

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE
HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**“DOSIS DE GUANO DE ISLAS INCUBADO EN EL RENDIMIENTO DE
LA QUINUA BLANCA DE JUNÍN (*Chenopodium quinoa Willd.*),
CANAÁN 2750 msnm. AYACUCHO”**

Tesis para Obtener el Título Profesional de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Presentado Por:

CEFERINO ORIUNDO INFANTE

AYACUCHO - PERU

2010

**“DOSIS DE GUANO DE ISLAS INCUBADO EN EL RENDIMIENTO DE LA
QUINUA BLANCA DE JUNÍN (*Chenopodium quinoa Willd.*), CANAÁN
2750 msnm. AYACUCHO”**

RECOMENDADO : 20 de Octubre del 2010

APROBADO : 29 de Octubre del 2010



M.Sc. Ing. Fernando Nicolás Barrantes Del Águila
Presidente



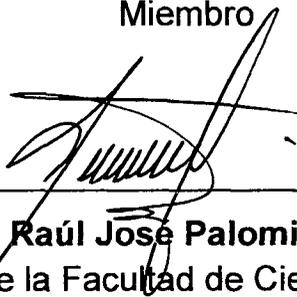
M.Sc. Ing. Alex Lázaro Tineo Bermúdez
Miembro



Dra. Nery Luz Santillana Villanueva
Miembro



Ing. Juan Benjamín Girón Molina
Miembro



M.Sc. Ing. Raúl José Palomino Marcatoma
Decano de la Facultad de Ciencias Agrarias

DEDICATORIA

Con todo cariño: A la memoria de mi padre y madre, Seferino Oriundo Gutiérrez y Marcelina Infante Romero, símbolos eternos de trabajo, honradez y generosidad.

A mi hermana: Bertha Oriundo Infante.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela de Formación Profesional de Agronomía, alma máter de mi formación profesional.

A los Señores Docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias, por sus valiosas enseñanzas y orientaciones que condujeron al logro de mis objetivos.

A todos mis maestros del Área de Suelos, en especial al Ing. Alex Lázaro Tineo Bermúdez, por su asesoramiento, aporte y colaboración en el desarrollo y conducción del presente trabajo de investigación.

Al personal que labora en las instalaciones del Centro Experimental de Canaán de Agronomía de la UNSCH, por su colaboración desinteresada durante el proceso de conducción del área experimental.

Mi eterno agradecimiento a mis queridos padres Seferino y Marcelina, por su enorme sacrificio en el logro de mi profesión, que me iluminan del cielo.

Mi eterna gratitud a mi hermana, Bertha por su abnegado apoyo y comprensión.

A mi querida familia, amigos, y a todas las personas que directa e indirectamente contribuyeron en la materialización del presente trabajo.

ÍNDICE

	Pág.
Introducción	
I. MARCO TEÓRICO	01
1.1 Origen y distribución	01
1.2 Taxonomía del cultivo de Quinoa	03
1.3 Morfología de la planta	03
1.4 Valor nutritivo	06
1.5 Variabilidad genética	07
1.6 Variedades	07
1.7 Requerimientos del cultivo	09
1.8 Fases fenológicas	12
1.9 Manejo agronómico	16
1.10 Los microorganismos	24
II. MATERIALES Y MÉTODOS	33
2.1 Ubicación del Experimento	33
2.2 Características del suelo	34
2.3 Características climáticas	34
2.4 Solución natural de microorganismos	38
2.5 Guano de islas incubado en microorganismos	39
2.6 Cultivo	41
2.7 Labores culturales	41
2.8 Diseño metodológico	44
2.9 Croquis del campo experimental	45
2.10 Criterios de evaluación	46
III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	49
3.1 Altura de planta	49
3.2 Longitud de panoja	55
3.3 Peso de panoja	60
3.4 Diámetro de tallo	65
3.5 Rendimiento de grano	71

3.6	Peso de 1000 semillas	76
3.7	Diámetro de grano	82
3.8	Días a la formación de panoja	86
3.9	Días a la floración	88
3.10	Días a la madurez fisiológica	89
3.11	Días a la madurez de cosecha	90
3.12	Determinación de la solubilidad de P_2O_5 - K_2O en el guano de islas	91
3.13	Determinación del mérito económico	95
IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES		97
4.1	Conclusiones	97
4.2	Recomendaciones	98
RESUMEN		99
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS		101
ANEXOS		105

INTRODUCCIÓN

El guano de islas (GI) es una mezcla de excrementos de aves marinas, plumas, restos de aves muertas, huevos, etc., los cuales experimentan un proceso de fermentación lenta. Es uno de los abonos naturales de mejor calidad en el mundo, por su alto contenido de nutrientes y puede tener 12% de nitrógeno, 11% de fósforo y 2% de potasio, se utiliza principalmente en los cultivos de caña, papa y hortalizas (Geocities 2009). Hoy en día es sabido que los fertilizantes sintéticos producen daños en los ecosistemas del suelo, trayendo como consecuencia graves desequilibrios y pérdidas de fertilidad biológica y física del mismo (Perú ecológico 2009); a esto se suma el elevado costo de fertilizantes sintéticos. Estos hechos ponen en evidencia la necesidad de proponer tecnologías alternativas, las cuales existen y se encuentran en constante desarrollo; una de éstas es la utilización de "microorganismos", para mejorar la solubilidad del GI. Estos microorganismos han sido desarrollados en la década de los ochenta por el Doctor Teruo Higa, Profesor de Horticultura de la Universidad de Ryukyus en Okinagua, Japón.

El nitrógeno seguido del fósforo, son los nutrientes inorgánicos más requeridos por plantas y microorganismos, siendo además en el suelo el factor limitante del

desarrollo vegetal a pesar de ser abundante tanto en formas inorgánicas como orgánicas. Por lo tanto, se considera que la solubilización del guano de islas y de otras fuentes de macro nutrientes por los microorganismos del suelo es una alternativa fundamental para incrementar la cantidad de $N-P_2O_5-K_2O$ disponible para las plantas.

Frente a esta necesidad, el abonamiento con GI tratada con la solución de microorganismos, constituye una alternativa armoniosa con el medio ambiente al no causar ningún efecto negativo en ella a diferencia de los abonos sintéticos que ocasionan elevados costos de producción y un desequilibrio ambiental.

Por las consideraciones expuestas se efectuó el presente trabajo de investigación con los siguientes objetivos:

1. Evaluar el efecto de niveles crecientes de guano de islas sometido a diferentes tiempos de incubación en una solución de microorganismos, en la solubilización de $P_2O_5-K_2O$ del guano de islas.
2. Evaluar el efecto de niveles crecientes de guano de islas sometido a diferentes tiempos de incubación en una solución de microorganismos, en el rendimiento de quinua.
3. Determinar el tiempo de incubación y la dosis de guano de islas incubado en una solución de microorganismos, que optimicen el rendimiento de quinua.
4. Determinar el mérito económico.

I. MARCO TEÓRICO

1.1. ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN

Apades (2008), menciona que la quinua es originaria de los Andes de América del Sur, abarcando Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, Argentina y Chile, encontrándose la mayor cantidad de variedades en el hoyo del Titicaca entre Perú y Bolivia.

León (2003), menciona que a la quinua se le atribuye su origen a la zona andina del Altiplano Perú-boliviano, por estar caracterizada por la gran cantidad de especies silvestres y la gran variabilidad genética, principalmente en ecotipos, reconociéndose cinco categorías básicas.

a) Quinua de los valles

La quinua que crece en los valles interandinos entre 2000 a 3600 msnm, se caracteriza porque tiene gran desarrollo, puede llegar de 2 a 2.5 m de altura, es ramificada, con periodo vegetativo largo, con panojas laxas, con inflorescencia amarantiforme, es tolerante al mildiu, En este grupo se considera a la Blanca de Junín, Amarilla de Marangani y Rosada de Junín.

b) Quinuas altiplánicas

Estas quinuas crecen en lugares aledaños al lago Titicaca, a una altura de 3800 msnm, estos cultivos se caracterizan por tener buena resistencia a las heladas, son bajos en tamaño, no ramificados (tienen un solo tallo y panoja terminal que es glomerulada densa), llegan a tener una altura de 1.00 a 2.00 m, con periodo vegetativo corto, se tiene quinuas precoces como: Illpa-INIA y Salcedo-INIA, semi-tardías: blanca de Juli, tardías: como la kancolla, chewecca, tahuaco, Amarilla de Marangani.

c) Quinuas de los salares

Son nativas de los salares de Bolivia, como su nombre lo indica son resistentes y se adaptan a suelos salinos y alcalinos, los granos son amargos y tienen alto porcentaje de proteínas miden de 1 a 1.5 m de altura, presentan un solo tallo desarrollado; tenemos: la Real Boliviana, Ratuqui, Rabura, Sayaña (variedades del altiplano boliviano).

d) Quinuas al nivel del mar

Crece en el Sur de Chile, son generalmente no ramificadas y los granos son de color amarillo a rosados y a su vez amargas, como en el Sur de Chile en Concepción, las quinuas se caracterizan por tener un foto periodo largo y la coloración de los granos de color verde intenso y al madurar toman una coloración anaranjada y los granos son de tamaño pequeño y de color blanco o anaranjado.

e) Quinuas sub-tropicales

Crece en los valles interandinos de Bolivia, se caracterizan por ser plantas de color intenso y al madurar toman una coloración anaranjada y los granos son de tamaño pequeño y de color blanco o anaranjado.

1.2. TAXONOMÍA DEL CULTIVO DE QUINUA

Aguiar (1981), manifiesta que esta especie taxonómicamente se le ubica de la siguiente manera:

Reino	:	Vegetal
División	:	Fanerógamas
Clase	:	Dicotiledóneas
Sub clase	:	Angiospermas
Orden	:	Centropermales
Familia	:	Chenopodiáceas
Género	:	Chenopodium
Sección	:	Chenopodia
Especie	:	<i>Chenopodium quinoa willd.</i>

Lescano (1981), menciona que la quinua se le conoce también como, arroz del Perú, trigo Inca, Suba o supha, quinoa.

1.3. MORFOLOGÍA DE LA PLANTA

a) Porte

Apades (2008), señala que es una planta herbácea de 0.5 a 2 m de altura, según las variedades y el medio ecológico donde se cultive.

b) Raíz

León (2003), afirma que es de tipo pivotante y axomorfa, llega hasta unos 15 cm de profundidad, y tiene numerosos raicillas laterales.

c) Tallo

Tapia (1979), aduce que el tallo es cilíndrico a la altura del cuello y después anguloso debido a que las hojas son alternas a lo largo de cada una

de las cuatro caras. Tiene una hendidura de poca profundidad, que abarca casi toda la cara, la cual se extiende de una rama a otra. A medida que la planta va creciendo, nacen primero las hojas y de las axilas de estas, las ramas.

d) Hojas

Mujica (1993), menciona que las hojas de quinua, presentan un polimorfismo marcado, siendo el tamaño de las hojas inferiores (rómicas, deltoides o triangulares) de aproximadamente 15 cm. de largo por 12 cm. de ancho. Las hojas pueden ser dentadas, aserradas o lisas. Además el tamaño de las hojas va disminuyendo según ascienden en ubicación en la planta, hasta alcanzar a las hojas que sobresalen de la inflorescencia que son lineales o lanceoladas midiendo apenas 10 mm de largo por 2 mm de ancho. El color de hojas es también variable dependiendo de la pigmentación,

Gandarillas (1974), afirma que la hoja está formado 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 de las ramas primarias cortas. El número de dientes de la hoja es uno de los caracteres mas constantes y varían según la raza de 3 a 20 dientes, las hojas aserradas se encuentran en el centro-norte del Perú y el Ecuador, en cambio los cultivados en Bolivia tienen muy pocos dientes y en algunos casos carecen de ellos o sólo tienen 1 ó 2 dientes,

e) Flores

Según Rea (1969) citado por Mújica (1993), indica que son incompletas, sésiles y desprovistas de sépalos. Están constituidas por una corona formada por cinco tepaloides, sepaloides. Pueden ser hermafroditas, pistiladas, andro-estériles, lo cual indica que pueden tener un hábito autógamo o alógamo. Así

mismo se ha realizado observaciones florales, determinando que generalmente se produce la antesis de las flores en las primeras horas de la mañana y sucesivamente del ápice a la base en una ramilla florífera. La primera en abrirse es la flor terminal hermafrodita y luego las pistiladas, estando abierta la flor hermafrodita de 5 – 7 días. En general presenta 10% de polinización cruzada.

f) Inflorescencia

Mujica (1993), describe que la inflorescencia es una panoja típica que está constituida por un eje central, ejes secundarios, terciarios y pedicelos que sostienen los glomérulos. Pueden ser glomerulada, amarantiforme e intermedia. Es glomerulada cuando las inflorescencias forman grupos de flores esféricas con pedicelos cortos y juntos, dando un aspecto apretado y compacto. Es amarantiforme cuando los glomérulos son alargados y el eje central tiene numerosas ramas secundarias y terciarias y en ellas se agrupan las flores formando masas bastante laxas. Las intermedias presentan características de transición entre los dos grupos.

g) Fruto

Mujica (1993), afirma que es un aquenio que se deriva de un ovario súpero unilocular. Está constituido por un perigonio que contiene una sola semilla, la cual se desprende con cierta facilidad siendo este fruto seco e indehiscente.

h) Semilla

Mujica (1993), menciona que viene a ser el óvulo fecundado y maduro, tiene forma lenticular elipsoidal, cónica o esferoidal. Presenta tres partes bien definidas que son epispermo embrión y perispermo. El epispermo contiene

mayor cantidad de saponina y estrías formado por cuatro cubiertas bien definidas. El embrión se enrolla por la parte central de la semilla en forma circular. El perisperma está compuesto de almidón de color blanquecino, el tamaño varía desde 1.5 a 2.6 mm de diámetro.

1.4. VALOR NUTRITIVO

Perú ecológico (2008), señala que la quinua tiene un excepcional valor nutritivo, con proteínas de alto valor biológico y excelente balance de aminoácidos esenciales, ubicados en el endosperma o núcleo del grano, a diferencia de otros cereales que los tienen en el exosperma o cáscara, como el arroz o trigo. Ofrece la mayor cantidad de aminoácidos esenciales, que cualquiera de los más importantes cereales del mundo, destacando la lisina que es uno de los más escasos en los alimentos de origen vegetal y que está presente en el cerebro humano, ver cuadro 1.1.

Cuadro 1.1. Valor Nutritivo de la Quinua

100 g de semilla fresca	
Elemento	%
Humedad	12.6
Proteínas	13.8 a 16
Extracto etéreo	5.1
Carbohidratos	59.7
Fibras	4.1
Cenizas	3.3
Lisina	0.88
Metionina	0.42
Triptófano	0.12
Grasas	4 a 9

1.5. VARIABILIDAD GENÉTICA

León (2003), menciona que la quinua es una especie tetraploide, constituido por 36 cromosomas somáticas, esta constituido por 4 genómios, con un número básico de 9 cromosomas ($4n = 4 \times 9 = 36$). El color de las plantas de quinua es un carácter de herencia simple; en cambio el color de los granos es por la acción de agentes complementarios, siendo el color blanco un carácter recesivo. En quinua el tipo de inflorescencia puede ser amarantiforme o glomerulada, siendo esta ultima dominante sobre la primera.

El contenido de saponina en quinua es heredable, siendo recesivo el carácter dulce. La saponina se ubica en la primera membrana. Su contenido y adherencia en los granos es muy variable y ha sido motivo de varios estudios y técnicas para eliminarla, por el sabor amargo que confiere al grano.

1.6. VARIEDADES

FAO (2008), refiere que actualmente existen gran cantidad de variedades y cultivares utilizados comercialmente en la producción de quinua. Entre estas tenemos principalmente de Perú: Amarilla Marangani, Kancolla, Blanca de Juli, Cheweca, Witulla, Salcedo-INIA, Quillahuaman-INIA, Camacani I, Camacani II, Huariponcho, Chullpi, Roja de Coporaque, Ayacucho-INIA, Huancayo, Hualhuas, Mantaro, Huacataz, Huacariz, Rosada de Yanamango, Namora.

Mujica (1993), menciona que en el Perú existen más de 100 variedades que se agrupan según los colores en blancas, rosadas y amarillas y se identifican además según su localidad.

Entre las variedades comerciales de quinua que se siembran en los valles interandinos, comprendidos entre los 2000 y 3400 msnm, de gran tamaño y con largo periodo vegetativo, ver cuadro 1.2.

Cuadro 1.2. Variedades de quinua de largo periodo vegetativo

Variedad	Tipo	Color de grano	Sabor
Blanca de Junín	Valle	blanco	semidulce
Yanamarca	Valle	blanco	semidulce
Rosada de Junín	Valle	rojo	semidulce
Nariño	Valle	blanco	dulce
Amarilla de Marangani	Valle	amarillo	semidulce
Huancayo	valle/cruce	blanco	semidulce
Hualhuas	valle/cruce	blanco	semidulce
Mantaro	valle/cruce	blanco	semidulce
Quillahuaman INIA	valle/cruce	blanco	semidulce

Asimismo las quinuas de altura y la mayoría provenientes del altiplano peruano, resistentes a las heladas, de poca altura, carentes de ramas y de corto periodo vegetativo, ver cuadro 1.3.

Cuadro 1.3. Variedades de quinua de corto periodo vegetativo

Variedad	Tipo	Color de grano	Sabor
Blanca de Juli	Altiplano	blanco	semidulce
Tahuaco	altiplano	blanco	semidulce
Kcancolla	Altiplano	blanco	semidulce
Cheweca	Altiplano	rosado	amarga
Witulla	Altiplano	purpura	amarga
Sajama	cruce (dulce x altiplano)	blanco	dulce
Illpa INIA	cruce (Sajama x B. De Juli)	blanco	dulce
Salcedo INIA	cruce (Real Boliviana x Sajama)	blanco	dulce

1.7. REQUERIMIENTOS DEL CULTIVO

Los requerimientos del cultivo para una apropiada producción son: suelo, pH del suelo, clima, agua, precipitación, temperatura, radiación y altura.

a) Suelo

FAO (2008), indica que la quinua prefiere un suelo franco, con buen drenaje y alto contenido de materia orgánica, con pendientes moderadas y un contenido medio de nutrientes, puesto que la planta es exigente en nitrógeno y calcio, moderadamente en fósforo y poco en potasio. También puede adaptarse a suelos franco arenosos, arenosos o franco arcillosos, siempre que se dote de nutrientes y no exista la posibilidad de encharcamiento del agua, puesto que es muy susceptible al exceso de humedad sobre todo en los primeros estados.

b) pH

FAO (2008), señala que la quinua tiene un amplio rango de crecimiento y producción a diferentes pH del suelo, se ha observado que da producciones buenas en suelos alcalinos de hasta 9 de pH, en los salares de Bolivia y de Perú, como también en condiciones de suelos ácidos encontrando el extremo de acidez donde prospera la quinua, equivalente a 4.5 de pH, en la zona de Michiquillay en Cajamarca-Perú.

Estudios efectuados al respecto indican que pH de suelo alrededor de la neutralidad son ideales para la quinua; sin embargo es conveniente recalcar que existen genotipos adecuados para cada una de las condiciones extremas de salinidad o alcalinidad, por ello se recomienda utilizar un genotipo más adecuado para cada condición de pH, y esto se debe también a la amplia variabilidad genética de esta planta.

c) Clima

FAO (2008), sugiere que por ser una planta muy plástica y tener amplia variabilidad genética, se adapta a diferentes climas desde el desértico, caluroso y seco en la costa hasta el frío y seco de las grandes altiplanicies, pasando por los valles interandinos templados y lluviosos, llegando hasta las cabeceras de la ceja de selva con mayor humedad relativa y a la puna y zonas cordilleranas de grandes altitudes, por ello es necesario conocer que genotipos son adecuados para cada una de las condiciones climáticas.

d) Agua

FAO (2008), señala que la quinua es un organismo eficiente en el uso de agua, a pesar de ser una planta C3, puesto que posee mecanismos morfológicos, anatómicos, fenológicos y bioquímicos que le permiten no solo escapar a los déficit de humedad, sino tolerar y resistir a la falta de humedad del suelo, a la quinua se le encuentra creciendo y dando producciones aceptables con precipitaciones mínimas de 200-250 mm anuales, como es el caso del altiplano sur boliviano, zonas denominadas Salinas de Garci Mendoza, Uyuni, Coipasa y áreas aledañas a Llica, lógicamente con tecnologías que permiten almacenar agua y utilizar en forma eficiente y apropiada así como genotipos específicos y adecuados a dichas condiciones de déficit de humedad, sin embargo de acuerdo a las últimas investigaciones efectuadas se ha determinado que la humedad del suelo equivalente a capacidad de campo, constituye exceso de agua para el normal crecimiento y producción de la quinua, siendo suficiente solo $\frac{3}{4}$ de capacidad de campo ideal para su producción, por ello los campesinos tienen la perspectiva de indicar y pronosticar que en los años secos se obtiene buena producción de quinua y no

así en los lluviosos, lo cual coincide exactamente con los resultados de estas nuevas investigaciones.

