de vermicompost:arena en condiciones de malla sombra.

#### 4.5.2. Análisis de macronutrientes en grano de quínoa (Ca, K, Mg, N).

En el análisis de macronutrientes no se encontró diferencia estadística significativa para calcio (Ca), potasio (K) y magnesio (Mg), solo para nitrógeno (N) siendo los tratamientos 45v:55a, 75v:25a y el testigo los mejores.

En la Figura 4.8, se puede observar el porcentaje de calcio (Ca), donde el tratamiento testigo 20p:80a, fue el que mayor porcentaje mostro, seguido por el tratamiento 60v:40a, en cuanto al potasio (K) el tratamiento 60v:40a, y 75v:25a tienen mayor porcentaje siendo menor este último, y para magnesio (Mg) el tratamiento testigo 20p:80a tiene mayor porcentaje seguido del 60v:40a.



**Figura 4.8** Análisis de macronutrientes en granos de Quínoa cultivado en diferentes niveles de vermicompost:arena en condiciones de malla sombra. \*Valores con letras similares son iguales estadísticamente (Tukey;  $P \leq 0.05$ ).

Olivera y Nieto (2014) realizaron una caracterización elemental de diferentes granos de quínoa encontrando que el elemento más abundante en el grano de quínoa era el potasio, esto concuerda con lo obtenido en el análisis elemental en el cual el potasio fue el elemento más abundante, también se puede apreciar que los tratamientos con mayor vermicompost aumentan la cantidad de nitrógeno en grano, sin embargo disminuye la cantidad de Ca, K y Mg después de la dosis 60:40, reduciendo de esta forma la calidad del grano.

**4.5.3. Análisis fisicoquímico de grano.**

Para la calidad de grano se evaluaron las variables: materia seca, cenizas, grasa, humedad, fibra, carbohidratos, proteína y energía (Fernández y Sánchez, 2007). Los resultados se presentan en el Cuadro 4.7.

**Cuadro 4.7** Calidad de grano de quínoa sembrada en diferentes proporciones de vermicompost:arena bajo condiciones de malla sombra en la Comarca Lagunera.

V:A	Cenizas	Grasa	Humedad	Fibra	Carbohidr ato	Proteína	Energía
	----- % -----						(Kcal)
<b>15:85</b>	<b>6.88 ab</b>	<b>5.21 a</b>	<b>8.61 a</b>	1.98 bc	66.59 b	15.93 d	<b>377.03 a</b>
<b>30:70</b>	5.77 c	4.23 c	<b>8.61 a</b>	1.90 c	<b>69.78 a</b>	13.92 e	<b>372.93 ab</b>
<b>45:55</b>	<b>7.06 a*</b>	<b>5.34 a</b>	<b>8.56 a</b>	2.57 bc	65.08 bc	16.73 cd	<b>375.34 a</b>
<b>60:40</b>	6.25 bc	<b>4.88 ab</b>	7.44 b	2.52 bc	66.77 b	17.00 bc	<b>379.067 a</b>
<b>75:25</b>	<b>6.90 ab</b>	4.65 bc	<b>8.57 a</b>	2.68 b	63.99 c	17.84 b	365.90 bc
<b>Testigo</b>	<b>6.71 ab</b>	4.21 c	<b>8.54 a</b>	<b>3.79 a</b>	61.47 d	<b>19.48 a</b>	361.69 c

\*Valores con letras similares son iguales estadísticamente (Tukey; P≤ 0.05). Kcal= kilo calorías.

El porcentaje de cenizas el tratamiento 15v:85a, 45v:55a, 75v:25a y el testigo, son estadísticamente mejores a los tratamientos 30v:70a y 60v:40a, siendo el tratamiento 45v:55a el que mayor numero de cenizas registró con 7.0600%, esto

es importante ya que el contenido de cenizas representa la cantidad de minerales en la muestra lo que se puede asociar a una buena calidad de producto.