Mujica (1993), menciona que las precipitaciones donde se cultivan varían de 300 a 1000 mm por año con régimen de lluvias en verano; las condiciones pluviales varían según la especie o país de origen. Las variedades del sur de Chile necesitan mucha lluvia, mientras que la del altiplano muy poca. En general crece bien con una buena distribución de lluvia, durante su crecimiento y desarrollo, y condiciones de sequedad, especialmente durante la maduración y cosecha.

e) Temperatura

Mujica (1993), aduce que la quinua tolera una amplia variedad de climas. La planta no se ve afectada por climas fríos ($-1\text{ }^{\circ}\text{C}$) en cualquier etapa de su desarrollo, excepto el momento de florecer, las flores de las plantas son sensibles al frío (el polen se esteriliza). Una temperatura media anual de 10 a $18\text{ }^{\circ}\text{C}$ y oscilación térmica de 5 a $7\text{ }^{\circ}\text{C}$ es la más adecuada para el cultivo. La planta tolera más de $35\text{ }^{\circ}\text{C}$; pero no prospera adecuadamente.

FAO (2008), señala que la temperatura media adecuada para la quinua esta alrededor de $15 - 20\text{ }^{\circ}\text{C}$, sin embargo se ha observado que con temperaturas medias de $10\text{ }^{\circ}\text{C}$ se desarrolla perfectamente el cultivo, así mismo ocurre con temperaturas medias y altas de hasta $25\text{ }^{\circ}\text{C}$, prosperando adecuadamente, al respecto se ha determinado que esta planta también posee mecanismos de escape y tolerancia a bajas temperaturas, pudiendo soportar hasta menos $8\text{ }^{\circ}\text{C}$, en determinadas etapas fenológicas, siendo la mas tolerante la ramificación y las más susceptibles la floración y llenado de grano.

f) Radiación

Mujica (1993), menciona que el cultivo muestra adaptación a varios fotoperiodos, desde requerimientos de días cortos para su florecimiento cerca del Ecuador hasta la insensibilidad a las condiciones de luz para su desarrollo en Chile.

g) Altura

FAO (2008), indica que la quinua crece y se adapta desde el nivel del mar hasta cerca de los 4000 msnm, quinuas sembradas al nivel del mar disminuyen su periodo vegetativo, comparados a la zona andina, observándose que el mayor potencial productivo se obtiene al nivel del mar habiendo obtenido hasta 6000 kg.ha⁻¹, con riego y buena fertilización.

1.8 FASES FENOLÓGICAS.

León (2003), refiere que la duración de las fases fenológicas depende mucho de los factores medio ambientales que se presenta en cada campaña agrícola por ejemplo; si se presenta precipitación pluvial larga de 4 meses continuas (enero, febrero, marzo y abril), sin presentar veranillos las fases fenológicas se alarga por lo tanto el periodo vegetativo es largo y el rendimiento disminuye.

Cuando hay presencia de veranillos sin heladas, la duración de las fases fenológicas se acorta y el periodo vegetativo también es corto y el rendimiento es óptimo. También influye la duración de la humedad del suelo, por ejemplo en un suelo franco arcilloso, las fases fenológicas se alargan debido al alto contenido de humedad en el suelo o alta capacidad de retener agua; en cambio en un suelo franco arenoso sucede todo lo contrario.

El mismo autor señala que las fases fonológicas de la quinua son las siguientes:

a) Emergencia

La plántula emerge del suelo y extiende las hojas cotiledonales, pudiendo observarse en el surco las plántulas en forma de hileras nítidas, esto depende de la humedad del suelo; si el suelo está húmedo, la semilla emerge al cuarto día o sexto día de la siembra. En esta fase la planta puede resistir a la falta de agua, siempre dependiendo del tipo de suelo; si el suelo es franco-arcilloso. Si el suelo es franco-arenoso, puede resistir aproximadamente, hasta 7 días. También la resistencia depende mucho, del tipo de siembra; si es al voleo sin hacer surco, no resistirá a la sequía; si se siembra también al voleo pero dentro del surco, podrá resistir a la sequía.

b) Dos hojas verdaderas

Dos hojas verdaderas, extendidas que ya poseen forma lanceolada y se encuentra en la yema apical el siguiente par de hojas, ocurre a los 10 a 15 días después de la siembra y muestra un crecimiento rápido en las raíces. En esta fase la planta también es resistente a la falta de agua, pueden soportar de 10 a 14 días sin agua, siempre dependiendo de los factores ya mencionados en la emergencia.

c) Cuatro hojas verdaderas

Se observan dos pares de hojas extendidas y aun están presentes las hojas cotiledonales de color verde, encontrándose en la yema apical las siguientes hojas del ápice; en inicio de formación de yemas axilares del primer par de hojas; ocurre aproximadamente a los 25 a 30 días después de la siembra.

d) Seis hojas verdaderas

Se observan tres pares de hojas verdaderas extendidas y las hojas cotiledonales se tornan de color amarillento. Esta fase ocurre aproximadamente a los 35 a 45 días después de la siembra, en la cual se nota claramente una protección del ápice vegetativo por las hojas más adultas.

e) Ramificación

Se observa ocho hojas verdaderas extendidas con presencia de hojas axilares hasta el tercer nudo, las hojas cotiledonales se caen y dejan cicatrices en el tallo, también se nota presencia de inflorescencia protegida por las hojas sin dejar al descubierto la panoja, ocurre aproximadamente a los 45 a 50 días de la siembra. Durante esta fase se efectúa el aporque y fertilización complementaria.

f) Inicio de panojamiento

La inflorescencia se nota que va emergiendo del ápice de la planta, observado alrededor aglomeración de hojas pequeñas, las cuales van cubriendo la panoja en sus tres cuartas partes; ello puede ocurrir aproximadamente a los 55 a 60 días de la siembra, asimismo se puede apreciar amarillamiento del primer par de hojas verdaderas (hojas que ya no son fotosintéticamente activas) y se produce una fuerte elongación del tallo, así como engrosamiento.

g) Panojamiento

La inflorescencia sobresale con claridad por encima de las hojas, notándose los glomérulos que la conforman; así mismo, se puede observar en los glomérulos de la base los botones florales individualizados, puede ocurrir aproximadamente a los 65 a 75 días después de la siembra.

h) Inicio de floración

Es cuando la flor hermafrodita apical se abre mostrando los estambres separados, aproximadamente puede ocurrir a los 75 a 80 días después de la siembra, en esta fase es bastante sensible a la sequía con helada; se puede notar en los glomérulos las anteras protegidas por el perigonio de un color verde limón.

i) Floración

Se considera a esta fase cuando el 50% de las flores de la inflorescencia de las panojas se encuentran abiertas, puede ocurrir aproximadamente a los 90 a 80 días después de la siembra, esta fase es muy sensible a las heladas y granizadas, debe observarse la floración a medio día cuando hay intensa luminosidad solar, ya que en horas de la mañana y al atardecer se encuentran cerradas, así mismo la planta comienza a eliminar las hojas inferiores que son menos activas fotosintéticamente, se ha observado que en esta etapa cuando se presentan altas temperaturas que superan los 38°C se produce aborto de las flores, sobre todo en invernaderos o zonas desérticas calurosas. Cuando hay presencia de veranillos o sequías de 10 a 15 días de duración en esta fase es beneficioso para una buena polinización; cruzada o autopolinizada, siempre en cuanto no haya presencia de heladas.

j) Grano lechoso

El estado de grano lechoso es cuando los frutos que se encuentran en los glomérulos de la panoja, al ser presionados explotan y dejan salir un líquido lechoso, aproximadamente ocurre a los 100 a 130 días de la siembra, en esta fase el déficit hídrico es sumamente perjudicial para el rendimiento

disminuyéndolo drásticamente el llenado de grano (en suelos franco-arenoso), pero en suelos franco arcilloso es normal.

k) Grano pastoso

El estado de grano pastoso es cuando los granos al ser presionados presentan una consistencia pastosa de color blanco, puede ocurrir aproximadamente a los 130 a 160 días de la siembra, en esta fase el ataque, de Kcona-kcona (*Eurysacca quinoae*) y aves (gorriones, palomas) causa daños considerables al cultivo, formando nidos y consumiendo el grano. En esta fase ya no son necesarias las precipitaciones pluviales (lluvia).

l) Madurez fisiológica

Es cuando el grano formado es presionado por las uñas, presenta resistencia a la penetración, aproximadamente ocurre a los 160 a 180 días a más después de la siembra, el contenido de humedad del grano varía de 14 a 16%, el lapso comprendido de la floración a la madurez fisiológica viene a constituir el periodo de llenado del grano, asimismo en esta etapa ocurre un amarillamiento y defoliación completa de la planta. En esta fase la presencia de lluvia es perjudicial porque hace perder la calidad y sabor del grano.

1.9 MANEJO AGRONÓMICO

a) Preparación de suelo

Mujica (1997), menciona que las principales causas de los bajos rendimientos en los cultivos andinos (quinua) y algunos granos pequeños son: la mala preparación de los suelos, la no utilización de semillas seleccionadas, desinfectada y la falta de fertilización. Se debe mencionar que una adecuada

preparación del suelo facilita la germinación de las semillas y posterior emergencia de las plantas.

La preparación de suelos para la quinua es una labor importante, que determinará el éxito futuro de la instalación del cultivo, por ello, esta debe efectuarse con el esmero necesario, en la época oportuna, con los implementos adecuados y utilizando tecnologías, formas y características propias para el cultivo, dado el tamaño reducido de la semilla y dependiendo del tipo de suelo a ser utilizado.

b) Siembra

Mujica (2001), aduce que la siembra debe realizarse cuando las condiciones ambientales sean las más favorables. Esto está determinado por una temperatura adecuada de 15 – 20 °C, humedad del suelo por lo menos en $\frac{3}{4}$ de capacidad de campo, que facilitará la germinación de las semillas. La época mas oportuna de siembra dependerá de las condiciones ambientales del lugar, generalmente en la zona andina, en el altiplano y en la costa, la fecha óptima es del 15 de septiembre al 15 de noviembre, lógicamente se puede adelantar o retrasar un poco de acuerdo a la disponibilidad de agua y a la precocidad o duración del periodo vegetativo de los genotipos a sembrarse, en zonas mas frías se acostumbra adelantar la fecha de siembra sobre todo si se usan genotipos tardíos.

Para la siembra directa se utiliza 10 kilogramos de semilla procedente de semilleros básicos o garantizados, los cuales han sido producidos bajo control y supervisión de un técnico y con condiciones especiales de fertilización, control de plagas y enfermedades, labores culturales estrictas y de cosecha sobre todo Rouging de plantas atípicas, extrañas y eliminación de ayaras

(plantas con semillas de color negro, pardo o amarillentas, del mismo fenotipo que la variedad cultivada), la siembra directa puede efectuarse en surcos distanciados de 0.40 hasta 0.80 m, dependiendo de la variedad a utilizar. En costa se recomienda 0.50 m entre surcos, con una densidad de 5 Kg.ha⁻¹.

c) Abonamiento

Guano de islas

Geocities (2009), señala que el guano de islas es una mezcla de excrementos de aves marinas, plumas, restos de aves muertas, huevos, etc., los cuales experimentan un proceso de fermentación lenta. El uso del guano de islas es conocido en América Latina desde hace más de 1500 años.

Es uno de los abonos naturales de mejor calidad en el mundo, por su alto contenido de nutrientes, y puede tener 12% de nitrógeno, 11% de P y 2% de K. Se utiliza principalmente en los cultivos de caña, papa y hortalizas.

Debe aplicarse pulverizado a una profundidad aceptable, o taparlo inmediatamente para evitar las pérdidas de amoníaco. Puede ser mezclado con otros abonos orgánicos para aumentar su mineralización y lograr una mejor eficiencia.

Suquilanda (1996), indica que el guano de islas es un producto de la acumulación de deyecciones (estiércoles) de las aves marinas, como el guanay, piquero y el alcatraz (pelicano) que se alimenta de la anchoveta, pejerrey, lorna, jurel, liza, machete, sardinas, etc., formando así gigantescos laboratorios biológicos naturales (Islas Guaneras), que nos entregan el único fertilizante natural del mundo.

El gran poder fertilizante del guano de islas se debe a sus altos niveles de nitrógeno y fósforo, dos de los elementos químicos básicos para el

metabolismo de las plantas, por lo que se trata de un abono ecológico de gran calidad para todos los tratamientos de cultivos de interior o exterior, tanto para usos domésticos como agrícolas. Dependiendo de su origen hay diversas clases, pudiendo encontrarse en estado fresco, semi-fosilizado o fosilizado.

Características físicas.- Es un producto natural orgánico ofrecido en forma de polvo, granulado uniforme color gris amarillento verdoso, con olores de vapores amoniacales biodegradables y de condición estable, de uso para todos los cultivos 100% ecológicos.

Características biológicas.- Esta característica es la mas importante que posee el guano de islas. Es el contenido de la flora microbiana (bacterias nitrificantes y hongos), que lo hace superior dentro de los fertilizantes orgánicos comerciales por sus cualidades excepcionales; mientras que las actividades microbiológicas, tanto del suelo como del guano de las islas que contienen los elementos químicos nutritivos, en forma de sustancias orgánicas dan lugar a transformaciones de los compuestos orgánicos, inorgánicos y volátiles.

Elementos mayores del guano de islas

Suquilanda (1996), manifiesta que el Nitrógeno, proporciona prótidos de defensa a la planta contra plagas. Mejora la calidad de frutos y almacena proteínas nutritivas que sirven para el consumo humano. La dosis adecuada de nitrógeno en la planta permite su crecimiento sano y producción abundante.

El Fósforo, origina el desarrollo y vigor de la estructura de la planta. Favorece la fecundación, la formación y maduración de frutos (precocidad).

El Potasio, favorece la formación de carbohidratos, sacarosa, almidón, prótidos y lípidos. Contribuye a la mejor utilización de la reserva de agua al acelerar el crecimiento de las raíces.

Bertrán (1992), distingue tres clases de guano: guano rico o nitrogenado, el guano pobre o fosfatado y el guano de isla balanceado.

Guano rico responde a la composición media siguiente: Nitrógeno: (9-15%), P_2O_5 (8%), K_2O (1-2% soluble en su totalidad), CaO (7-8%), MgO (0.4 – 0.5), S (1.5 – 1.6%), pH (6.2 – 7%). Debe aplicarse pulverizando a una profundidad de 10 cm a fin de evitar pérdida de amoníaco, bajo la forma de carbonato.

El nitrógeno del guano existe bajo tres formas posibles en proporciones variables: orgánica (9-10 % ácido úrico principalmente), amoniacal (5 – 4.5% cloruro y bicarbonato de amoníaco), nítrica poco, el sodio no representa más que el 0.8% y el cloro 1.5%. De igual modo indica que la flora microbiana del guano varía considerablemente según el tratamiento que este ha sufrido; el guano secado al horno contiene pocos microorganismos siendo el fresco en nitrobacterias.

El guano pobre o fosfatado de formación antigua y explotación limitada contiene: nitrógeno (1-2%), P_2O_5 (16-20% ácido fosfórico), K_2O (1-2%), cal (16-19%).

El guano de islas balanceado, viene a ser el guano de islas pobre complementado con urea o sulfato de amonio o (en algunos casos con guano de islas rico) su composición es la siguiente: Nitrógeno (12%), ácido fosfórico (9-10% P_2O_5), potasio (2% de K_2O).

Martínez (2005), muestra un análisis químico del guano de islas realizado en el laboratorio de análisis de suelos y aguas Nicolás Roulet de la Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga, ver cuadro 1.4.

Cuadro 1.4. Análisis químico del guano de islas

Nutrientes	Cantidad	Clasificación
Nitrógeno total	0.32 %	bajo
P ₂ O ₅	2.24%	bajo
K ₂ O	1.96%	bajo
Materia orgánica	2.53%	bajo
Humedad	1.23%	bajo

d) Aporques

Mujica (1993), señala que los aporques son necesarios para sostener la planta sobre todo en los valles interandinos donde la quinua crece en forma bastante exuberante y requiere acumulación de tierra para mantenerse de pie y sostenerse las enormes panojas que se desarrollan, evitando de este modo el tumbado o vuelco de las plantas. Asimismo le permite resistir los fuertes embates de los vientos sobre todo en las zonas ventosas y de fuertes corrientes de aire. Generalmente se recomienda un buen aporque antes de la floración y junto a la fertilización complementaria, lo que le permitirá un mayor enraizamiento y por lo tanto mayor sostenibilidad.

e) Riegos

Mujica (1993), manifiesta que el cultivo requiere de 300 a 1000 mm por año con régimen de lluvias en verano; las condiciones pluviales varían según la especie o país de origen. Las variedades del sur de Chile necesitan mucha lluvia, mientras que la del altiplano muy poca. En general crece bien con una buena distribución de lluvia, durante la maduración y cosecha. La quinua, cuando es sembrada en lugares con disponibilidad de agua para regadío, se utiliza como complemento a las precipitaciones pluviales o solas cuando déficit de humedad. Los riegos deben ser ligeros y distanciados cada 10 a 15 días. En

la floración y llenado de grano debe suministrarse en forma más abundante y menos distanciada en su frecuencia.

f) Raleo

Mujica (1997), menciona que la labor se realiza con la finalidad de evitar el ahilamiento y competencia por los nutrientes y dar el espacio vital necesario para su desarrollo normal. Debe eliminarse las plántulas mas pequeñas, raquíticas, débiles y enfermas, siendo lo ideal tener de 10 a 15 plantas como máximo por metro lineal, esta labor se realiza juntamente con el deshierbo.

g) Control fitosanitario

Mujica (1993), señala que los insectos ocasionan en este cultivo la pérdida del 18% de la producción, con un valor de cerca de 15 millones al año. Si a ello se añaden las pérdidas que ocasionan las enfermedades, aves y roedores se concluye que el cultivo de la quinua experimenta pérdidas considerables para la economía campesina. El mismo autor refiere que la quinua sufre el ataque de una serie de insectos durante todo el ciclo vegetativo, desde que las plantas emergen hasta su madurez. De acuerdo al tipo de daños estos insectos son clasificados en cuatro grupos: a) Cortadores de plantas tiernas; *Feltia experta*, *Copitarsia turbata*, *Agrostis ypsilon*. b) Minadores y destructores de granos: *Eurysacca melanocanta*, *Lyriomiza braziliensis*, *Spolodea recurvalis*, *Herpetogramma bipuctalis*, *Perisoma sordescens*; c) Masticadores y defoliadores: *Epicauta latitarsis*, *Epicauta Willei*, *Epitrix subcrinita*; d) Picadores – chupadores: *Mizus sp.*, *Macrosiphum sp.* y *Frankliniella tuberosi*.

Entre las principales enfermedades y Nemátodos, destacan: a) Enfermedades del follaje; *Peronospora farinosa*, *Ascochita hyalospora*. b)

Enfermedades del tallo; *Phoma exigua* Var *fobeata*, *Phoma* sp., *Pseudomonas* sp. c) Enfermedades menores; Mosaico y pústulas errumpente en el tallo. d) Nemátodos: *Nacobus aberrans*, *Globodera pallida* y *Tecca vermiculatus*.

h) Cosecha

Mujica (1993), aduce que la cosecha se realiza cuando las plantas llegan a la madurez fisiológica, la cual se reconoce por que las hojas inferiores se ponen amarillentas y caedizas, dando una apariencia de amarillo pálido, característica a toda la planta. Por otro lado, el grano al ser presionado por las uñas presenta resistencia que dificulta su penetración. Para llegar a esta fase transcurre de 5 a 8 meses, dependiendo del ciclo vegetativo de las variedades, realizándose esta labor de Abril a Mayo, época donde no existen precipitaciones pluviales. Las fases de la cosecha son: siega o corte de las plantas, formación de arcos o parvas, golpeo o garroteo, aventado-limpieza y secado del grano.

i) Rendimientos

Mujica (1993), señala que los rendimientos varían de acuerdo a las variedades, fertilización y otras labores culturales realizadas durante el cultivo. Generalmente se obtienen de 600 a 800 Kg.ha⁻¹ de grano en las variedades tradicionales (Kankolla, Blanca de juli). En la Sajama se ha obtenido hasta 3000 Kg.ha⁻¹, siendo general obtener 1500 Kg.ha⁻¹. Los rendimientos en broza varían también de acuerdo a la fertilización, obteniéndose en promedio 5000 Kg de broza (Kiri) y 200 Kg de hojuela pequeña formada por perigonios y partes menudas de hojas y tallos.

León (2003), aduce que los rendimientos varían en función a la variedad, fertilidad, drenaje, tipo de suelo, manejo del cultivo en el proceso productivo,

factores climáticos, nivel tecnológico, control de plagas y enfermedades, obteniéndose entre 800 Kg.ha⁻¹ a 1400 Kg.ha⁻¹ en años buenos. Sin embargo según el material genético se puede obtener hasta 3000 Kg.ha⁻¹.

1.10. LOS MICROORGANISMOS

a) Definición

Higa y Parr (1991), mencionan que los EM, es una abreviación de Effective Microorganismos (Microorganismos Eficaces), es cultivo mixto de microorganismos benéficos naturales, sin manipulación genética, presentes en ecosistemas naturales, fisiológicamente compatibles unos con otros. Cuando el EM es inoculado en el medio natural, el efecto individual de cada microorganismo es ampliamente magnificado en una manera sinergista por su acción en comunidad. El EM, como inoculante microbiano, reestablece el equilibrio microbiológico del suelo, mejorando sus condiciones físico-químicas, incrementa la producción de los cultivos y su protección, además conserva los recursos naturales, generando una agricultura y medio ambiente más sostenible.

FAO (2008), señala que los ME son una mezcla de todos los tipos de microbios que ocurren de manera natural, como los fijadores de N, solubilizadores de P, productores de hormonas/vitaminas, descomponedores de la celulosa, organismos controladores de enfermedades, etc. y que se emplean para elevar la productividad del cultivo.

b) Tipo de microorganismos

Higa y Parr (1991), mencionan que los principales grupos de microorganismos presentes en el EM son: Bacterias Fototróficas, Bacterias Ácido lácticas, Levaduras.

Bacterias Fototróficas: Son bacterias autótrofas que sintetizan sustancias útiles a partir de secreciones de raíces, materia orgánica y gases dañinos, usando la luz solar y el calor del suelo como fuentes de energía. Las sustancias sintetizadas comprenden aminoácidos, ácidos nucleicos, sustancias bioactivas y azúcares, promoviendo el crecimiento y desarrollo de las plantas. Los metabolitos son absorbidos directamente por ellas, y actúan como sustrato para incrementar la población de otros Microorganismos Eficaces.

Bacterias Ácido Lácticas: Estas bacterias producen ácido láctico a partir de azúcares y otros carbohidratos sintetizados por bacterias fototróficas y levaduras. El ácido láctico es un fuerte esterilizador, suprime microorganismos patógenos e incrementa la rápida descomposición de materia orgánica. Las bacterias ácido lácticas aumentan la fragmentación de los componentes de la materia orgánica, como la lignina y la celulosa, transformando esos materiales sin causar influencias negativas en el proceso.

Levaduras: Estos microorganismos sintetizan sustancias antimicrobiales y útiles para el crecimiento de las plantas a partir de aminoácidos y azúcares secretados por bacterias fototróficas, materia orgánica y raíces de las plantas. Las sustancias bioactivas, como hormonas y enzimas, producidas por las levaduras, promueven la división celular activa. Sus secreciones son sustratos útiles para Microorganismos Eficaces como bacterias ácido lácticas y actinomycetos.

Suquilanda (2001), indica que los microorganismos del EM son: Bacterias ácido lácticas, Levaduras, Bacterias Fotosintéticas, Actinomicetos.

Bacterias Acido Lácticas: producen ácido láctico a partir de azúcares que son sintetizados por las bacterias fotosintéticas y levaduras. El ácido láctico puede suprimir microorganismos nocivos como el Fusarium sp. Ayuda a solubilizar la cal y el fosfato de roca.

Levaduras: Degradan proteínas complejas y carbohidratos. Producen sustancias bioactivas (vitaminas, hormonas, enzimas) que pueden estimular el crecimiento y actividad de otras especies de EM, así como de plantas superiores.

Bacterias Fotosintéticas: Pueden fijar el Nitrógeno atmosférico y el bióxido de Carbono en moléculas orgánicas tales como aminoácidos y carbohidratos, también sintetizan sustancias bioactivas. Llevan a cabo una fotosíntesis incompleta, lo cual hace que la planta genere nutrimentos, carbohidratos, aminoácidos, sin necesidad de la luz solar, eso permite que la planta potencialice sus procesos completos las 24 horas del día.

Actinomicetos: Funcionan como antagonistas de muchas bacterias y hongos patógenos de las plantas debido a que producen antibióticos (efectos biostáticos y biocidas). Benefician el crecimiento y actividad del azotobacter y de las micorrizas.

c) Modo de acción de los microorganismos

Higa y Parr (1991), indican que, los diferentes tipos de microorganismos en el EM, toman sustancias generadas por otros organismos basando en ello su funcionamiento y desarrollo. Las raíces de las plantas secretan sustancias que son utilizadas por los Microorganismos Eficaces para crecer, sintetizando

aminoácidos, ácidos nucleicos, vitaminas, hormonas y otras sustancias bioactivas. Cuando los Microorganismos Eficaces incrementan su población, como una comunidad en el medio en que se encuentran, se incrementa la actividad de los microorganismos naturales, enriqueciendo la microflora, balanceando los ecosistemas microbiales, suprimiendo microorganismos patógenos.

d) Aplicaciones de los microorganismos

Higa y Parr (1991), indican las siguientes aplicaciones del EM en la Agricultura:

El EM, como inoculante microbiano, reestablece el equilibrio microbiológico del suelo, mejorando sus condiciones físico-químicas, incrementa la producción de los cultivos y su protección, además conserva los recursos naturales, generando una agricultura y medio ambiente más sostenible. Entre los efectos sobre el desarrollo de los cultivos se pueden encontrar:

En semilleros:

- ❖ Aumento de la velocidad y porcentaje de germinación de las semillas, por su efecto hormonal, similar al del ácido giberélico.
- ❖ Aumento del vigor y crecimiento del tallo y raíces, desde la germinación hasta la emergencia de las plántulas, por su efecto como rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal.
- ❖ Incremento de las probabilidades de supervivencia de las plántulas.

En las plantas:

- ❖ Genera un mecanismo de supresión de insectos y enfermedades en las plantas, ya que pueden inducir la resistencia sistémica de los cultivos a enfermedades.

- ❖ Consume los exudados de raíces, hojas, flores y frutos, evitando la propagación de organismos patógenos y desarrollo de enfermedades.
- ❖ Incrementa el crecimiento, calidad y productividad de los cultivos. Promueven la floración, fructificación y maduración por sus efectos hormonales en zonas meristemáticas.
- ❖ Incrementa la capacidad fotosintética por medio de un mayor desarrollo foliar.

En los suelos:

Los efectos de los microorganismos en el suelo, están enmarcados en el mejoramiento de las características físicas, químicas, biológicas y supresión de enfermedades. Así pues entre sus efectos se pueden mencionar:

- ❖ Efectos en las condiciones físicas del suelo: Acondicionador, mejora la estructura y agregación de las partículas del suelo, reduce su compactación, incrementa los espacios porosos y mejora la infiltración del agua. De esta manera se disminuye la frecuencia de riego, tornando los suelos capaces de absorber 24 veces más las aguas lluvias, evitando la erosión, por el arrastre de las partículas.
- ❖ Efectos en las condiciones químicas del suelo: Mejora la disponibilidad de nutrientes en el suelo, solubilizándolos, separando las moléculas que los mantienen fijados, dejando los elementos disgregados en forma simple para facilitar su absorción por el sistema radical.

Efectos en la microbiología del suelo: Suprime o controla las poblaciones de microorganismos patógenos que se desarrollan en el suelo, por competencia. Incrementa la biodiversidad microbiana, generando las condiciones necesarias para que los microorganismos benéficos nativos prosperen.

e) Los microorganismos y su acción solubilizante

Higa y Parr (1991), indican que los ME tienen efectos en las condiciones químicas del suelo: Mejora la disponibilidad de nutrientes en el suelo, solubilizándolos, separando las moléculas que los mantienen fijos, dejando los elementos disgregados en forma simple para facilitar su absorción por el sistema radical.

Coyne (2000), explica que la mineralización del nitrógeno es un proceso múltiple para lo cual se necesitan diversas enzimas y con frecuencia la acción combinada de especies microbianas distintas. El producto de la descomposición es la urea, presente en el excremento animal por lo general. La urea es mineralizada, por la enzima llamada ureasa que suele encontrarse en las bacterias del suelo y como enzima extracelular de dicho entorno. Las bacterias degradantes de urea representan entre el 32 y 69% de la población bacteriana total y los hongos degradantes de la urea representan entre un 58% y un 100% de la población total de hongos. En la mineralización de la urea por parte de la ureasa el H^+ se consume, el pH aumenta así como el pH de las microareas locales. Esto puede ser un problema ya que el amoníaco (NH_3) se volatiliza en pH elevado.

El NH_4 tiene múltiples destinos, es absorbido por las plantas, inmovilizado en la arcilla, incorporado a los materiales humitos, volatilizado y oxidado. La

nitrificación es la oxidación microbiana del NH_4 , para formar NO_2 y NO_3 . Se reconocen dos clases de nitrificación: quimioatotrófica y heterotrófica. La primera es exclusivamente bacteriana, tales como *Nitrosomonas*, *Nitrosolobus*, *Nitrosospira*, *Nitrosovibrio*, *Nitrosococcus*; se trata del proceso predominante en los suelos neutros o alcalinos. La nitrificación heterotrófica es llevada a cabo por un grupo diverso de bacterias heterótrofas (*Mycobacterium*, *Streptomyces*, *Pseudomonas*) y hongos (*Aspergillus*, *Penicillium*), al parecer resulta predominante en los suelos ácidos.

La desnitrificación está vinculada a las bacterias, ningún actinomiceto u hongo realiza la desnitrificación, si la consideramos como una suerte de metabolismo respiratorio en la que se produce energía. En vista de que la desnitrificación tiene lugar en ausencia de O_2 los organismos desnitrificantes (*Pseudomonas*, *Bacillus*) son anaerobios técnicamente facultativos, si bien crecen mejor en un medio aerobio.

También el mismo autor se refiere a la solubilización del fósforo de la manera siguiente; las bacterias que solubilizan activamente el fósforo representan un 10 % de la población microbiana del suelo. Se trata fundamentalmente de organismos de la rizosfera, como *Bacillus*, *Micrococcus*, *Mycobacterium*, *Pseudomonas* y algunos hongos. Existen 3 mecanismos básicos para solubilizar el fósforo mineral y hacer que resulte más disponible: la quelación, la reducción del hierro y la acidificación. Todos estos métodos desestabilizan los minerales en los que se encuentra el fósforo. Los compuestos orgánicos fabricados por los microorganismos, como el ácido oxálico, pueden quelar (unir) Ca^{+2} , Mg^{+2} y Fe^{+3} , desestabilizando así el mineral de fosfato y solubilizando el fósforo. La producción de ácido por parte de los

microorganismos disuelve los minerales. De esta manera, los ácidos orgánicos, el ácido nítrico (producido por agentes nitrificantes), el ácido sulfúrico (producido por los tiobacilos) y el ácido carbónico (H_2CO_3) libera fósforo procedente de formas minerales

FAO (2008), menciona que las Bacterias, hongos y actinomicetos pueden solubilizar formas insolubles de fósforo. Las bacterias solubilizadoras de P (BSP) incluyen *Bacillus megatherium* var. *phosphaticum*, *Bacillus polymyxa*, *Bacillus subtilis*, *Pseudomonas striata*, *Agrobacterium* sp; *Acetobacter diazotrophicus*, etc. Los hongos solubilizadores del P (HSP) incluyen: *Aspergillus awamori*, *Penicillium digitatum*, *Penicillium belaji*, levadura (*Saccharomyces* sp.) etc. Los actinomicetos solubilizadores de P (ASP) incluyen a *Streptomyces* sp, *Nocardia* sp.

Generalmente los microorganismos solubilizantes del Fósforo secretan ácidos orgánicos que disuelven el fosfato insoluble. Estos microbios ayudan en la solubilización del P de la roca fosfórica y otras formas escasamente solubles del P del suelo, mediante la disminución del tamaño de sus partículas, reduciéndolas a formas casi amorfas.

Alexander (1981), señala que los microorganismos no solo asimilan el fósforo, si no que también hacen solubles una gran proporción de ellos, liberando en cantidades superiores, actúan solubilizando sales de Fe, Al, Mg, Mn y otros fosfatos. El principal mecanismo de solubilización se debe a la producción microbiana de ácidos orgánicos, que disuelven los fosfatos inorgánicos haciéndolos asimilables para las plantas. Muchos microorganismos del suelo producen ácido láctico, glicólico, acético, cítrico, formico, etc; que pueden solubilizar fosfatos tricálcicos y apatitos naturales.

f) Análisis biológico de los microorganismos naturales

Gálvez (2009), indica que en el análisis básico realizado de los microorganismos existentes en la solución de Microorganismos y del capturador de microorganismos (Arroz impregnado de microorganismos), se ha confirmado la existencia de bacterias en mayor cantidad y hongos en menor cantidad. Las diversas colonias de bacterias son Gram positivas y Gram negativas, que poseen mayormente las formas cocobacilares y cocos. En los hongos se observan las Hifas y conidias.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO

El presente trabajo de investigación se realizó en el Centro Experimental Canaán, propiedad de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, ubicado en el distrito de Ayacucho, provincia de Huamanga y departamento de Ayacucho.

Latitud : 13° 08' S

Longitud : 74° 32' O

Altitud : 2750 msnm.

Cornejo (1983), señala que esta zona de vida está calificada como Estepa Espinoza-Montano Bajo Subtropical.

2.1.1 Antecedentes del Campo Experimental

En la parcela destinada para el presente experimento se sembró maíz (*Zea mays*), en la campaña agrícola anterior 2007-2008, utilizando fertilizantes sintéticos para el abonamiento.

2.2. CARACTERÍSTICAS DEL SUELO

Con la finalidad de conocer el análisis químico se procedió al muestreo del suelo del terreno experimental, para lo cual se tomaron 20 submuestras a una profundidad 0.25 m, las cuales se mezclaron uniformemente y se obtuvo una muestra compuesta de 1 Kg de suelo, que se remitió al Laboratorio de Suelos, Aguas y Plantas de UNALM cuyo resultado se observa en el cuadro 2.1.

Cuadro 2.1. Análisis químico del suelo experimental

pH 1:2	CE (1:1)	CaCO₃	M.O.	N total	P	K
H ₂ O	dS/m	%	%	%	ppm	ppm
7.8	1.04	0.8	1.3	0.08	11.8	424

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

En base a los resultados obtenidos se realizó la interpretación respectiva determinándose que es un suelo con pH ligeramente alcalino (7.80), bajo contenido de materia orgánica (1.3%), N total de nivel pobre (0.08 %), P disponible de nivel medio (11.8 ppm) y K disponible de nivel alto (424 ppm).

Sulca (2009), reporta que la textura del suelo del Centro Experimental Canaán, de acuerdo a sus componentes de arena (43.6 %), limo (20.9 %) y arcilla (35.5%) corresponde a la clase textural Franco-Arcilloso.

2.3. CARACTERÍSTICAS CLIMÁTICAS

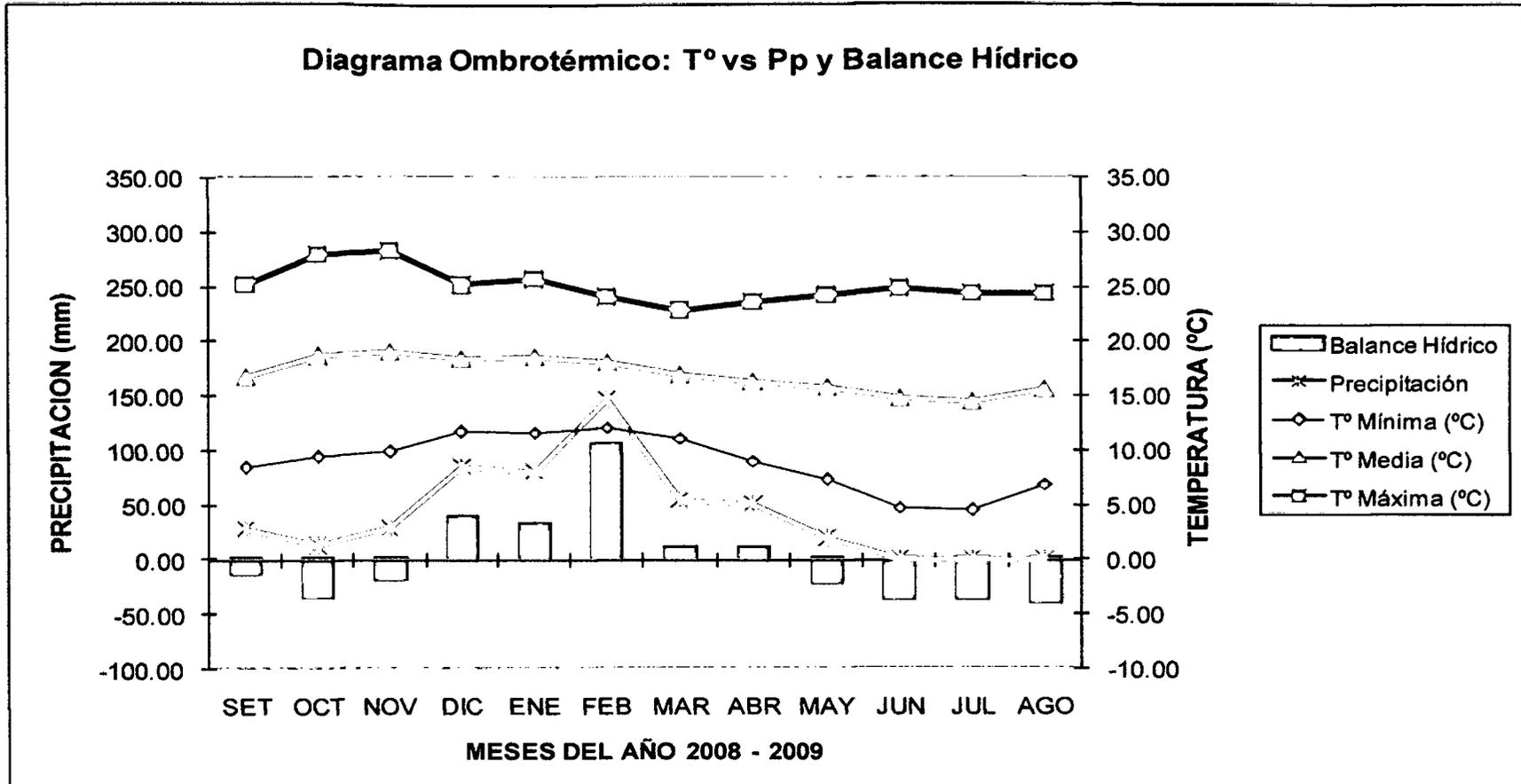
Los datos fueron tomados del registro de datos meteorológicos de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga de la Estación Meteorológica de Pampa del Arco; mediante una tabulación de los datos de temperatura y precipitación se obtuvo la evapotranspiración potencial

utilizando la fórmula propuesta por la Oficina Nacional de Evaluación de los Recursos Naturales (ONERN). De la evapotranspiración potencial corregida o real (ETPR) se restó la precipitación obteniéndose la deficiencia o exceso de agua en el suelo.

En el cuadro 2.2, donde los promedios de temperatura máxima, mínima y media mensuales fueron 24.92, 8.79 y 16.85 °C respectivamente, la precipitación promedio total anual fue de 496.76 mm.

La temperatura fue favorable para las diferentes fases fisiológicas del cultivo, cuyo rango osciló entre 16.20 y 18.95 °C de temperatura media, los cuales son considerados como moderados para el funcionamiento del sistema fisiológico de la planta. Durante el trabajo experimental se tuvo exceso de agua en los meses de Diciembre del 2008 a Abril del 2009, y en el resto de meses un déficit.

Figura 2.1. Diagrama Ombrotérmico: Temperatura vs Precipitación y Balance Hídrico



2.4. SOLUCIÓN NATURAL DE MICROORGANISMOS

Para contar con la solución de microorganismos, se procedió bajo una técnica sencilla, que consistió en colocar un frasco con 100 g de arroz cocido, cubierto con tela de nylon en una compostera del Laboratorio de Análisis del Suelo, Plantas y Aguas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, durante 14 días. Luego de este periodo se extrajo el arroz (impregnado con microorganismos), el que fue licuado y mezcló de 1 litro de melaza y 3 litros de agua (figura 2.2 y 2.3). Para obtener 93.6 litros de solución de microorganismos requerida para toda la investigación, fue necesario 23.4 litros de melaza y 70.2 litros de agua. La solución permaneció 7 días en el cilindro de plástico (capacidad 200 litros) tapado herméticamente y a través de un orificio se colocó una manguera (diámetro=8mm y longitud=1m), dirigido a una botella de plástico con agua para eliminar los gases que se formaron en el interior del cilindro.