Para las grasas el mejor fue el tratamiento 45v:55a con 5.3467% y el menor fue el tratamiento testigo con 4.2100%. En lo referente a fibra el tratamiento testigo fue el mejor con 3.7900%, seguido por el tratamiento 75v:25a y el menor fue el tratamiento 30v:70a con 1.9067%. En relación a las grasas se tiene reportado un mínimo de 2.05% y un máximo de 10.88% y en cuanto a fibra un mínimo de 3.46% y un máximo de 9.68% (Rojas y Pinto, 2010). En el presente trabajo el porcentaje de grasas se encuentran dentro de los valores reportados, en cuanto la fibra solo el testigo presento la cantidad adecuada, mientras que el tratamiento 75v:25a con 2.68% fue lo más cercano a lo reportado, siendo los tratamientos con mayor vermicompost los que más fibra presentaron.

Para carbohidratos el que mayor porcentaje presento fue el tratamiento 30v:70a con 69.780%, y el menor porcentaje lo presento el tratamiento 75v:25a con 63.990%. La FAO (2011) reporta para quínoa un porcentaje de carbohidratos del 71%, mientras que Rojas y Pinto en el 2010, reportan un 52.31% como mínimo y un 72.98% como máximo con una media de 58.96% de carbohidratos. En la

investigación realizada ningún tratamiento alcanzo lo reportado por la FAO, sin embargo se encuentran por encima de la media reportada por Rojas y Pinto.

En la variable proteína el mejor tratamiento es el testigo con 19.480% y el menor porcentaje lo presento el tratamiento 30v:70a con 13.926%, el tratamiento más cercano al testigo fue el 75v:25a con 17.846% de proteínas. El contenido de proteína de la quinua varía entre 13.81 y 21.9% dependiendo de la variedad (FAO, 2011).

Rojas y Pinto (2010) mencionan que el porcentaje mínimo es 10.21% y el máximo de 18.39% con una media de 14.33 de 555 accesiones de quinua. En el estudio realizado todos los tratamientos se encuentran dentro del rango establecido de proteínas en quinua, incrementándose a medida que aumenta el nivel de vermicompost.

Las kilocalorías el tratamiento 60v:40a mostro mejor respuesta con 379.067 kcal. El tratamiento con menor cantidad fue el testigo con 361.69 kcal además se aprecia como a medida que se incrementa el vermicompost aumentan las Kcal hasta la dosis 60v:40a después de esta disminuyen. En la investigación se

encontró que todos los tratamientos superan la media reportada por Rojas y Pinto en 2010 con 353.36 Kcal/100g.

## V. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos se observa que al incrementar la proporción de vermicompost se modifican las características físicas, químicas y microbiológicas del sustrato; se incrementan la porosidad total y capacidad de retención del agua, los microorganismos y UFC presentes. La proporción 75% vermicompost + 25% arena, es la proporción que mas UFC registro, y los actinomicetos son los microorganismos que más se desarrollaron. Además esta proporción presento el diámetro de tallo mas grande, el área foliar más abundante, así como el mayor peso de raíz y de materia seca. En cuanto al peso de mil granos se ubico segunda detrás de la proporción 60% vermicompost + 40% arena, sin embargo, en la variable rendimiento fue la mejor proporción.

La proporción 75% vermicompost +25% arena, es donde mayor rendimiento se registra al sembrar cuatro plantas por unidad experimental, y en calidad de grano las dosis altas fueron mejores en cuanto a proteína y fibra detrás del tratamiento testigo. En este sentido, se puede concluir que usando dosis altas de vermicompost:arena se puede producir quínoa con rendimientos y calidad nutrimental aceptables.

## VI.- LITERATURA CITADA

- Acuña, Oscar. 2003. El uso de Biofertilizantes en agricultura. Laboratorio de Bioquímica de Procesos Orgánicos. Centro Investigaciones Agronómicas. Universidad Costa Rica. p. 155.
- Aíra, Manuel. Domínguez, Jorge. 2010. Las lombrices de tierra y los microorganismos: desentrañando la caja negra del vermicompostaje. Acta Zoológica Mexicana. 2: 385-395.
- Alarcón, Alejandro. Ferrera-Cerrato, Ronald. 2000. Biofertilizantes: importancia y utilización en la agricultura. Agricultura Técnica en México. 262 p. 191-203.
- Álvarez-Rivero, J. C.; Díaz-González, J. A. y López-Naranjo, J. I. 2005. Agricultura orgánica vs agricultura moderna como factores en la salud pública. ¿Sustentabilidad? Horizonte Sanitario. 5:28-40.
- Arteaga, Mayra. Garcés, N. Novo, R. Guridi, F. Pino, P.A. Acosta, Melba. Pasos, Mabel. Besù, Darling. 2007. Influencia de la aplicación foliar del bioestimulante liplant sobre algunos indicadores biológicos del suelo. Rev. Protección Vegetal. 22: 110-117.
- Atiyeh, R. M.; Edwards, C. A.; Subler, S. and Metzger, J. D. 2001. Pig manure vermicompost as a component of a horticultural bedding plant medium: effects on physicochemical properties and plant growth. Bio. Technol. 78 11-20.