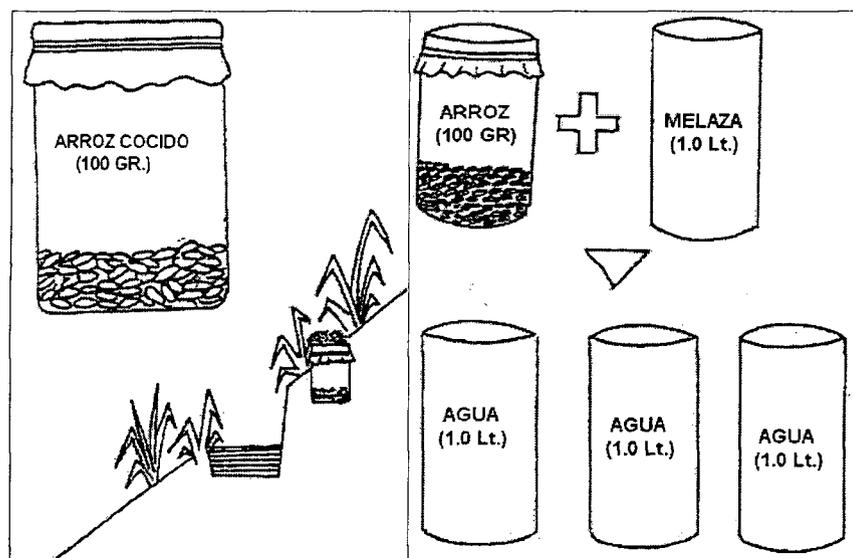
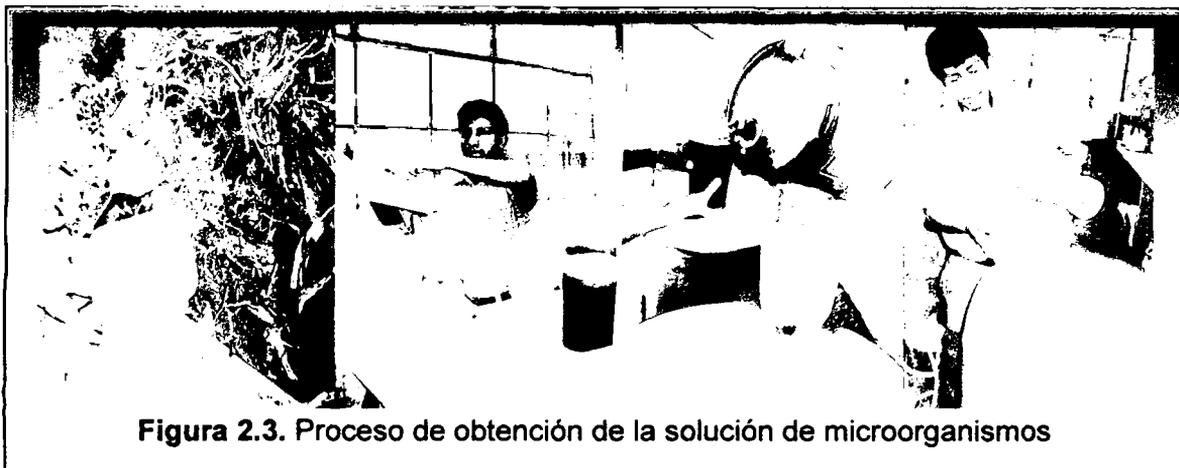


Figura 2.2. Proceso de obtención de la solución de microorganismos



2.5. GUANO DE ISLAS INCUBADO EN MICROORGANISMOS

Una vez obtenida la solución de microorganismos, se procedió a incubar el guano de islas en 5 envases (figura 2.4 y 2.5). El primero se incubó durante 5 días, el segundo durante 10 días, el tercero durante 15 días y el cuarto durante 20 días (cuadro 2.3); también se incluyó un factor que consistió en utilizar el guano de islas en su estado original (sin incubación, equivalente a 0 días de incubación).

Luego de someter el guano de islas a la acción solubilizante de los microorganismos durante diferentes periodos de incubación, se procedió a su respectivo secado al medio ambiente y bajo sombra, para su posterior aplicación a las parcelas.

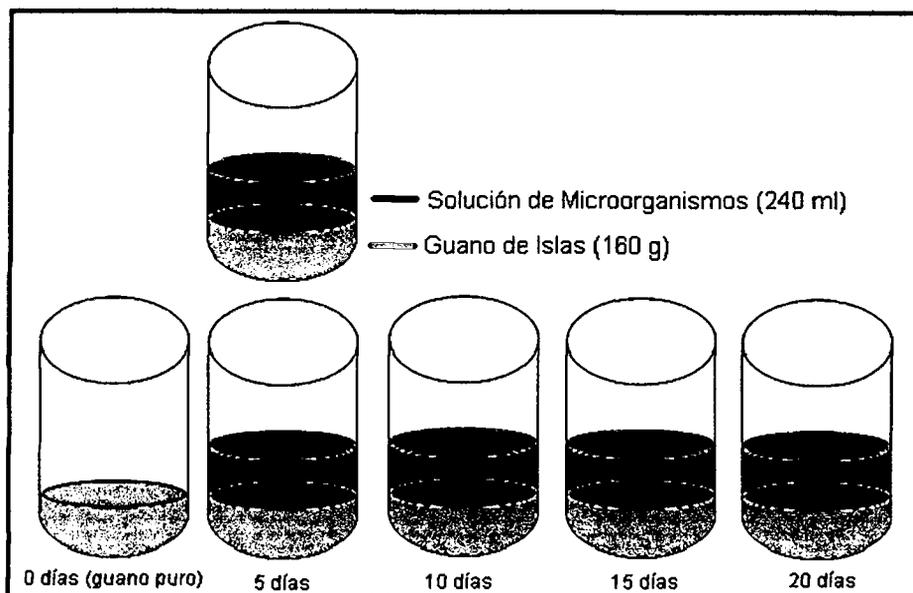


Figura 2.4. Proceso de incubación del guano de islas en solución de microorganismos.



Cuadro 2.3. Cantidad de guano de islas a incubarse y solución de microorganismos a utilizar.

Días de incubación	Cantidad de guano de islas a Incubarse			Cantidad de solución en M. a utilizar (lts)
	Cantidad/rep. (g)	Cantidad/3 rep. (g)	Cantidad total (Kg)	
0	6240.0	18720.0	18.72	0.00
5	2080.0	6240.0	6.24	9.36
10	10400.0	31200.0	31.20	46.80
15	2080.0	6240.0	6.24	9.36
20	6240.0	18720.0	18.72	28.08
TOTAL			81.12	93.60

2.6. CULTIVO

Se utilizó la variedad Blanca de Junín, es una quinua de valle, de panoja glomerulada, cuyas características según Tapia (1979) son:

- ❖ Periodo vegetativo : 180 – 200 días.
- ❖ Tipo de panoja : Glomerulada laxa.
- ❖ Altura de planta : 1.60 a 2.0 m
- ❖ Rendimiento : 2500 Kg.ha⁻¹.
- ❖ Resistente a enfermedades : Mildiu
- ❖ Granos blancos, medianos, de bajo contenido de saponina

2.7. LABORES CULTURALES

a) Preparación del terreno

Se realizó el 01 de noviembre del 2008, con la ayuda de un tractor agrícola, para dejar el terreno suelto, mullido y nivelado para la siembra. El orden de la preparación fue: aradura, rastreado, mullido y surcado del terreno a 0,8 m entre surco. Asimismo se acondicionaron las acequias y los canales de riego en la parcela.

b) Demarcación y estacado del campo experimental

Para la demarcación del campo experimental se utilizó estacas y yeso, los trazos se realizaron con la ayuda de una wincha y cordel según el croquis experimental (ver anexos).

c) Abonamiento

Se realizó el 06 de noviembre del 2008, de acuerdo a los tratamientos establecidos. La aplicación del guano de islas se hizo al fondo del surco y

cubiertos con una capa de suelo para evitar su arrastre, luego se aplicó un riego ligero.

d) Siembra

Previamente a la instalación del experimento, se realizó el análisis de germinación de semillas, con el que se determinó que 97% de semillas tiene el poder de germinar en condiciones de laboratorio.

Asimismo se desinfectó la semilla con Captan + Flutolanil (Para chupadera PM) a la dosis de 40 g/10 Kg de semilla, para evitar la chupadera fungosa, producida por hongos de los géneros *Rhizoctonia*, *Fusarium*, *Sclerotium* y *Phytium* en plántulas.

La siembra se realizó el 08 de noviembre del 2008 después del abonamiento, evitando que exista un contacto entre la semilla y el guano de islas. Se depositaron las semillas en hileras a chorro continuo a una profundidad aproximada de 2 cm, la densidad fue 10 Kg.ha⁻¹ de semilla. El área sembrada fue de 624 m², con 52 surcos distanciados a 0.8 m y 15 m de longitud.

e) Riegos

El agua de riego se aplicó de acuerdo a las necesidades del cultivo, cada 7 o 15 días, en las épocas de ausencia de lluvias. Se realizaron 10 riegos hasta los 115 días (madurez fisiológica), a partir del cual se cortó el aporte de agua de riego para inducir a la pérdida de humedad (secado de granos) antes de realizar la cosecha.

f) Raleo

El raleo se realizó a los 40 días después de la siembra cuando las plantas tenían 20 cm de altura aproximadamente, en forma manual, dejando 10 plantas por metro lineal.

g) Deshierbo

El deshierbo se realizó en forma oportuna evitando que las malezas compitan con el cultivo por agua, luz, nutrientes, y reduzcan el rendimiento del cultivo.

h) Aporque

Esta labor cultural se realizó a los 57 días después de la siembra (inicio de panojamiento). Después de efectuar el raleo y el deshierbo.

i) Control fitosanitario

Además de la chupadera fungosa, otra enfermedad que se presentó con mayor incidencia en el cultivo fue el Mildiu (*Peronospora farinosa*) para lo cual se utilizaron aplicaciones de Mancozeb + Metalaxil (Ridomil Gold 68WP) a la dosis de 1.92 Kg.ha⁻¹, a los 58 y 88 días después de la siembra.

Las plagas que atacaron al cultivo fueron los masticadores de hojas: *Diabrotica virídula* y *Epicauta Willei*. La primera plaga se controló con 3 aplicaciones de Metamidofos (Metasac Hortus 600LS) a la dosis de 1.28 litros por hectárea a los 15, 50 y 88 días después de la siembra. Para la segunda plaga se hizo el control mecánico, en forma manual.

j) Cosecha

La cosecha se realizó a los 151 días después de la siembra, cuando el cultivo alcanzó la madurez de cosecha, que se reconoció por que la planta

presenta defoliación de hojas. Luego se procedió al secado, trilla y venteado de los granos.

2.8. DISEÑO METODOLÓGICO

Diseño Experimental

Los tratamientos se diseñaron de acuerdo al Diseño 03 de Julio (D3J), para dos factores, los niveles que se emplearon en cada factor se indican en el cuadro 2.4, se plantea tomando como referencia trabajos de investigación anteriores.

Cuadro 2.4. Tiempo de incubación (días) y Nivel de guano de islas (Kg).

Nivel del factor en estudio			
Nº	X ₁ Codificado	Tiempo Incubación (Días)	Nivel de GI (Kg.ha ⁻¹)
1	-2	0	100
2	-1	5	700
3	0	10	1300
4	1	15	1900
5	2	20	2500

La estructura de los tratamientos, de acuerdo al D3J es tal como se indica en cuadro 2.5. Los tratamientos se distribuyeron en Diseño Bloque Completamente al Azar (DBCA). Cada tratamiento se repitió tres veces, de manera que el experimento contó con 39 Unidades Experimentales (13 unidades por repetición).

Análisis Estadístico

Con los resultados de las variables evaluadas, se realizaron los análisis de variancia y análisis de regresión correspondientes, utilizando la metodología descrita por Tineo (2006).

Cuadro 2.5. Estructura de tratamientos en D3J, para 2 factores

Trat.	Xi Codificado		Tiempo Incub. (días)	Nivel de GI	
	X1	X2		Kg.ha ⁻¹	g/Parcela 16 m ²
1	-2	-2	0	100	160
2	2	-2	20	100	160
3	-2	2	0	2500	4000
4	2	2	20	2500	4000
5	-2	0	0	1300	2080
6	-1	0	5	1300	2080
7	1	0	15	1300	2080
8	2	0	20	1300	2080
9	0	-2	10	100	160
10	0	-1	10	700	1120
11	0	1	10	1900	3040
12	0	2	10	2500	4000
13	0	0	10	1300	2080

2.9. CROQUIS DEL CAMPO EXPERIMENTAL

Unidad experimental

Cada unidad experimental tuvo dimensiones de 3.2 m de ancho por 5.0 m de largo, dentro de ello se tuvo 4 surcos, los que estuvieron separados a 0.8 m. Se evaluaron los 2 surcos centrales de cada unidad experimental (Ver Anexos).

Características del campo experimental

a) Parcelas

- ❖ Ancho : 3.2 m
- ❖ Largo : 5.0 m
- ❖ Área : 16.0 m²
- ❖ N° de surcos : 04

❖ N° de plantas/surco : 50 plantas

b) Bloque

❖ N° de bloques : 03 bloques

❖ Largo de bloque : 41.6 m

❖ Ancho de Bloque : 5.0 m

❖ Área de bloque : 208.0 m²

c) Calles

❖ N° total de calle : 2

❖ Largo de calle : 41.6 m

❖ Ancho de calle : 1.0 m

❖ Área de calle : 41.6 m²

d) Campo experimental

❖ Largo : 41.6 m

❖ Ancho : 17.0 m

❖ Área efectiva del experimento : 624.0 m²

❖ Área total : 707.2 m²

2.10. CRITERIOS DE EVALUACIÓN

a) Productividad

Altura de planta (cm)

Se midió 10 plantas muestreadas al azar de los surcos centrales de cada unidad experimental, con la wincha graduada en cm desde el cuello del tallo hasta el ápice de la panoja, en el momento de la madurez fisiológica.

Longitud de panoja (cm)

Se evaluó 10 plantas de los surcos centrales tomadas al azar, se midió desde la base hasta el ápice de la panoja en el momento de la madurez fisiológica de cada unidad experimental.

Peso de panoja (g)

Se cosechó 10 panojas en madurez de cosecha de los surcos centrales y se pesaron en la balanza de precisión. Luego se obtuvo el promedio por panoja.

Diámetro de tallo (cm)

Se midió el diámetro del tallo a 10 cm del nivel del suelo en 10 plantas al azar de los surcos centrales de cada tratamiento. Luego se obtuvo el promedio por tallo.

Rendimiento de grano (Kg.ha⁻¹)

Luego de la trilla, venteado y secado se pesó la totalidad de granos de cada unidad experimental con una balanza de precisión con aproximación de 5 gramos. Luego se dedujo para una hectárea.

Peso de 1000 semillas (g)

Se pesó 4 muestras de 100 semillas maduras y secas tomadas al azar de cada tratamiento en estudio en una balanza analítica y se dedujo para 1000 semillas.

Diámetro de grano (mm)

Se midió al azar 10 semillas de cada tratamiento, después del secado de los granos, utilizando para la medición un micrómetro que tuvo una precisión de 0.05 mm, luego se calculó el promedio para cada tratamiento.

b) Estados fenológicos

Días de formación de panoja

Se registró los días transcurridos a partir de la siembra, cuando más del 50% de plantas de la parcela, iniciaron con la formación de la panoja principal.

Días a la floración

Se registró los días transcurridos a partir de la siembra, cuando más del 50% de plantas presentaron panojas con flores abiertas (Antesis).

Días a la madurez fisiológica

Se registró los días transcurridos cuando más del 50% de los granos de las panojas de 10 plantas muestras, presentaron resistencia al ser presionado con las uñas.

Días a la madurez de cosecha

Se registró los días transcurridos cuando más del 50% de las plantas presentaron defoliación de hojas y amarillamiento de tallos.

c) Determinación de la solubilidad de P_2O_5 - K_2O en el guano de islas

Pasado los respectivos periodos (días) de incubación del guano de islas, se realizaron el análisis químico, en el que se determinó la cantidad de P_2O_5 y K_2O total, así como P_2O_5 disponible del abono por el efecto de la solución de microorganismos.

d) Determinación del mérito económico

La rentabilidad del cultivo de quinua variedad Blanca de Junín, se determinó en base a los beneficios actualizados y el costo de producción, de acuerdo a la siguiente fórmula.

$$R = \left\{ \frac{\text{Beneficio Actualizado}}{\text{Costo de Producción}} \right\} \times 100$$

III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 ALTURA DE PLANTA (cm)

El cuadro 01 del anexo muestra los resultados de la altura de planta del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 117.73 cm con el tratamiento 100 KgGI.ha⁻¹/incub.10 días hasta 171.24 cm con el tratamiento 2500 KgGI.ha⁻¹/incub. 20 días.

El cuadro 3.1 de ANVA informa que los tratamientos tuvieron influencia altamente significativa en la altura de las plantas de quinua.

Cuadro 3.1. Análisis de variancia para la altura de las plantas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
Tratamiento	12	12800.623	1066.71858	17.64	< .0001 **
Error	26	1572.197	60.46911		
Total	38	14372.820			

C.V. = 5.39%

Para determinar el orden de la influencia de los tratamientos se aplicó la prueba de Duncan (cuadro 3.2). Esta prueba muestra que las mayores alturas de planta se lograron de manera altamente significativa con los aportes de 2500 KgGI.ha⁻¹/incub. 20 días (171.24 cm), 1300 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días (166.17 cm), 1300 KgGI.ha⁻¹/incub. 20 días (160.11 cm) y 2500 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días (159.98 cm). Un grupo de alturas intermedias que puede resultar importante, por efecto de las dosis de guano de islas incubado, tiene alturas que variaron entre 153.18, 151.37, 150.51 y 147.62 cm las cuales no difieren estadísticamente, al cual se podría incorporar a 1300 KgGI.ha⁻¹/sin incubar y 700 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días que indujeron alturas de 131.49 y 128.92 cm.

Cuadro 3.2. Prueba de Duncan para la altura promedio de la planta en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamiento	Niveles de guano de islas y tiempo de incubación	Altura de planta en quinua (cm)	Significación de Duncan
T4	2500 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 20 días	171.24	a
T13	1300 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 10 días	166.17	a b
T8	1300 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 20 días	160.11	a b c
T12	2500 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 10 días	159.98	a b c
T7	1300 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 15 días	153.18	b c
T3	2500 KgGI.ha ⁻¹ /sin incubar	151.37	c
T11	1900 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 10 días	150.51	c
T6	1300 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 5 días	147.62	c
T5	1300 KgGI.ha ⁻¹ /sin incubar	131.49	d
T10	700 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 10 días	128.92	d
T2	100 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 20 días	119.43	d
T1	100 KgGI.ha ⁻¹ /sin incubar	118.53	d
T9	100 KgGI.ha ⁻¹ /incub. 10 días	117.73	d

Estos resultados de ameritación de influencias del GI incubado, indica una buena correlación entre dosis de GI y tiempo de incubación, en el sentido de

que a mayor dosis y mayor tiempo de incubación se producen mayores alturas o por lo menos esa es la tendencia. De igual modo, se comprueba evidentemente que los microorganismos influyen de manera importante en el mejoramiento del GI en sus efectos sobre el crecimiento de las plantas de quinua.

En un ensayo de abonamiento de quinua Blanca de Junín con $7.5 \text{ tn}\cdot\text{ha}^{-1}$ de estiércol ovino en Canaán a 2750 msnm, Palomino (22) obtuvo una altura de planta de 158.6 cm y cuando la dosis aumentó a $15.0 \text{ tn}\cdot\text{ha}^{-1}$ la altura de planta llegó a 190.0 cm. Por su parte, Trucios (32), en el distrito de Yauli a 3800 msnm fertilizando el terreno con 80-60-00 de NPK, obtuvo una altura de 124.0 cm. Las alturas de planta alcanzados con el presente trabajo variaron entre 117.73 cm y 171.24 cm; las diferencias de altura observados en distintos lugares se debe a las diversas condiciones de cultivo.

El análisis de regresión (cuadro 3.3 y 3.4) para estimar la influencia del tiempo de incubación (X_1) y el nivel de guano de islas incubado (X_2), en las alturas de planta del cultivo de quinua, muestra alta significación estadística para los componentes lineales de ambos factores. Referente a los componentes cuadráticos, muestra alta significación estadística para el factor (X_2) y no significativo para el factor (X_1), indicándonos que el tiempo de incubación no tiene mucha influencia en esta variable evaluada; en cambio, el nivel de guano de islas incubado sí tuvo influencia importante en la altura de planta; de este modo podría determinarse el nivel de guano de islas que maximice la altura de las plantas de quinua.