- Bastida-Tapia, A. 2013; Los invernaderos y la agricultura protegida en México. Capítulo Los factores ambientales y su influencia en el desarrollo de los cultivos bajo cubiertas. Publicaciones Agribot. Universidad Autónoma de Chapingo. México. Pp. 82-120.
- Bazile, Dídier. 2015. La dinámica de la expansión mundial de la quínoa. Especial de la revista Tierra Adentro, quínoa: un súper alimento para Chile y el mundo. 108: 18-21.
- Beltrán-Morales, A., García-Hernández, J., Ruiz-Espinoza, F., Valdez-Cepeda, R., Preciado-Rangel, P., Fortis-Hernández, M., González-Zamora, A. 2016. Efecto de sustratos orgánicos en el crecimiento de seis variedades de Chile jalapeño (*Capsicum annuum L.*). Revista Ecosistemas y Recursos Agropecuarios. 3: 143-149.
- Bollo E. 1999. Lombricultura: una alternativa de reciclaje. Quito. Soboc Grafic. 149 p.
- Caballero, Aylin. Maceda, William. Miranda, Roberto. Bosque, Hugo. 2015. Rendimiento y contenido de proteína de la quinua (*Chenopodium quinoa Willd.*), en cinco fases fenológicas, bajo cuatro niveles de incorporación de estiércol. Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales, 2 68-75.
- Carrasco, Ritva. Encina, Christian. 2008. Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de cereales andinos: quinua, kañiwa y kiwicha. Revista Sociedad Química Perú. 74: 85-89.

- Carrillo-Castañeda, G., Juárez-Muñoz, J., & Tijerina-Castro, G. D., 2011. Aislamiento de microorganismos inocuos productores de sideróforos para sistemas de fitorremediación. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 13 (3).
- Cervantes Flores, Miguel Ángel. Profesor Titular del Centro de F. P. Campomar [http://www.infoagro.com/hortalizas/microorganismos\\_beneficiosos\\_cultivos.htm](http://www.infoagro.com/hortalizas/microorganismos_beneficiosos_cultivos.htm). Fecha de consulta 23 de mayo 2017.
- Corlay, Chee. Ferrera-Cerrato. Etchevers, Barra. Echegaray, Alemán. Santizo, Rincón. 1999. Cinética de grupos microbianos en el proceso de producción de composta y vermicomposta. *Revista Agrociencia*. 33: 375-380.
- Coyne, Mark. 2000. *Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio*. Editorial Paraninfo. ITP An International Thomson Publishing company Magallanes, 25; 28015. Madrid. España. ISBN: 84-283-2648-7. Pp. 416.
- Delgado, Adriana. Palacios, Jaime. Betancourt, Carlos. 2009. Evaluación de 16 genotipos de quinua dulce (*Chenopodium quinua* Willd.) en el municipio de Iles, Nariño (Colombia). *Agronomía Colombiana* 27: 159-167.
- Díaz Méndez, H. Preciado Rangel, P. Álvarez Reina, V.P. Fortis Hernández, M. García Hernández, J.L. Sánchez Chávez, E. 2014. Producción orgánica y capacidad antioxidante de frutos de pepino. *ITEA*. Vol. 110 pp. 335-342.
- Domínguez, J. Lazcano, C. y Gómez-Brandón, M. 2010. Influencia del vermicompost en el crecimiento de las plantas. Aportes para la elaboración de un concepto objetivo; *Acta Zoológica Mexicana* 2. p.359-371. Departamento de Ecología y Biología Animal. Universidad de Vigo.