Cuadro 3.3. Análisis de regresión para la altura de plantas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
X ₁	1	1256.173338	1256.173338	13.17	0.0010 **
X ₂	1	8749.881755	8749.881755	91.71	<.0001 **
X ₁₁	1	9.686139	9.686139	0.10	0.7520 NS
X ₂₂	1	827.698899	827.698899	8.68	0.0059 **
X ₁ X ₂	1	269.516408	269.516408	2.82	0.1023 NS

Cuadro 3.4. Coeficientes de regresión polinomial para la altura de plantas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Parámetro	Valor Estimado	T para Ho: Parámetro = 0	Error estándar del valor estimado	Pr > T
Intercepto	149.9511	57.36	2.6140	<.0001 **
X ₁	4.0131	3.63	1.1060	0.0010 **
X ₂	10.5914	9.58	1.1060	<.0001 **
X ₁₁	-0.2744	-0.32	0.8613	0.7520 NS
X ₂₂	-2.5369	-2.95	0.8613	0.0059 **
X ₁ X ₂	1.1848	1.68	0.7049	0.1023 NS

Considerando el modelo polinomial (superficie de respuesta):

$$Y = 149.9511 + 4.0131 X_1 + 10.5914 X_2 - 0.2744 X_1^2 - 2.5369 X_2^2 + 1.1848 X_1 X_2$$

El gráfico de superficie de respuesta sería el siguiente (Grafico 3.1):

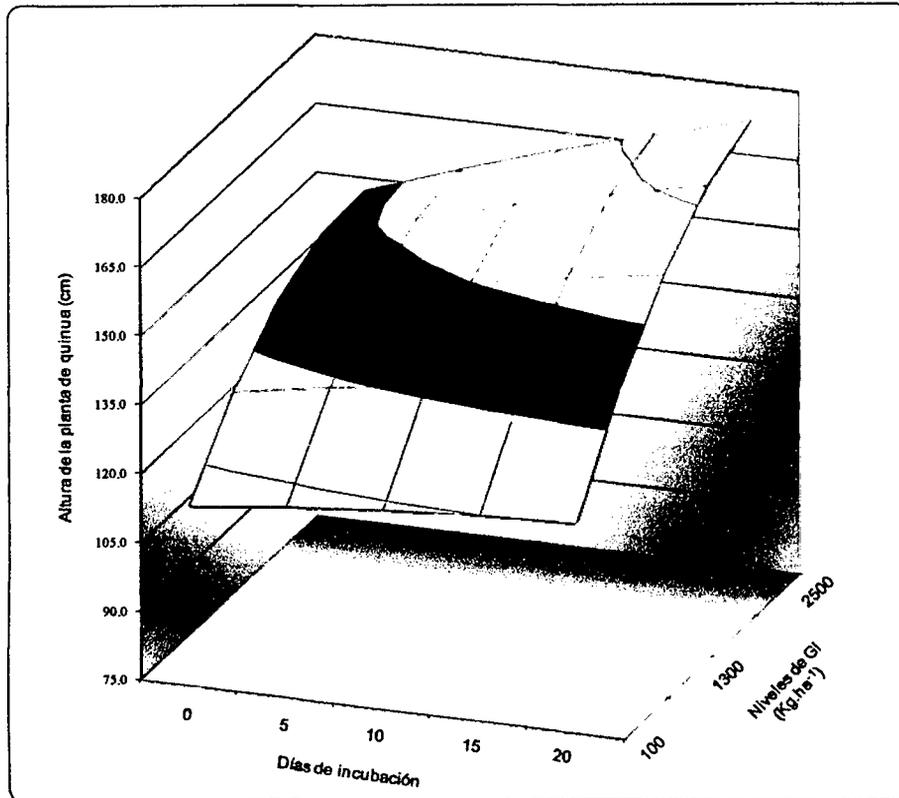


Gráfico 3.1. Superficie de respuesta para la altura de plantas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Para un análisis en forma independiente de ambos factores, se tendrían los modelos siguientes:

$$Y = 149.9511 + 4.0131 X_1 \quad (1): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 149.9511 + 10.5914 X_2 \quad (2): \text{ nivel de guano de islas}$$

Estos modelos luego de descodificarse se transforman en los modelos reales siguientes:

$$Y = 141.93 + 0.803D \quad (3): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 127.003 + 0.018Q \quad (4): \text{ nivel de guano de islas}$$

20 días (70.10 cm), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (67.42 cm), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (65.50 cm) y 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 15 días (64.30 cm), ocupando los primeros lugares y sin existir diferencias estadísticas entre ellas.

Los resultados de ameritación de influencia del GI incubado, señala una buena correlación entre dosis de GI y tiempo de incubación, referido que, a mayor dosis y mayor tiempo de incubación se producen mayores longitudes de panoja. De esta manera, se comprueba positivamente que los microorganismos influyen de manera importante en el mejoramiento del GI en sus efectos sobre la longitud de panoja de quinua.

Cuadro 3.6. Prueba de Duncan para la longitud promedio de panoja en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamiento	Niveles de guano de islas y tiempo de incubación	Longitud de panoja (cm)	Significación de Duncan
T4	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	70.10	a
T8	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	67.42	a b
T13	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	65.50	a b
T7	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 15 días	64.30	a b c
T12	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	60.93	b c d
T3	2500 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	56.87	c d e
T6	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 5 días	55.27	d e f
T5	1300 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	52.82	d e f g
T11	1900 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	51.45	e f g h
T10	700 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	47.40	f g h
T2	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	46.43	g h
T1	100 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	44.90	g h
T9	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	43.39	h

Tapia (30), reporta que la longitud de panoja es muy variable, se pueden agrupar en pequeñas de 15 cm, medianas y grandes de hasta 70 cm. Al

respecto también Palomino (22), en un ensayo de abonamiento de quinua Blanca de Junín con 7.5 tn.ha^{-1} de estiércol ovino en Canaán a 2750 msnm, obtuvo una longitud de panoja de 49.2 cm y cuando la dosis aumentó a 15.0 tn.ha^{-1} la longitud de panoja llegó a 63.3 cm. Las longitudes de panoja alcanzados con el presente trabajo variaron entre 43.39 cm y 70.10 cm; las diferencias de longitud observados se debe a las diversas condiciones de cultivo.

El análisis de regresión (cuadro 3.7 y 3.8) para estimar la influencia del tiempo de incubación (X_1) y el nivel de guano de islas incubado (X_2), en las longitudes de panoja, muestra alta significación estadística para los componentes lineales de ambos factores. Concerniente a los componentes cuadráticos, muestra alta significación estadística para el factor (X_2) y no significativo para el factor (X_1); mostrándonos que el tiempo de incubación no tiene mucha influencia en esta variable evaluada; en cambio, el nivel de guano de islas incubado sí tuvo influencia importante en la longitud de panoja; de este modo podría determinarse el nivel de guano de islas que maximice la longitud de panoja del cultivo de quinua.

Cuadro 3.7. Análisis de regresión para la longitud de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
X_1	1	529.414155	529.414155	15.51	0.0004 **
X_2	1	1406.071396	1406.071396	41.18	<.0001 **
X_{11}	1	95.324755	95.324755	2.79	0.1042 NS
X_{22}	1	338.195763	338.195763	9.90	0.0035 **
X_1X_2	1	102.784533	102.784533	3.01	0.0921 NS

Cuadro 3.8. Coeficientes de regresión polinomial para la longitud de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Parámetro	Valor Estimado	T para Ho: Parámetro = 0	Error estándar del valor estimado	Pr > T
Intercepto	57.427533	36.72	1.563762	<.0001 **
X ₁	2.605256	3.94	0.661625	0.0004 **
X ₂	4.245769	6.42	0.661625	<.0001 **
X ₁₁	0.860929	1.67	0.515257	0.1042 NS
X ₂₂	-1.621619	-3.15	0.515257	0.0035 **
X ₁ X ₂	0.731667	1.74	0.421705	0.0921 NS

Considerando el modelo polinomial (superficie de respuesta):

$$Y = 57.4275 + 2.6053 X_1 + 4.2458 X_2 + 0.8609 X_1^2 - 1.6216 X_2^2 + 0.7317 X_1 X_2$$

El gráfico de superficie de respuesta es el siguiente:

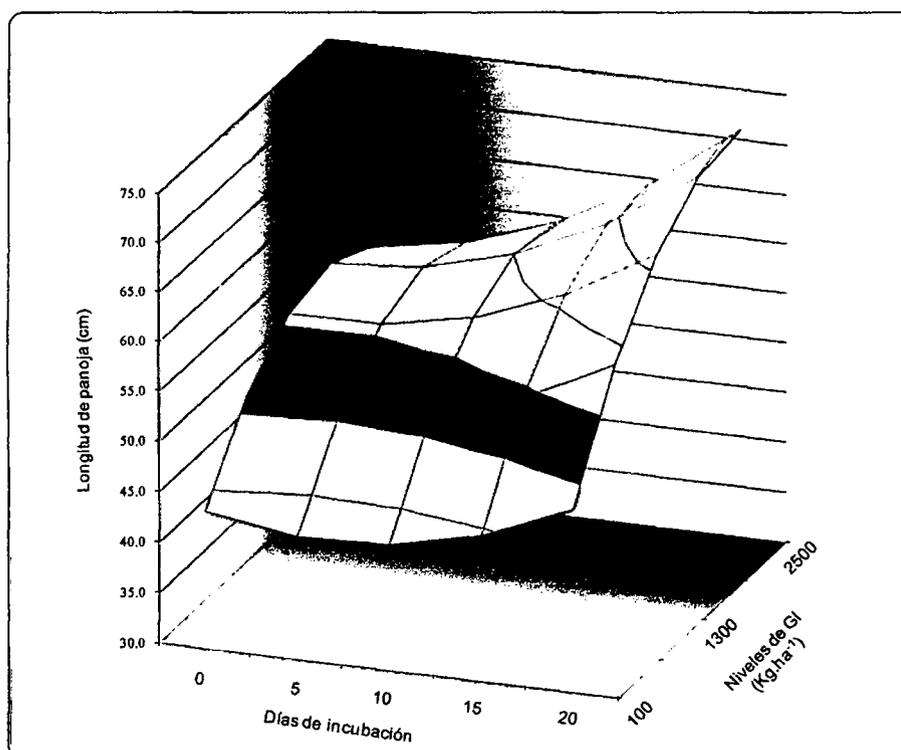


Gráfico 3.3. Superficie de respuesta para la longitud de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Para un análisis en forma independiente de ambos factores, se tendrían los modelos siguientes:

$$Y = 57.4275 + 2.6053 X_1 \quad (1): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 57.4275 + 4.2458 X_2 \quad (2): \text{ nivel de guano de islas}$$

Estos modelos luego de descodificarse se transforman en los modelos reales siguientes:

$$Y = 52.22 + 0.521D \quad (3): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 48.23 + 0.007Q \quad (4): \text{ nivel de guano de islas}$$

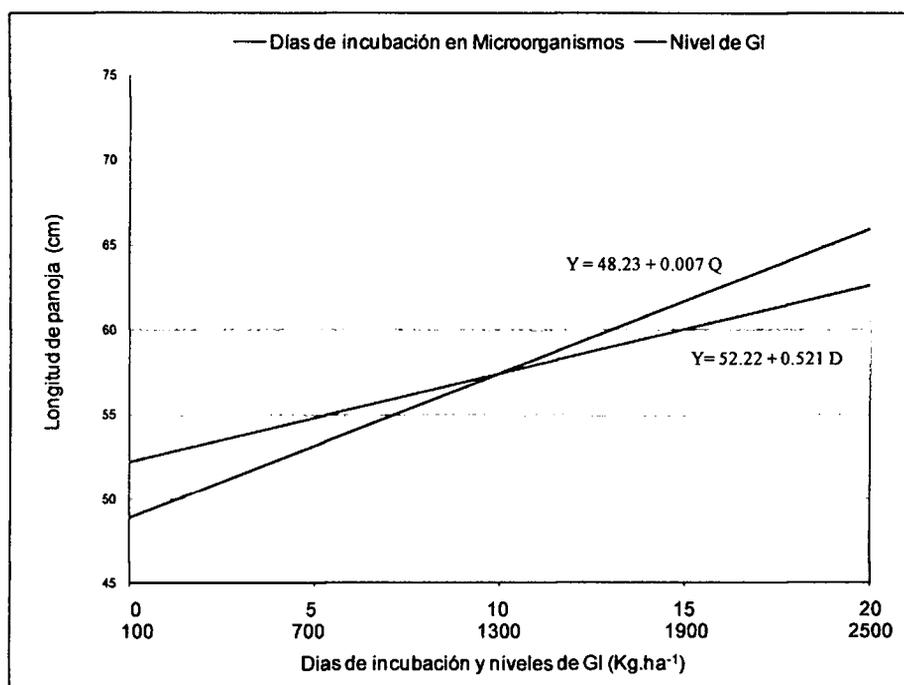


Gráfico 3.4. Correlación entre el guano de islas incubado en solución de microorganismos con la longitud de panoja en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

El gráfico 3.4 indica que el factor nivel de guano de islas tuvo más influencia en la determinación de la longitud de panoja de quinua. Por cada día de incubación del guano de islas se logró un incremento de 0.521 cm en la

longitud de panoja; esto significa que en 10 días la planta aumentó en promedio 5.21 cm de longitud. En la otra ecuación, se observa por cada 100 Kg de guano de islas aplicados se consigue un incremento de 0.7 cm en la longitud de panoja; esto demuestra que al abonarse con 700 KgGI.ha⁻¹ la longitud se habrá incrementado en 4.9 cm. Este aspecto también se comprueba en la superficie de respuesta y mucho más cuando se incluyen los días de incubación.

En el gráfico 3.3 se percibe la influencia de los días de incubación y de los niveles de guano de islas interactuando juntos en la determinación de la longitud de panoja. Del estudio de regresión se extrae que la interacción positiva ($0.7317 X_1X_2$) y el coeficiente de regresión del guano de islas ($4.2458 X_2$) condicionan a que el plano de longitudes se incline hacia el incremento de los niveles de guano, al mismo tiempo que la influencia de los días de incubación tuvieron mejor interacción con niveles mayores de GI; por ello la longitud fue significativa a mayores dosis. Las áreas de color que informa el gráfico son zonas de interacción para resultados semejantes estadísticamente, que informan de la posibilidad de lograr determinada longitud cuando varían los tiempos de incubación y los niveles de GI.

3.3 PESO DE PANOJA (g)

El cuadro 01 del anexo muestra los resultados del peso de panoja del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 19.33 g con el tratamiento 100 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días hasta 62.33 g con el tratamiento 1300 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días.

El cuadro 3.9 de ANVA informa que los tratamientos tuvieron influencia altamente significativa en el peso de panoja de quinua.

Cuadro 3.9. Análisis de variancia para el peso de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
Tratamiento	12	7530.19692	627.51641	4.10	0.0013 **
Error	26	3977.80667	152.99256		
Total	38	11508.00359			

C.V. = 27.42%

Cuadro 3.10. Prueba de Duncan para el peso promedio de panoja en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamiento	Niveles de guano de islas y tiempo de incubación	Peso de panoja de quinua (g)	Significación de Duncan
T13	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	62.33	a
T4	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	62.03	a
T8	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	60.40	a
T11	1900 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	56.60	a b
T3	2500 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	55.03	a b c
T7	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 15 días	52.57	a b c d
T12	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	50.17	a b c d
T2	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	38.83	a b c d e
T6	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 5 días	35.97	b c d e
T5	1300 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	32.20	c d e
T10	700 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	31.03	d e
T1	100 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	29.97	d e
T9	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	19.33	e

En el cuadro 3.10 de la prueba de significancia de Duncan, se percibe que los mayores pesos de panoja se lograron con los aportes de 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (62.33 g), 2500 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (62.03g), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (60.40 g), 1900 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días

(56.60 g), 2500 KgGl.ha⁻¹/sin incubar (55.03 g), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 15 días (52.57 g), 2500 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (50.17 g) y 100 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (38.83 g) las cuales son estadísticamente semejantes, pero difieren de manera significativa con los demás tratamientos, aunque con 3 ó 20 g de diferencia.

Estos resultados de ameritación de influencias del GI incubado, indica una buena correlación entre dosis de GI y tiempo de incubación, en el sentido de que a mayor dosis y mayor tiempo de incubación se producen mayores pesos de panoja o por lo menos esa es la tendencia.

El análisis de regresión (cuadro 3.11 y 3.12) para estimar la influencia del tiempo de incubación (X_1) y el nivel de guano de islas incubado (X_2), en los pesos de panoja, muestra significación estadística para el componente lineal del factor (X_1) y altamente significativo para el factor (X_2). Referido a los componentes cuadráticos muestra no significativo para ambos factores; de este modo no podría determinarse el tiempo de incubación y nivel de guano de islas que maximice el peso de panoja de quinua.

Cuadro 3.11. Análisis de regresión para el peso de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
X_1	1	1265.66205	1265.66205	7.04	0.0121 *
X_2	1	3896.56013	3896.56013	21.69	<.0001 **
X_{11}	1	148.84318	148.84318	0.83	0.3693 NS
X_{22}	1	357.95688	357.95688	1.99	0.1674 NS
X_1X_2	1	2.61333	2.61333	0.01	0.9047 NS

Cuadro 3.12. Coeficientes de regresión polinomial para el peso de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Parámetro	Valor Estimado	T para Ho: Parámetro = 0	Error estándar del valor estimado	Pr > T
Intercepto	46.29788	12.91	3.58699	<.0001 **
X ₁	4.02821	2.65	1.51765	0.0121 *
X ₂	7.06795	4.66	1.51765	<.0001 **
X ₁₁	1.07579	0.91	1.18191	0.3693 NS
X ₂₂	-1.66832	-1.41	1.18191	0.1674 NS
X ₁ X ₂	-0.11667	-0.12	0.96731	0.9047 NS

Considerando el modelo polinomial (superficie de respuesta):

$$Y = 46.2979 + 4.0282X_1 + 7.0680X_2 + 1.0758X_1^2 - 1.6683X_2^2 - 0.1167X_1 X_2$$

El gráfico de superficie de respuesta es el siguiente:

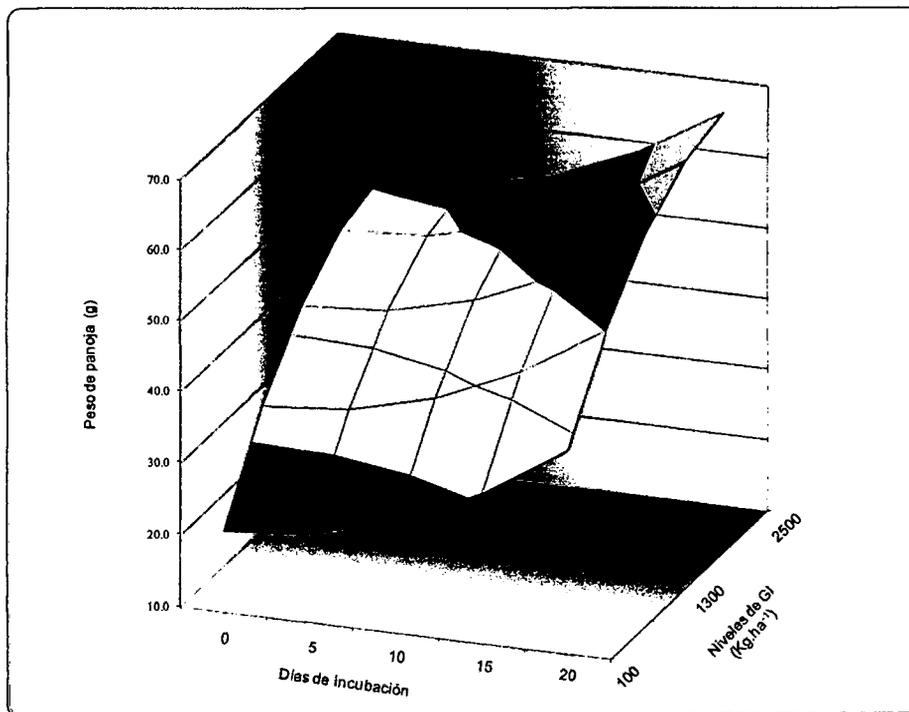


Gráfico 3.5. Superficie de respuesta para el peso de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Para un análisis en forma independiente de ambos factores, se tendrían los modelos siguientes:

$$Y = 46.2979 + 4.0282X_1 \quad (1): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 46.2979 + 7.0680X_2 \quad (2): \text{ nivel de guano de islas}$$

Estos modelos luego de descodificarse se transforman en los modelos reales siguientes:

$$Y = 38.24 + 0.806D \quad (3): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 30.98 + 0.012Q \quad (4): \text{ nivel de guano de islas}$$

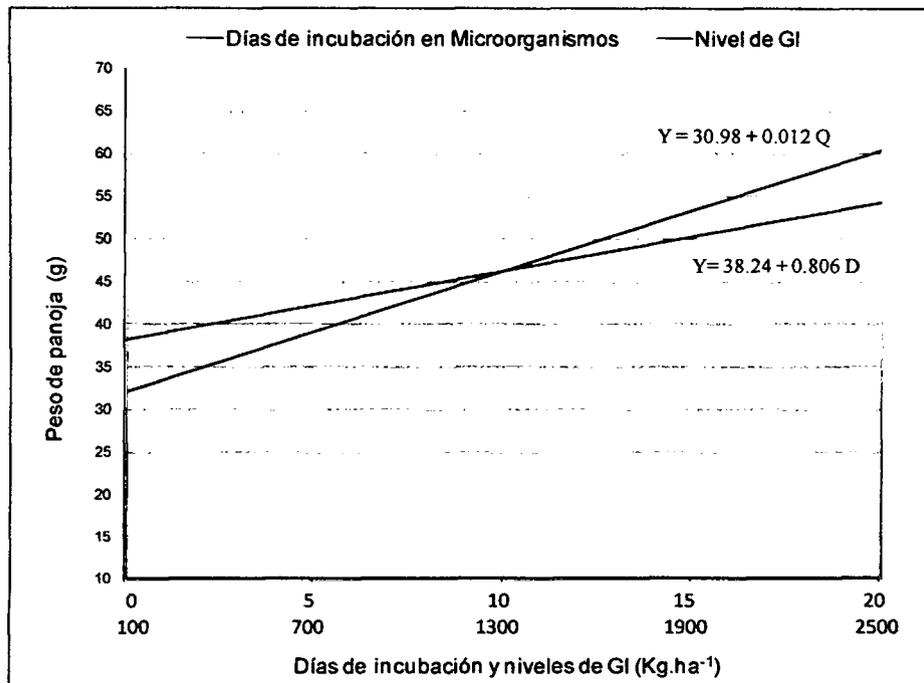


Gráfico 3.6. Correlación entre el guano de islas incubado en solución de microorganismos con el peso de panoja en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

De acuerdo al gráfico 3.6 el factor nivel de guano de islas tuvo más influencia en la determinación del peso de panoja. Por cada día de incubación del guano de islas se logró un incremento de 0.806 g en el peso de panoja; esto significa que en 10 días la planta aumentó en promedio 8.06 g de peso.