- Duran, L. Henríquez, C. 2012. Caracterización química, física y microbiológica de vermicompostes producidos a partir de cinco sustratos orgánicos. *Agronomía Costarricense* 31(1) 41-51.
- FAO. 2003. On-farm composting methods. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/007/y5104e/y5104e05.htm#TopOfPage>. Consulta: octubre 2017.
- FAO. 2011. La quinua: cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. Disponible en: <http://www.fao.org/3/aq287s/aq287s.pdf> consulta octubre 2017.
- FAO. 2013. Catalogo de variedades comerciales de quinua en el Perú. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-as890s.pdf>. Consulta: noviembre 2016.
- FAO-ALADI. 2014. Tendencias y perspectivas del comercio internacional de quinua. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-i3583s.pdf>. Consulta noviembre 2016.
- Fernández Valenciano A., Sánchez Chávez E. 2007. Estudio de las propiedades fisicoquímicas y calidad nutricional en distintas variedades de frijol consumidas en México. *Nova Scientia*. 9: 133-148.
- Ferrera-Cerrato, Ronald. Alarcón, Alejandro. 2007. *Microbiologías agrícola: hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico y planta-microorganismo*. México. Trillas. ISBN 978-968-24-7810-9. 568 p.
- Fortis Hernández, Manuel. Preciado Rangel, Pablo. Segura Castruita, Miguel A. Mendoza Tacuba, Leonel. Gallegos Robles, Miguel A. García Hernández, Jose

- L. Vásquez Vásquez Cirilo. 2018. Changes in nutraceutical quality of tomato under different organic substrates. *Horticultura Brasileira*. Vol. 36 pp. 189-194.
- Franco-Correa.2008. Evaluación de caracteres PGPR en actinomicetos e interacciones de estas rizobacterias con hongos formadores de micorrizas. Universidad de Granada Facultad de Ciencias, departamento de fisiología vegetal, Granada, España. Tesis doctoral. 261 p.
- Galindo-Pardo, F., Fortis-Hernández, M., Preciado-Rangel, P., Trejo-Valencia, R., Segura-Castruita M., Orozco-Vidal, J. 2014. Caracterización físico-química de sustratos orgánicos para producción de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo sistema protegido. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 5: 1219-1232.
- Gandarillas, Humberto. 1979. Quinoa y Kañiwa cultivos andinos. Editorial IICA. Capítulo 2: Botánica. pp 20-33.
- Gómez-Pando, Aguilar-Castellanos. 2016. Guía de cultivo de la quinoa. FAO y Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima Perú 2016. 123 p.
- González B. Fortis H. Preciado R. Segura C. Salazar S. García H. Esparza R. 2016. Calidad fitoquímica de tomate saladette producido con sustratos orgánicos bajo condiciones de invernadero. *φYTON revista internacional de botánica experimental*. 85: 71-78.
- Grama. Grupo de Acción para el Medio Ambiente. 2006. Manual de vermicompostaje. C/Ángel. 31<sup>a</sup>. Dcha. Madrid. 28005. 16 p.
- Hernández, Jaqueline. Guerrero, Francisco. Mármol, Luis. Bárcenas, Juan. Salas, Ender. 2008. Caracterización física según granulometría de dos vermicompost

- derivados de estiércol bovino puro y mezclado con residuos de fruto de la palma aceitera. INTERCIENCIA. 33 (9): 668-671.
- Higa, Teruo. Parr, James F. 2013. Microorganismos benéficos y efectivos para una agricultura y medio ambiente sostenible. Universidad de Ryukyus, Okinawa Japón. pp. 14.
- Huanca, R. 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 Licenciatura. La Paz, Bolivia. Universidad Mayor de San Andrés. 147 p.
- Huerta-Hernández, A. 2016. Agricultura Protegida. Agroentorno. Pp. 31-34.
- Fuentes, F. Maughan, P. Jellen, R. 2009. Diversidad genética y recursos genéticos para el mejoramiento de la quínoa. Revista Geográfica Valpao. 42: 20-33
- Jacobsen, Sven. 2003. The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Food reviews international. 19: 167-177.
- Jacobsen, S. Sherwood, S. 2002. Cultivo de granos andinos en Ecuador. Informe sobre los rubros de quinua, chocho y amaranto. CIP y FAO Global IPM Facility. Editorial Abya Yala. Quito, Ecuador. 89 p.
- Julca-Otiniano, Meneses-Forlán, Blas-Sevillano, Bello-Amez. 2006. La materia orgánica, importancia y experiencias de su uso en la agricultura. Revista Idesia 24: 49-61.
- Laguna, P. Cáceres, Z. Carimentrand, A. 2006. Del altiplano su boliviano hasta el mercado global: coordinación y estructuras de gobernanza en la cadena de

- valor de la quinua organica y del comercio justo. Revista Agroalimentaria 22: 65-76.
- Maathuis, F. J., 2009. Physiological functions of mineral macronutrients. Current opinion in plant biology.12: 250-258.
- Manuel Fortis-Hernández, Pablo Preciado-Rangel, Luis García-Hernández, Agustín Navarro-Bravo, Jacob Antonio-González, Miguel Omaña-Silvestre. 2012. Sustratos orgánicos en la producción de chile pimiento morrón. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 3. P. 1203-1216.
- Marqués-Hernández, Cano Ríos, Chew-Mandinaveitia, Moreno-Reséndez, Rodríguez-Dimas. 2008. Sustratos en la producción orgánica de tomate cherry bajo invernadero. Revista Chapingo Serie Horticultura. 12: 183-189.
- Díaz-Méndez, H., Preciado-Rangel, P., Álvarez-Reyna, V., Fortis-Hernández, M., García-Hernández, J., Sánchez-Chávez, E. 2014. Producción orgánica y capacidad antioxidante de frutos de pepino. ITEA. 110: 335-342.
- Moreno, R. A.; Valdés, P. M. y Zarate, L. T. 2005. Desarrollo de tomate en sustratos de vermicompost/arena bajo condiciones de invernadero. Agric. Téc. Mex. 1:26-34.
- Moreno-Reséndez, A. Aguilar Durán, J. Luévano González, A. 2011. Características de la agricultura protegida y su entorno en México. Revista Mexicana de Agronegocios. 15 (29): 763-774.
- Mujica, Ángel. 2015. El origen de la quínoa y la historia de su domesticación. Especial de la revista Tierra Adentro, quínoa: un súper alimento para chile y el mundo. 108: 14-17.

- Mujica, Ángel. Jacobsen, Sven-E. 2006. La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y sus parientes silvestres. *Botanica Economica de los andes centrales*. 449-457.
- Mujica, A. Jacobsen, S. Izquierdo, J. Marathe, J. 2013. Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. FAO 2001. Disponible en: [http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/FTP\\_FaoRlc/old/prior/segalim/prodalim/prodveg/cdrom/contenido/libro03/home03.htm](http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/FTP_FaoRlc/old/prior/segalim/prodalim/prodveg/cdrom/contenido/libro03/home03.htm). Consulta: noviembre 2016.
- NMX-FF-109SCFI-2008. Humus de lombriz (Lombricomposta) – Especificaciones y métodos de prueba.
- Olivera, Paula. Nieto, Diego. 2014. Caracterización elemental en granos de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) mediante la técnica de fluorescencia de rayos X. Informe Científico Tecnológico. 14 p.
- Peralta, E. Murillo, A. Mazón, N. Rodriguez, D. Minchala, L. Dominguez, D. 2015. Evaluación de 239 accesiones y 30 líneas de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) en las condiciones afroecológicas de la península de Santa Elena, Ecuador. 10 p.
- Pire R, Pereira A. 2003. Propiedades físicas de componentes de sustratos de uso común en la horticultura del estado Lara, Venezuela. Propuesta Metodológica. *Bioagro* 15: 55-63.
- Raviv, M. O., J. Katan, Y. Hadar, A. Yogev, S. Medina, A. Krasnovsky, and H. Ziadna. 2005. High- nitrogen compost as a medium for organic container grow crops. *BioresourTechnol*.96: 419-427.