En la otra ecuación, se observa que por cada 100 Kg de guano de islas aplicados se consigue un incremento de 1.2 g en el peso de panoja; esto demuestra que al abonarse con 700 KgGI.ha^{-1} el peso se habrá incrementado en 8.4 g. Este aspecto también se comprueba en la superficie de respuesta y mucho más cuando se incluyen los días de incubación.

En el gráfico 3.5 se observa la influencia de los días de incubación y de los niveles de guano de islas interactuando juntos en la determinación del peso de panoja. Del estudio de regresión se extrae que la interacción negativa ($0.1167X_1X_2$) y el coeficiente de regresión del guano de islas ($7.0680X_2$) condicionan a que el plano de pesos de panoja se incline hacia el incremento de los niveles de guano, al mismo tiempo que la influencia de los días de incubación tuvieron mejor interacción con niveles mayores de GI; por ello el peso fue significativa a mayores dosis. Las áreas de color que informa el gráfico son zonas de interacción para resultados semejantes estadísticamente, que informan de la posibilidad de lograr determinado peso de panoja cuando varían los tiempos de incubación y los niveles de GI.

3.4 DIÁMETRO DE TALLO (cm)

El cuadro 02 del anexo presenta los resultados del diámetro de tallo del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 0.687 cm con el tratamiento $100 \text{ KgGI.ha}^{-1}/\text{incub. 20 días}$ hasta 1.117 cm con el tratamiento $1300 \text{ KgGI.ha}^{-1}/\text{incub. 10 días}$.

El cuadro 3.13 de ANVA informa que los tratamientos tuvieron influencia altamente significativa en el diámetro de tallo de quinua.

Cuadro 3.13. Análisis de variancia para el diámetro de tallo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
Tratamiento	12	0.570667	0.047556	8.67	< .0001 **
Error	26	0.142533	0.005482		
Total	38	0.713200			

C.V. = 8.23 %

La prueba de significancia de Duncan que se presenta en el cuadro 3.14 indica que los mayores diámetros de tallo se lograron con los aportes de 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (1.117 cm) y 2500 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (1.013 cm) no difieren estadísticamente, pero si con los demás tratamientos. Los resultados de ameritación de influencias del Gl incubado, indica una buena correlación entre dosis de Gl y tiempo de incubación, en el sentido de que a mayor dosis y mayor tiempo de incubación se producen mayores diámetros de tallo o por lo menos esa es la tendencia.

En un ensayo de fertilización de quinua Blanca de Junín con 100-60-40 de NPK en Manallasacc a 3640 msnm, De la Cruz (8) obtuvo un diámetro de tallo de 0.967 cm y cuando la dosis aumentó a 150-90-60 de NPK el diámetro llegó a 1.025 cm. De la misma forma Palomino (22), en Canaán a 2750 msnm abonando el terreno con 7.5 tn.ha⁻¹ de estiércol ovino obtuvo un diámetro de tallo de 1.10 cm y cuando la dosis aumentó a 15.0 tn.ha⁻¹ el diámetro llegó a 2.10 cm. Los diámetros de tallo obtenidos con el presente trabajo variaron entre 0.687 cm y 1.117 cm; las diferencias de diámetro de tallo observados en distintos lugares se debe a las diversas condiciones de cultivo.

Cuadro 3.14. Prueba de Duncan para el diámetro promedio de tallo en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamiento	Niveles de guano de islas y tiempo de incubación	Diámetro de tallo de quinua (cm)	Significación de Duncan
T13	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	1.117	a
T4	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	1.013	a b
T12	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	0.983	b c
T3	2500 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	0.977	b c
T7	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 15 días	0.970	b c
T6	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 5 días	0.960	b c
T8	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	0.940	b c
T11	1900 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	0.920	b c
T5	1300 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	0.853	c d
T10	700 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	0.780	d e
T1	100 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	0.753	d e
T9	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	0.747	d e
T2	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	0.687	e

El análisis de regresión (cuadro 3.15 y 3.16) para estimar la influencia del tiempo de incubación (X_1) y el nivel de guano de islas incubado (X_2), en los diámetros de tallo, muestra alta significación estadística para el componente lineal del factor (X_2) y no significativo para el componente lineal del factor (X_1). Respecto a los componentes cuadráticos, muestra significación estadística para el factor (X_2) y no significativo para el factor (X_1), indicándonos que el tiempo de incubación no tiene mucha influencia en esta variable evaluada; en cambio, el nivel de guano de islas incubado sí tuvo influencia en el diámetro de tallo; de este modo podría determinarse el nivel de guano de islas que maximice el diámetro de tallo de quinua.

Cuadro 3.15. Análisis de regresión para el diámetro de tallo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
X ₁	1	0.001755	0.001755	0.20	0.6552 NS
X ₂	1	0.338713	0.338713	39.20	<.0001 **
X ₁₁	1	0.006304	0.006304	0.73	0.3992 NS
X ₂₂	1	0.057895	0.057895	6.70	0.0142 *
X ₁ X ₂	1	0.008008	0.008008	0.93	0.3427 NS

Cuadro 3.16. Coeficientes de regresión polinomial para el diámetro de tallo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Parámetro	Valor Estimado	T para Ho: Parámetro = 0	Error estándar del valor estimado	Pr > T
Intercepto	0.956437	38.45	0.024876	<.0001 **
X ₁	0.004744	0.45	0.010525	0.6552 NS
X ₂	0.065897	6.26	0.010525	<.0001 **
X ₁₁	-0.007001	-0.85	0.008197	0.3992 NS
X ₂₂	-0.021217	-2.59	0.008197	0.0142 *
X ₁ X ₂	0.006458	0.96	0.006708	0.3427 NS

Considerando el modelo polinomial (superficie de respuesta):

$$Y = 0.9564 + 0.0047X_1 + 0.0659X_2 - 0.0070X_1^2 - 0.0212X_2^2 + 0.0065X_1X_2$$

El gráfico de Superficie de respuesta es el siguiente:

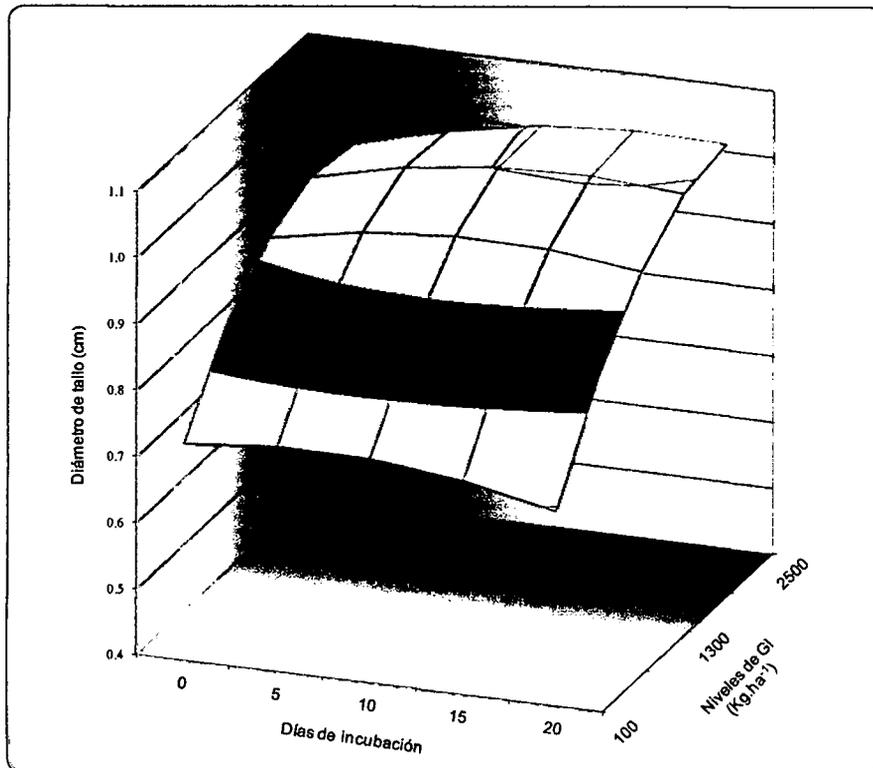


Gráfico 3.7. Superficie de respuesta para el diámetro de tallo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Para un análisis en forma independiente de ambos factores, se tendrían los modelos siguientes:

$$Y = 0.9564 + 0.0047X_1 \quad (1): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 0.9564 + 0.0659X_2 \quad (2): \text{ nivel de guano de islas}$$

Estos modelos luego de descodificarse se transforman en los modelos reales siguientes:

$$Y = 0.94695 + 0.00095D \quad (3): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 0.81366 + 0.00011Q \quad (4): \text{ nivel de guano de islas}$$

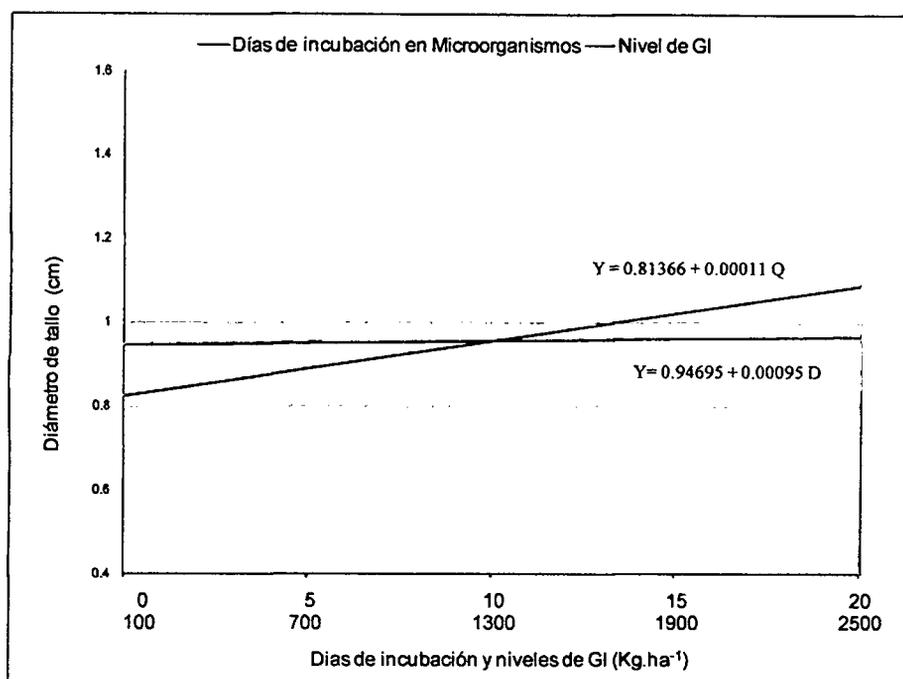


Gráfico 3.8. Correlación entre el guano de islas incubado en solución de microorganismos con el diámetro de tallo en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

En el gráfico 3.8 se observa que el factor nivel de guano de islas tuvo más influencia en la determinación del diámetro de tallo. Por cada día de incubación del guano de islas se logró un incremento de 0.00095 cm en el diámetro de tallo; esto significa que en 10 días la planta aumentó en promedio 0.0095 cm de diámetro. En la otra ecuación, se observa que por cada 100 Kg de guano de islas aplicados se consigue un incremento de 0.011 cm en el diámetro de tallo; esto indica que al abonarse con 700 KgGI.ha⁻¹ el diámetro se habrá incrementado en 0.077 cm. Este aspecto también se comprueba en la superficie de respuesta.

De acuerdo al gráfico 3.7 se distingue la influencia de los niveles de guano de islas más que los días de incubación en la determinación del diámetro de tallo. Del estudio de regresión se extrae que la interacción positiva (0.0065X₁X₂) y el coeficiente de regresión del guano de islas (0.0659X₂)

KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (3846.9 Kg.ha⁻¹), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (3826.1 Kg.ha⁻¹) y 2500 KgGl.ha⁻¹/sin incubar (3620.9 Kg.ha⁻¹). Un grupo de rendimientos de quinua que puede resultar importante, por efecto de las dosis de guano de islas incubado, tiene rendimientos que variaron entre 3258.4, 3141.7, 3063.6, 2664.6, 2508.3, 2224.0, 2066.7, 1799.0 y 1643.8 Kg.ha⁻¹ las cuales no difieren estadísticamente.

Estos resultados de ameritación de influencias del GI incubado, indica una buena correlación entre dosis de GI y tiempo de incubación, en el sentido de que a mayor dosis y mayor tiempo de incubación se producen mayores rendimientos de quinua o por lo menos esa es la tendencia.

Cuadro 3.18. Prueba de Duncan para el rendimiento promedio en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamiento	Niveles de guano de islas y tiempo de incubación	Rendimiento del grano en quinua (Kg.ha ⁻¹)	Significación de Duncan
T4	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	4047.9	a
T12	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	3846.9	a b
T8	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	3826.1	a b
T3	2500 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	3620.9	a b c
T11	1900 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	3258.4	b c d
T13	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	3141.7	b c d e
T7	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 15 días	3063.6	c d e
T6	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 5 días	2664.6	d e f
T5	1300 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	2508.3	e f g
T2	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	2224.0	f g h
T10	700 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	2066.7	f g h
T1	100 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	1799.0	g h
T9	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	1643.8	h

Tapia (30), manifiesta que el rendimiento de quinua, variedad Blanca de Junín, varía mucho según el nivel de fertilización, pudiendo obtenerse hasta

2500 Kg.ha⁻¹, con niveles de 80-40-00 de NPK. Por su parte Palomino (22), en un ensayo de abonamiento con 7.5 tn.ha⁻¹ de estiércol ovino en Canaán a 2750 msnm obtuvo un rendimiento de 2588.8 Kg.ha⁻¹ y cuando la dosis aumentó a 15.0 tn.ha⁻¹ el rendimiento llegó a 4694.0 Kg.ha⁻¹. Del mismo modo Trucios (32), en el distrito de Yauli a 3800 msnm fertilizando el terreno con 80-60-00 de NPK, obtuvo un rendimiento de 4196.8 Kg.ha⁻¹. Los rendimientos de quinua alcanzados con el presente trabajo variaron entre 1643.8 Kg.ha⁻¹ y 4047.9 Kg.ha⁻¹; las diferencias de rendimiento observados en distintos lugares se debe a las diversas condiciones de cultivo.

El análisis de regresión (cuadro 3.19 y 3.20) para estimar la influencia del tiempo de incubación (X_1) y el nivel de guano de islas incubado (X_2), en los rendimientos de quinua, muestra alta significación estadística para los componentes lineales de ambos factores y no significativo para los componentes cuadráticos del primer y segundo factor, indicándonos que el tiempo de incubación y el nivel de guano de islas incubado sí tuvo influencia importante en el rendimiento; Asimismo no podría determinarse el tiempo de incubación y nivel de guano de islas que maximice el rendimiento de quinua.

Cuadro 3.19. Análisis de regresión para el rendimiento de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
X_1	1	2590847.78	2590847.78	15.32	0.0004 **
X_2	1	19170206.33	19170206.33	113.39	<.0001 **
X_{11}	1	535550.91	535550.91	3.17	0.0843 NS
X_{22}	1	279185.88	279185.88	1.65	0.2077 NS
X_1X_2	1	3.20	3.20	0.00	0.9965 NS

Cuadro 3.20. Coeficientes de regresión polinomial para el rendimiento de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Parámetro	Valor Estimado	T para Ho: Parámetro = 0	Error estándar del valor estimado	Pr > T
Intercepto	2865.02299	26.04	110.03607	<.0001 **
X ₁	182.25256	3.91	46.55609	0.0004 **
X ₂	495.75385	10.65	46.55609	<.0001 **
X ₁₁	64.53053	1.78	36.25674	0.0843 NS
X ₂₂	-46.59202	-1.29	36.25674	0.2077 NS
X ₁ X ₂	0.12917	0.0	29.67381	0.9966 NS

Considerando el modelo polinomial (superficie de respuesta):

$$Y = 2865.023 + 182.253 X_1 + 495.754X_2 + 64.531X_1^2 - 46.592X_2^2 + 0.129 X_1X_2$$

El gráfico de superficie de respuesta es el siguiente:

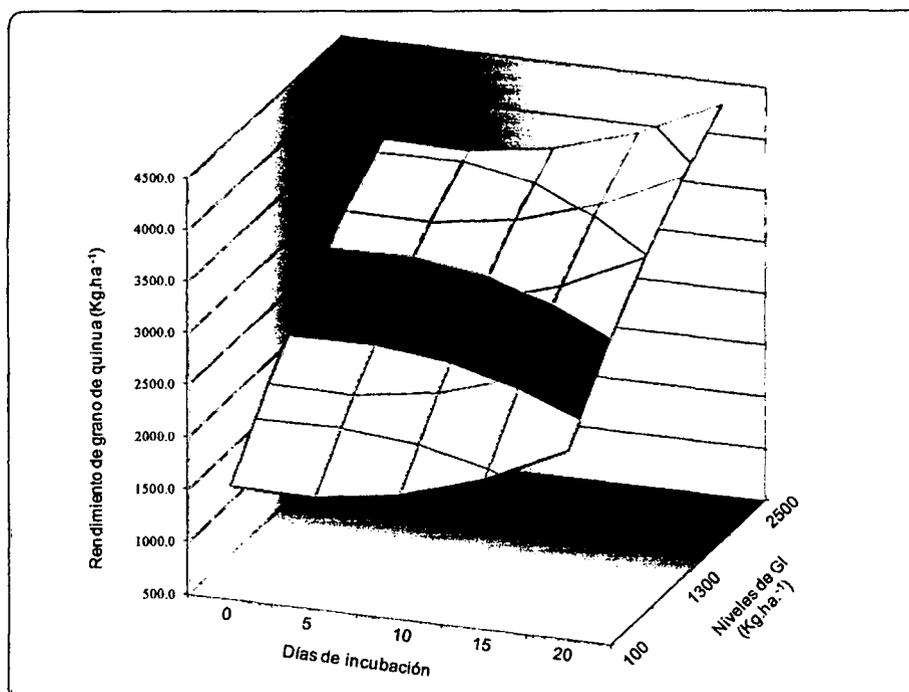


Gráfico 3.9. Superficie de respuesta para el rendimiento de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Para un análisis en forma independiente de ambos factores, se tendrían los modelos siguientes:

$$Y = 2865.023 + 182.253 X_1 \quad (1): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 2865.023 + 495.754 X_2 \quad (2): \text{ nivel de guano de islas}$$

Estos modelos luego de descodificarse se transforman en los modelos reales siguientes:

$$Y = 2500.52 + 36.451 D \quad (3): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 1790.89 + 0.826 Q \quad (4): \text{ nivel de guano de islas}$$

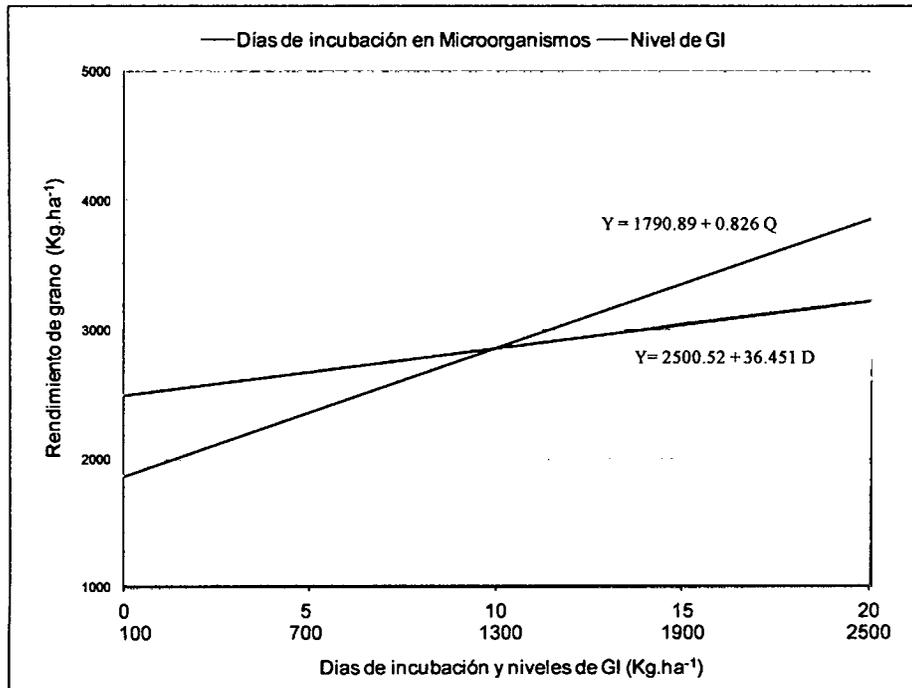


Gráfico 3.10. Correlación entre el guano de islas incubado en solución de microorganismos con el rendimiento de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

De acuerdo al gráfico 3.10 el factor nivel de guano de islas tuvo más influencia en la determinación del rendimiento de quinua. Por cada día de incubación del guano de islas se logró un incremento de 36.45 Kg.ha⁻¹ en el rendimiento; esto significa que en 10 días el cultivo aumentó en promedio

364.5 Kg.ha⁻¹ de rendimiento. En la otra ecuación, se observa que por cada 100 Kg de guano de islas aplicados se consigue un incremento de 82.6 Kg.ha⁻¹ en el rendimiento; esto demuestra que al abonarse con 700 KgGI.ha⁻¹ el rendimiento se habrá incrementado en 578.2 Kg.ha⁻¹, lo cual es bastante significativo. Este aspecto también se comprueba en la superficie de respuesta y mucho más cuando se incluyen los días de incubación.

En el gráfico 3.9 se observa la influencia de los días de incubación y de los niveles de guano de islas interactuando juntos en la determinación del rendimiento de quinua. Del estudio de regresión se extrae que la interacción positiva (0.129 X₁X₂) y el alto coeficiente de regresión del guano de islas (495.754X₂) condicionan a que el plano de rendimientos se incline hacia el incremento de los niveles de guano, al mismo tiempo que la influencia de los días de incubación tuvieron mejor interacción con niveles mayores de GI; por ello el rendimiento fue significativa a mayores dosis. Las áreas de color que informa el gráfico son zonas de interacción para resultados semejantes estadísticamente, que informan de la posibilidad de lograr determinado rendimiento de quinua cuando varían los tiempos de incubación y los niveles de guano de islas.

3.6. PESO DE 1000 SEMILLAS (g)

El cuadro 03 del anexo muestra los resultados del peso de 1000 semillas, que varía desde 2.556 g con el tratamiento 100 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días hasta 3.002 g con el tratamiento 2500 KgGI.ha⁻¹/incub. 20 días.

El cuadro 3.21 de ANVA informa que los tratamientos tuvieron influencia altamente significativa en el peso de 1000 semillas de quinua.

Cuadro 3.21. Análisis de variancia para el peso de 1000 semillas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
Tratamiento	12	0.861426	0.071785	4.53	0.0006 **
Error	26	0.412278	0.015857		
Total	38	1.273703			

C.V. = 4.53 %

La prueba de significancia de Duncan que se presenta en el cuadro 3.22 indica que los mayores pesos de 1000 semillas se lograron con los aportes de 2500 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (3.002 g), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (2.998 g), 2500 KgGl.ha⁻¹/sin incubar (2.972 g), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (2.884 g), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 15 días (2.831 g), 1900 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (2.826 g) y 2500 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (2.798 g) son estadísticamente semejantes, pero difieren de manera significativa con los demás tratamientos.

Cuadro 3.22. Prueba de Duncan para el peso promedio de 1000 semillas en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamiento	Niveles de guano de islas y tiempo de incubación	Peso de 1000 semillas (g)	Significación de Duncan
T4	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	3.002	a
T8	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	2.998	a
T3	2500 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	2.972	a
T13	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	2.884	a b
T7	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 15 días	2.831	a b c
T11	1900 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	2.826	a b c
T12	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	2.798	a b c
T2	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	2.718	b c d
T10	700 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	2.676	b c d
T6	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 5 días	2.656	b c d
T5	1300 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	2.636	c d
T1	100 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	2.589	c d
T9	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	2.556	d

Estos resultados de ameritación de influencias del GI incubado, indica una buena correlación entre dosis de GI y tiempo de incubación, en el sentido de que a mayor dosis y mayor tiempo de incubación se producen mayores pesos de 1000 semillas o por lo menos esa es la tendencia. Asimismo, se comprueba positivamente que los microorganismos influyen de manera importante en el mejoramiento del GI en sus efectos sobre el peso de 1000 semillas de quinua.

En un ensayo de fertilización de quinua Blanca de Junín con 100-60-40 de NPK en Manallasacc a 3640 msnm, De la Cruz (8) obtuvo el peso de 1000 semillas de 3.88 g y cuando la dosis aumentó a 150-90-60 de NPK el peso llegó a 4.02 g. El peso de 1000 semillas alcanzados con el presente trabajo variaron entre 2.556 g y 3.002 g; las diferencias de peso de 1000 semillas observados se debe a las diversas condiciones de cultivo.

El análisis de regresión (cuadro 3.23 y 3.24) para estimar la influencia del tiempo de incubación (X_1) y el nivel de guano de islas incubado (X_2), en el peso de 1000 semillas, muestra alta significación estadística para los componentes lineales de ambos factores y no significativo para los componentes cuadráticos del primer y segundo factor, indicándonos que el tiempo de incubación y el nivel de guano de islas incubado sí tuvo influencia importante en el peso de 1000 semillas de quinua; Asimismo no podría determinarse el tiempo de incubación y el nivel de guano de islas que maximice el peso de 1000 semillas.

Cuadro 3.23. Análisis de regresión para el peso de 1000 semillas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
X ₁	1	0.171363	0.171363	9.67	0.0038 **
X ₂	1	0.446373	0.446373	25.19	<.0001 **
X ₁₁	1	0.060069	0.060069	3.39	0.0746 NS
X ₂₂	1	0.015423	0.015423	0.87	0.3576 NS
X ₁ X ₂	1	0.007331	0.007331	0.41	0.5245 NS

Cuadro 3.24. Coeficientes de regresión polinomial para el peso de 1000 semillas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Parámetro	Valor Estimado	T para Ho: Parámetro = 0	Error estándar del valor estimado	Pr > T
Intercepto	2.758722	77.45	0.035621	<.0001 **
X ₁	0.046872	3.11	0.015071	0.0038 **
X ₂	0.075649	5.02	0.015071	<.0001 **
X ₁₁	0.021612	1.84	0.011737	0.0746 NS
X ₂₂	-0.010951	-0.93	0.011737	0.3576 NS
X ₁ X ₂	-0.006179	-0.64	0.009606	0.5245 NS

Considerando el modelo polinomial (superficie de respuesta):

$$Y = 2.759 + 0.047X_1 + 0.076X_2 + 0.022X_1^2 - 0.011X_2^2 - 0.006X_1X_2$$

El gráfico de superficie de respuesta es el siguiente:

condicionan a que el plano del peso de 1000 semillas se incline hacia el incremento de los niveles de guano, al mismo tiempo que la influencia de los días de incubación tuvieron mejor interacción con niveles mayores de GI. Las áreas de color que informa el gráfico son zonas de interacción para resultados semejantes estadísticamente, que informan de la posibilidad de lograr determinado peso de 1000 semillas cuando varían los tiempos de incubación y los niveles de GI.

3.7 DIÁMETRO DE GRANO (mm)

El cuadro 03 del anexo presenta los resultados del diámetro de grano del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 1.725 mm con el tratamiento 1300 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días hasta 1.970 mm con el tratamiento 2500 KgGI.ha⁻¹/sin incubar.

El cuadro 3.25 de ANVA informa que los tratamientos tuvieron influencia significativa en el diámetro de grano de quinua.

Cuadro 3.25. Análisis de variancia para el diámetro de grano de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
Tratamiento	12	0.127837	0.010653	2.41	0.0295 *
Error	26	0.115008	0.004423		
Total	38	0.242845			

C.V. = 3.60 %

En el cuadro 3.26 de la prueba de Duncan, se detalla que los mayores diámetros de grano se lograron con los aportes de 2500 KgGI.ha⁻¹/sin incubar

(1.970 mm), 2500 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (1.909 mm), 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días (1.886 mm), 1900 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (1.875 mm), 1300 KgGl.ha⁻¹/sin incubar (1.874 mm) y 700 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días (1.848 mm) son estadísticamente semejantes, pero difieren de manera significativa con los demás tratamientos. Asimismo, se comprueba evidentemente que los microorganismos influyen de manera importante en el mejoramiento del Gl en sus efectos sobre el diámetro de grano de quinua.

Cuadro 3.26. Prueba de Duncan para el diámetro promedio del grano en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamiento	Niveles de guano de islas y tiempo de incubación	Diámetro de grano en quinua (mm)	Significación de Duncan
T3	2500 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	1.970	a
T12	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	1.909	a b
T8	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	1.886	a b
T11	1900 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	1.875	a b
T5	1300 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	1.874	a b
T10	700 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	1.848	a b c
T4	2500 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	1.842	b c
T2	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 20 días	1.836	b c
T7	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 15 días	1.832	b c
T6	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 5 días	1.828	b c
T1	100 KgGl.ha ⁻¹ /sin incubar	1.818	b c
T9	100 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	1.781	b c
T13	1300 KgGl.ha ⁻¹ /incub. 10 días	1.725	c

Tapia (30), señala en el estudio cromosómico que el diámetro de grano mediano se encuentra entre 1.88 mm y 1.99 mm, a su vez considera que la quinua variedad Blanca de Junín es de grano mediano. Igualmente Trucios (32), en un ensayo de fertilización con 80-60-00 de NPK en el distrito de Yauli a 3800 msnm, obtuvo un diámetro de 2.10 mm. Los diámetros de grano

alcanzados con el presente trabajo variaron entre 1.725 mm y 1.970 mm; las diferencias de diámetro observados se debe a las diversas condiciones de cultivo.

El análisis de regresión (cuadro 3.27 y 3.28) para estimar la influencia del tiempo de incubación (X_1) y el nivel de guano de islas incubado (X_2), en los diámetros de grano, muestra alta significación estadística para el componente lineal del factor (X_2) y no significativo para el factor (X_1). De la misma forma muestra no significativo para los componentes cuadráticos de ambos factores, indicándonos que el tiempo de incubación no tiene influencia en esta variable evaluada; en cambio, el nivel de guano de islas incubado sí tuvo influencia en el diámetro de grano; del mismo modo no podría determinarse el tiempo de incubación y el nivel de guano de islas que maximice el diámetro de grano de quinua.

Cuadro 3.27. Análisis de regresión para el diámetro de grano de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

F.V.	GL	SC	CM	Fc	Pr > F
X_1	1	0.004301	0.004301	0.87	0.3566 NS
X_2	1	0.041197	0.041197	8.37	0.0067 **
X_{11}	1	0.013418	0.013418	2.73	0.1081 NS
X_{22}	1	0.001793	0.001793	0.36	0.5502 NS
X_1X_2	1	0.015914	0.015914	3.23	0.0813 NS

Cuadro 3.28. Coeficientes de regresión polinomial para el diámetro de grano de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Parámetro	Valor Estimado	T para Ho: Parámetro = 0	Error estándar del valor estimado	Pr > T
Intercepto	1.820034	96.96	0.018771	<.0001 **
X ₁	-0.007425	-0.93	0.007942	0.3566 NS
X ₂	0.022982	2.89	0.007942	0.0067 **
X ₁₁	0.010214	1.65	0.006185	0.1081 NS
X ₂₂	0.003733	0.60	0.006185	0.5502 NS
X ₁ X ₂	-0.009104	-1.80	0.005062	0.0813 NS

Considerando el modelo polinomial siguiente:

$$Y = 1.8200 - 0.0074X_1 + 0.0230X_2 + 0.0102X_1^2 + 0.0037X_2^2 - 0.0091X_1 X_2$$

Para un análisis en forma independiente de ambos factores, se tendrían los modelos siguientes:

$$Y = 1.8200 - 0.0074X_1 \quad (1): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 1.8200 + 0.0230X_2 \quad (2): \text{ nivel de guano de islas}$$

Estos modelos luego de descodificarse se transforman en los modelos reales siguientes:

$$Y = 1.8349 - 0.001485D \quad (3): \text{ tiempo de incubación}$$

$$Y = 1.7702 + 0.000038Q \quad (4): \text{ nivel de guano de islas}$$

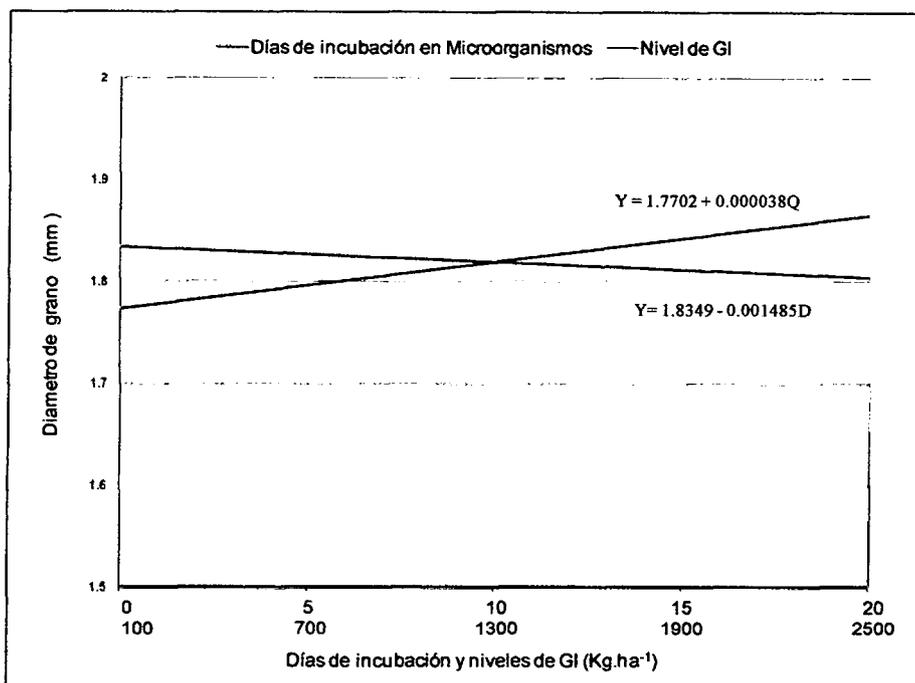


Gráfico 3.13. Correlación entre el guano de islas incubado en solución de microorganismos con el diámetro de grano en quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

De acuerdo al gráfico 3.13 el factor nivel de guano de islas tuvo más influencia en la determinación del diámetro de grano. Por cada día de incubación del guano de islas disminuye 0.0015 mm en el diámetro de grano. En la otra ecuación, se percibe que por cada 100 Kg de guano de islas aplicados se consigue un incremento de 0.0038 mm en el diámetro de grano; esto significa que al abonarse con 700 KgGI.ha⁻¹ el diámetro se habrá incrementado en 0.03 mm.

3.8 DÍAS A LA FORMACIÓN DE PANOJA

El cuadro 03 del anexo muestra los resultados de los días a la formación de panoja del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 57 días con el tratamiento 1900 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días hasta 62 días con el tratamiento 100 KgGI.ha⁻¹/incub. 20 días.

En el gráfico 3.14 se observa que las plantas que recibieron 1300 Kg.ha⁻¹ de guano de islas con distintos tiempos de incubación formaron sus panojas a los 61 días. Del mismo modo al comparar las plantas que recibieron 2500 Kg.ha⁻¹ de guano de islas con distintos tiempos de incubación formaron sus panojas a los 59 días.

Al respecto León (15), reporta que el inicio de panojamiento ocurre entre 55 y 60 días después de la siembra. Asimismo Trucios (32), en un ensayo de fertilización con 80-60-00 de NPK en el distrito de Yauli a 3800 msnm, obtuvo que el inicio de panojamiento ocurrió a los 69 días de la siembra. Los días a la formación de panoja alcanzados con el presente trabajo variaron entre 57 y 62 días; las diferencias de los días observados se debe a las diversas condiciones de cultivo. La reducción de días a la formación de panoja en nuestra investigación probablemente se deba al uso de guano de islas incubado; este aspecto se nota mejor cuando se aplicó mayores dosis de guano de islas (entre 1900 y 2500 KgGI.ha⁻¹ incubado).

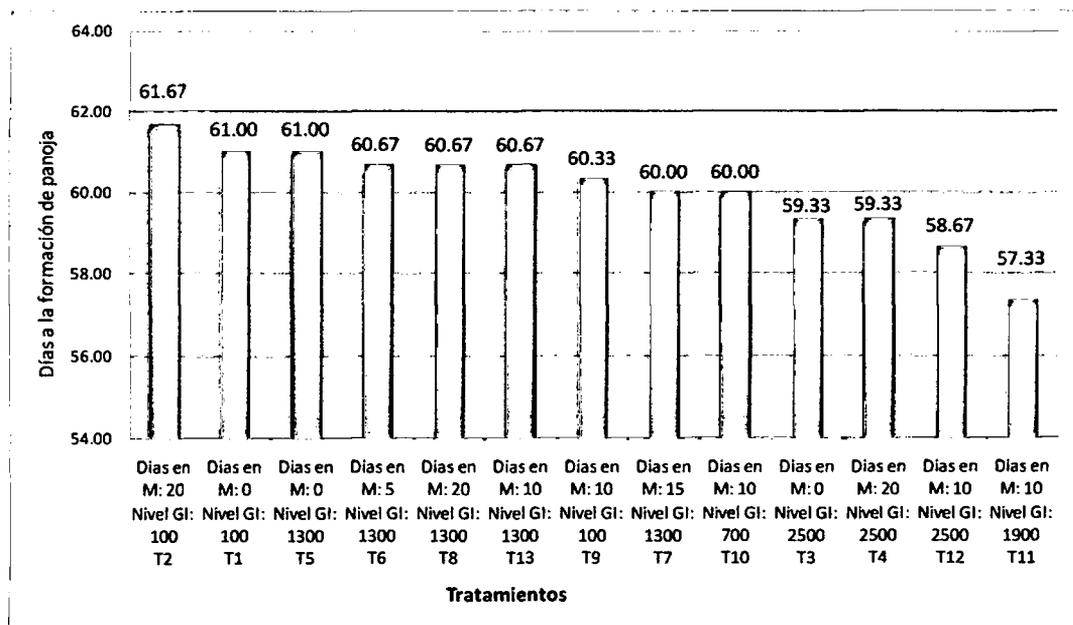


Gráfico 3.14. Días a la formación de panoja del cultivo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

3.9 DÍAS A LA FLORACIÓN

El cuadro 04 del anexo muestra los resultados de los días a la floración del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 75 días con los tratamientos 100 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días y 1900 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días hasta 79 días con el tratamiento 1300 KgGl.ha⁻¹/sin incubar.

De acuerdo al gráfico 3.15 las dosis guano de islas y los días de incubación no tuvieron una clara influencia sobre los días a floración. Sin embargo, es necesario indicar que el guano de islas incubado tiene una reducción importante de los días a floración cuando se compara con experimentos en otras condiciones.

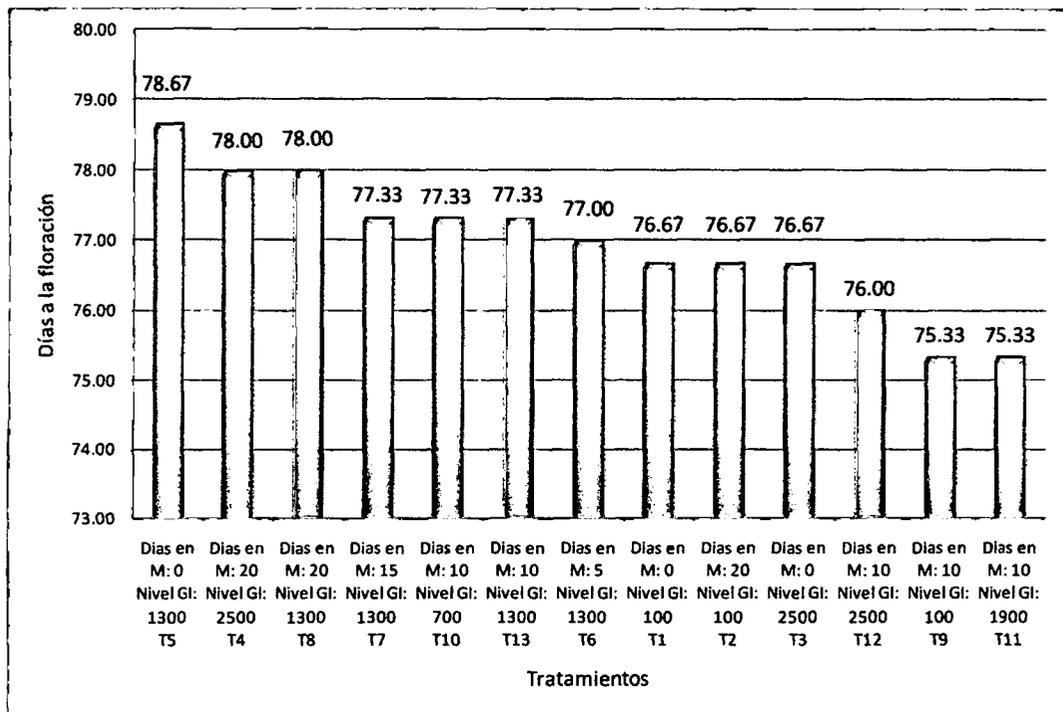


Gráfico 3.15. Días a la floración del cultivo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

En un ensayo de fertilización de quinua Blanca de Junín con 80-60-00 de NPK en el distrito de Yauli a 3800 msnm, Trucios (32) informa que la floración

ocurrió a los 118 días de la siembra. Los días a la floración alcanzados con el presente trabajo variaron entre 75 y 79 días; esta es una evidencia de que puede reducirse los días a floración con buenos abonamientos de materia orgánica.