- Rea, J. Tapia, M. Mujica, A. 1979. Quinoa y Kañiwa cultivos andinos. Editorial IICA. Capítulo 5: Practicas Agronomicas. pp: 83-119.
- Rippy J. f. M., Peet., M. M., Louis, F., L. and Nelson, P. V. 2004. Plant development and Harvest yield of greenhouse tomatoes in six organic growing systems. Hort science 39:223-229
- Rojas, W., M. Pinto y JL. Soto. 2010. Distribución geográfica y variabilidad genética de los granos andinos. In: W. Rojas, M. Pinto, JL. Soto, M. Jagger y S. Padulosi (eds). Granos Andinos: Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinoa, cañahua y amaranto en Bolivia. Bioersivity International, Roma, Italia. pp 11- 23.
- Rojas, W. Soto, J.L. Pinto, M. Jager, M. Padulosi, S. (editores). 2010. Granos andinos. Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinoa, cañahua y amaranto en Bolivia. Biodiversity International, Roma, Italia. 191 p.
- SAGARPA. 2016. La aplicación de sistemas de protección garantiza la disposición de frutas y verduras todo el año. Disponible en: <https://www.gob.mx/senasica/articulos/conoce-que-es-la-agricultura-protegida?idiom=es>. Consulta: septiembre 2016.
- Salas Pérez, Lilia. García Hernández, José L. Márquez Hernández, Cándido. Fortis Hernández, Manuel. Estrada Arellano, Josué R. Esparza Rivera, Juan R. Preciado Rangel, Pablo. 2017. Rendimiento y calidad nutraceutica de tomate en sustratos orgánicos. Revista ecosistemas y recursos agropecuarios. 4: 169-175.
- Salazar Loaiza, Aura María. Ordoñez Guerrero, Corina Anabel. 2013. Aislamiento e identificación de actinomicetos fijadores de nitrógeno en suelo del jardín

- botánico de la universidad tecnológica de Pereira. Universidad Tecnológica de Pereira. Facultad de Tecnología. Escuela de tecnología química. Tesis. Pp. 115.
- Salcedo, Salomón. 2015. Quínoa: un cultivo aliado en la erradicación del hambre. Especial tierra adentro. Quínoa: un súper alimento para Chile y el mundo. Pp.10-13.
- Sánchez Hernández, Domingo J. Fortis Hernández, Manuel. Esparza Rivera, Juan R. Rodríguez Ortiz, Juan C. Cruz Lázaro, Efraín. Sánchez Chávez, Esteban. Preciado Rangel, Pablo. 2016. Interciencia. 41: 213-217.
- Santos, B. Obregón-Olivas, H. Salamé-Donoso, T. 2010. Producción de Hortalizas en Ambientes Protegidos: Estructuras para la Agricultura Protegida. Departamento de Horticultural Sciences. UF/IFAS Extensión. (UF/IFAS). p. 1-4.
- Schroth, M.N. and Weinhold, A.Roo.1986. Root-colonizing bacteria and plant health. HortScience. Vol. 21 pp. 1295-1298.
- Steiner AA (1984) The universal nutrient solution. Proc. 6th Int. Cong. on Soilless Culture. ISOSC. Lunteren, Holanda. p. 633-649.
- Tapia, Mario. Frías, Ana. 2007. Guía de campo de los cultivos andinos. FAO y ANPE. Lima. 209 pp.
- Tokala, Ranjeet. Strap, Janice. Jung, Carina. Crawford, Don. Salove, Michelle. Deobald, Lee. Bailey, Franklin. Morra, M.j. 2002. Novel plant-microbe rhizosphere interaction involving *Streptomyces lydicus* WYEC108 and the pea plant (*Pisum sativum*). Applied and Environmental Microbiology. 68: 2161-2171.
- Winter, C. K. and Davis. F. S. 2006. Organic foods. J. Food Sci. 71:117-124.

Yazdani, M. Bahmanyar, M. Pirdashti, H. Esmaili, M. 2009. Effect of phosphate solubilization microorganisms (PSM) and plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) on yield and yield componets of corn (*Zea mays* L.). World Academy of Science, Engineering and Technology. 3:1 50-52.

Instituto Nacional de Salud (Perú) Tablas peruanas de composición de alimentos / Elaborado por María Reyes García; Iván Gómez-Sánchez Prieto; Cecilia Espinoza Barrientos; Fernando Bravo Rebatta y Lizette Ganoza Morón. – 8.<sup>a</sup> ed. -- Lima: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud, 2009. 64 p.