3.10 DÍAS A LA MADUREZ FISIOLÓGICA

El cuadro 04 del anexo muestra los resultados de los días a la madurez fisiológica del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 105 días con el tratamiento 1300 KgGI.ha⁻¹/incub. 5 días hasta 115 días con el tratamiento 1300 KgGI.ha⁻¹/incub. 10 días.

Según el gráfico 3.16 las mayores dosis de guano de islas incubado aumentan los días a madurez, lo cual podría ser normal en el sentido de que una planta más nutrida retrasa sus procesos fisiológicos a favor de la construcción de más órganos en su estructura o el agrandamiento de órganos, perjudicándose la maduración. De este modo se puede indicar que el guano de islas retrasa la madurez fisiológica.

En un ensayo de fertilización de quinua Blanca de Junín con 80-60-00 de NPK en el distrito de Yauli a 3800 msnm, Trucios (32) obtuvo que la madurez fisiológica ocurrió a los 192 días de la siembra. Los días a la madurez fisiológica alcanzados con el presente trabajo variaron entre 105 y 115 días, una reducción significativa debido probablemente a la influencia del guano de islas incubado y de las condiciones de menor altura de cultivo en Canaán.

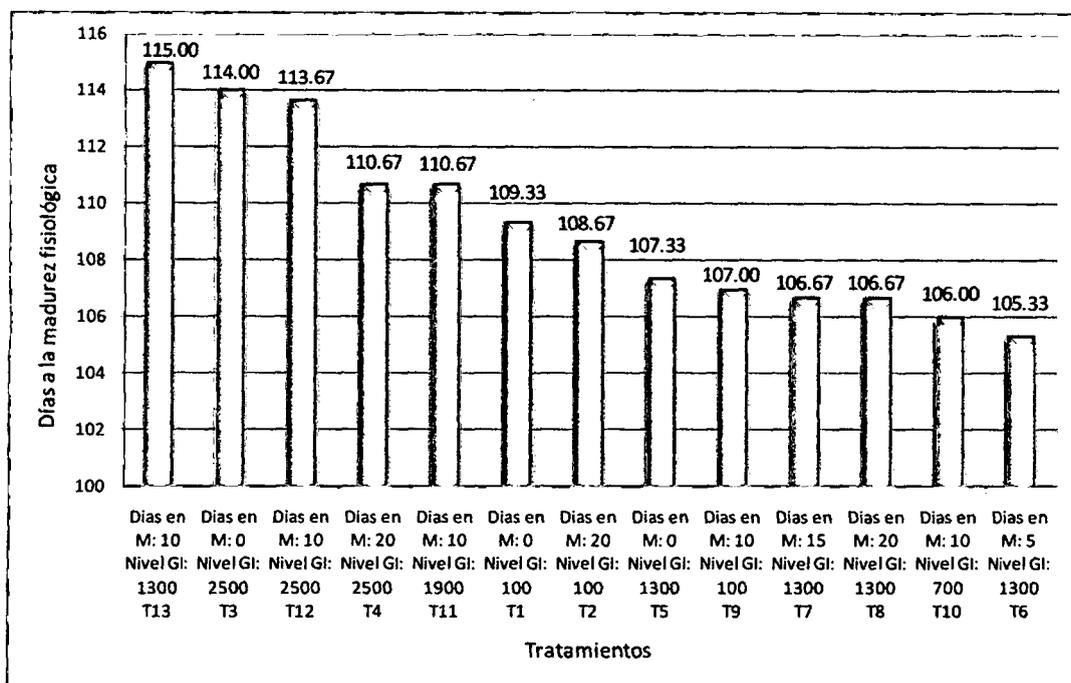


Gráfico 3.16. Días a la madurez fisiológica del cultivo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

3.11 DÍAS A LA MADUREZ DE COSECHA

El cuadro 04 del anexo muestra los resultados de los días a la madurez de cosecha del cultivo de quinua Blanca de Junín, que varía desde 137 días con el tratamiento 100 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días hasta 151 días con el tratamiento 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días.

En el gráfico 3.17 se percibe una tendencia de que, con cierta aproximación, las menores dosis reducen de manera significativa los días a madurez de cosecha, mientras que las mayores la retrasan. La explicación puede ser semejante a los días de madurez fisiológica, en el sentido de que mayores dosis de guano de islas motivan retraso o demora en la maduración de los procesos fisiológicos de la planta.

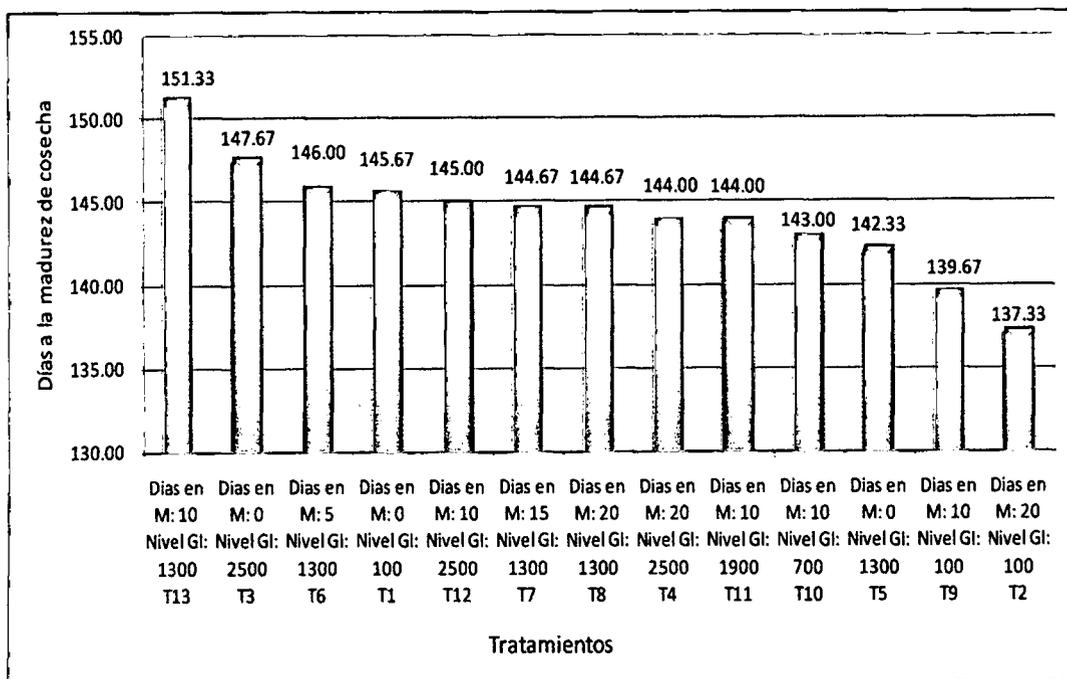


Gráfico 3.17. Días a la madurez de cosecha del cultivo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

3.12 DETERMINACIÓN DE LA SOLUBILIDAD DE P_2O_5 - K_2O EN EL GUANO DE ISLAS ¹

Se realizó el análisis correspondiente del guano de islas tratado durante los distintos períodos de incubación; encontrándose que el GI incubado durante 20 días en los microorganismos posee 13.5 % y 5.53 % de P_2O_5 y K_2O total respectivamente, así como 2.79 % de P_2O_5 disponible para la planta, en comparación con 8.76 % y 1.43 % de P_2O_5 y K_2O total, así como 1.43 % de P_2O_5 disponible existente en el GI sin tratar. El cuadro 3.29 muestra al detalle el análisis químico realizado.

Cuadro 3.29. Fósforo y Potasio (expresado como P_2O_5 - K_2O) liberado a partir del GI por acción de la solución de microorganismos.

Grado de solubilización del GI por acción de los microorganismos en los distintos tratamientos						
Días de incubac.	pH* ¹	M.O. (%) ^{*1}	P_2O_5 total (%) ^{*1}	K_2O total (%) ^{*1}	P_2O_5 disponible (%) ^{*2}	P (ppm) ^{*2}
0 días	5.81	10.02	8.76	1.43	1.43	6228.3
5 días	5.72	16.35	10.66	2.68	1.94	8479.6
10 días	6.06	13.69	11.29	4.11	2.27	9912.3
15 días	7.38	15.97	13.08	4.56	2.43	10599.4
20 días	8.11	14.58	13.50	5.53	2.79	12178.2

Fuente: *¹Bellido (2010)

*²Oriundo (2010)

En el gráfico 3.18 se observa la acción solubilizante de la solución de microorganismos, se evidencia en los porcentajes de P_2O_5 y K_2O . Nótese que el guano de islas sin tratar posee porcentajes mínimos de fósforo y potasio total (8.76 % P_2O_5 y 1.43 % K_2O), así como el fósforo disponible (1.43 % P_2O_5), mientras que las muestras tratadas con solución de microorganismos en periodos crecientes, posee un incremento progresivo del nivel de fósforo total, desde 10.66 % P_2O_5 a los 5 días de incubación hasta 13.50 % P_2O_5 a los 20 días de incubación; mientras que el nivel de fósforo disponible, desde 1.94 % P_2O_5 hasta 2.79 % P_2O_5 . De igual modo en cuanto al potasio total, asciende desde 2.68 % K_2O a los 5 días de incubación hasta 5.53 % K_2O a los 20 días de incubación.

*¹ Se realizó conjuntamente con Bellido (2010) por lo que se le da los créditos al pie de cada cuadro.

alcalino, que se incubó durante 20 días. Whitelaw (2000) citado por Valenzuela (33), realizó una prolija revisión bibliográfica sobre hongos solubilizadores de fósforo y encontró que en la mayoría de los casos el principal mecanismo de la solubilización fue la acidificación. Niveles altos de solubilización de fósforo a menudo están asociados a pH bajo del medio de cultivo, a la inversa, una baja solubilización de fósforo a menudo está asociado a pH alto.

3.13 DETERMINACIÓN DEL MÉRITO ECONÓMICO

En el cuadro 3.30 del análisis económico de los tratamientos estudiados, muestra que la mayor rentabilidad bruta de 123.41 % se logró con el tratamiento 1300 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días, suscitó un costo de producción de 6,850.31 nuevos soles y un ingreso de 15,304.21 nuevos soles, mientras que la menor rentabilidad bruta de 51.58 % se logró con el tratamiento 700 KgGl.ha⁻¹/incub. 10 días, suscitó un costo de producción de 5,453.76 nuevos soles y un ingreso por ventas de 8,266.67 nuevos soles.

Por otro lado con el tratamiento 2500 KgGl.ha⁻¹/incub. 20 días reportó una rentabilidad bruta de 69.96 %, aún cuando se obtuvo el mayor rendimiento de quinua (4047.9 Kg.ha⁻¹), debido a los mayores costos de producción que demandó el cultivo, principalmente los insumos (50 sacos de guano de islas y 1293.8 Kg de melaza) para la producción de quinua en dicho tratamiento.

5. La aplicación del guano de islas incubado en la solución de microorganismos permite mejorar la producción del cultivo de quinua hasta $4047.9 \text{ Kg.ha}^{-1}$ con 2500 Kg.ha^{-1} de guano de islas incubado por 20 días.
6. No se logró determinar los niveles óptimos de guano de islas incubado en microorganismos, para el rendimiento de quinua, por la falta de significación en las respuestas.
7. Para lograr una mayor disponibilidad de nutrientes, según el análisis químico del guano de islas, se requiere un período mínimo de 15 días de incubación.
8. La mayor rentabilidad bruta de 123.41% se logró con 1300 Kg.ha^{-1} de guano de islas incubado durante 20 días y la menor rentabilidad bruta de 51.58% se logró con 700 Kg.ha^{-1} de guano de islas incubado por 10 días.

4.2 RECOMENDACIONES

1. Es necesario realizar más investigaciones, en cuanto a la actividad de la solución de microorganismos y la interacción que manifiestan con los abonos naturales, para mejorar la técnica.
2. Se debe realizar investigaciones concernientes a la identificación de los microorganismos presentes en la solución microbiana para determinar con certeza que tipo de influencia ejercen en los cultivos.
3. Como alternativa frente a los fertilizantes industriales se plantea usar la solubilización del guano de islas por ser más económica y compatible con el ambiente.

$495.754X_2 + 64.531X_1^2 - 46.592X_2^2 + 0.129 X_1 X_2$. (3) La aplicación del guano de islas incubado en la solución de microorganismos permite mejorar la producción del cultivo de quinua desde $1799.0 \text{ Kg.ha}^{-1}$ en el T1 (testigo: 100 Kg.ha^{-1} de GI sin incubar) hasta $4047.9 \text{ Kg.ha}^{-1}$ en el T4 (2500 Kg.ha^{-1} de GI incubado por 20 días) en suelo con pH ligeramente alcalino. (4) Para lograr una mayor disponibilidad de nutrientes, según el análisis químico del guano de islas, se requiere un período mínimo de 15 días de incubación.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:

1. **AGUILAR, N. 1981.** Origen y Evaluación de la Quinoa. U.N.A. Lima –Perú.
2. **ALEXANDER, M. 1981.** Introducción a la Microbiología del Suelo. A.G.T. Editor S.A. México. D.F. 371 p.
3. **APADES. 2008.** Origen del Cultivo de Quinoa. Disponible en: <http://www.apades.org/cultivos/quin.htm>. Consultado el 10/02/2008.
4. **BELLIDO, C. 2010.** Efecto del Guano de Islas Incubado en la Solución de Microorganismos Efectivos y Distintos Niveles de Aplicación en el Cultivo de Tomate (*Lycopersicon esculentum* Willd). Ayacucho. Tesis Ing. Agrónomo. UNSCH.
5. **BERTRÁN, C. 1992.** Nutrición de las plantas y fertilización en el Perú. Misión de las nades S.C.P.A.V.D.K. Editorial Antares tercer mundo S.A.
6. **CORNEJO, V. 1983.** Las Plantas y sus Utilidades. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Ayacucho.
7. **COYNE, M. 2000.** Microbiología del Suelo: un enfoque exploratorio. Edit. Paraninfo. Madrid-España. 524 p.
8. **DE LA CRUZ, J. 2003.** Fertilización NPK en Cuatro Variedades de Quinoa en Condiciones de Manallasacc a 3640 msnm-Ayacucho. Tesis Ing. Agrónoma. UNSCH.
9. **DELGADO, M. 2009.** Los Microorganismos del Suelo en la Nutrición Vegetal. Disponible en: <http://www.oriusbiotecnologia.com/portal/content/view/14/21/>. Consultado el 05/01/2009.
10. **FAO. 2008.** Agronomía del Cultivo de Quinoa. Microorganismos Eficaces. Disponible en: <http://www.rlc.fao.org/es/agricultura/produ/cdrom/contenido/libro03/cap2.htm>

http://www.fao.org/ag/agl/agll/ipns/index_es.jsp?term=p105&letter=M.

Consultado el 10/02/2008.

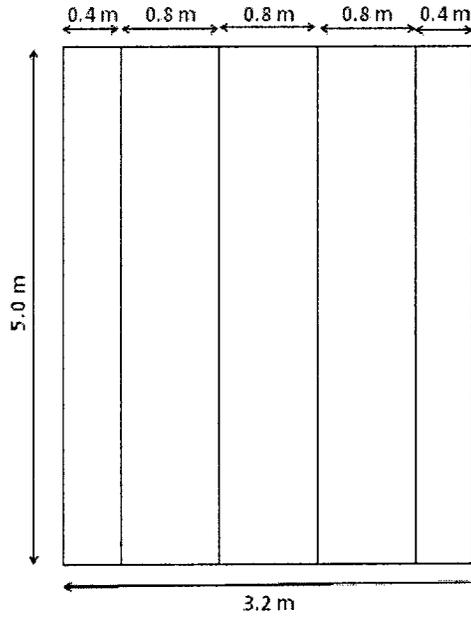
11. **GALVEZ, J. N. 2009.** Efecto del Fosfato de Sechura, Incubado en Solución de Microorganismos en el Rendimiento de Tomate (*Lycopersicum Esculentum Mill*) en Ayacucho a 2750 msnm. Tesis Ing. Agrónomo. UNSCH.
12. **GANDARILLAS, H. 1974.** Genético y Origen de la Quinua. Ministerio de Agricultura. Boletín Informativo N° 9. La Paz - Bolivia.
13. **GEOCITIES. 2009.** Propiedades del Guano de Islas. Disponible en: www.geocities.com/raaaperu/ao.html/-33k. Consultado el 05/01/2009.
14. **HIGA y PARR. 1991.** Microorganismos Efectivos (EM), Fundación de Asesorías para el Sector Rural (FUNDASES). Disponible en: <http://www.fundases.com/p/em01.html>. Consultado el 09/02/2008.
15. **LEÓN, J. 2003.** El cultivo de la quinua en Puno Perú. Disponible en: <http://www.monografias.com/trabajos-pdf/cultivo-quinua-puno-peru/cultivo-quinua-puno-peru.shtml>. Consultado el 09/02/2008.
16. **LESCANO, R. 1981.** Cultivo de la Quinua. Centro de Investigación de Cultivos Andinos. Universidad Nacional Técnica del Altiplano. Puno – Perú.
17. **MARTINEZ, M. 2005.** Aplicación de Proporciones de Guano de Isla y Abono Sintético en el Rendimiento de Linaza (*Linum usitatissimum*). Chupas. 3200 msnm. Ayacucho. Tesis Ing. Agrónomo. UNSCH.
18. **MINISTERIO DE AGRICULTURA. 2009.** Dirección General de Información Agraria. MINAG. Perú 2009.
19. **MUJICA, A. et al. 2001.** Quinua, Ancestral Cultivo Andino, Alimento del Presente y Futuro. Oficial Regional de Producción Vegetal. Para América Latina y el Caribe, Santiago Chile.

20. **MUJICA, A. 1997.** Cultivo de Quinoa. Instituto Nacional de Investigación Agraria Serie Manual No I-97. Lima - Perú.
21. **MUJICA, A. 1993.** Cultivo de Quinoa. Instituto Nacional de Investigación Agraria Serie Manual No 11. Lima - Perú.
22. **PALOMINO, C. 2006.** Influencia del Estiércol de Ovino en el Rendimiento de Cinco Variedades de Quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*) de Grano Grande, Canaán a 2750 msnm. Ayacucho. Tesis Ing. Agrónomo. UNSCH.
23. **PERU ECOLOGICO. 2009.** Contaminación del Suelo. Disponible en: http://www.peruecologico.com.pe/lib_c25_t01.htm. Consultado el 05/01/2009.
24. **PERU ECOLÓGICO. 2008.** Valor Nutritivo del Cultivo de Quinoa. Disponible en: http://www.peruecologico.com.pe/flo_quinoa_1.htm. Consultado el 10/02/2008.
25. **PRIMAVESI, A. 1984.** Manejo Ecológico del Suelo. 5^{TA} edición. Edit. El Ateneo. Buenos Aires – Argentina.
26. **SANROMÁN, A. 1996.** Influencia de la Concentración de Nitrógeno en la Producción de Ácido Cítrico por *Aspergillus niger* Inmovilizado en un Reactor de Lecho Fluidizado. 462 p. Disponible en: <http://www.monografias.com/trabajos17/acido-citrico/acido-citrico.shtml>. Consultado el 24/07/2010.
27. **SULCA, R. 2009.** Rendimiento y Calidad del Grano de Trigo (*Triticum aestivum L*) Bajo Diferentes Regímenes de Fertilización Nitrogenada. Canaán 2 750 msnm-Ayacucho. Tesis Ing. Agrónomo. UNSCH.
28. **SUQUILANDA, M. 2001.** Curso Internacional sobre Elaboración de Abonos Orgánicos. Corporación PROEXANT. Quito. Disponible en: http://www.pidecafe.com.pe/textos/txt_6.doc. Consultado el 10/02/2008.

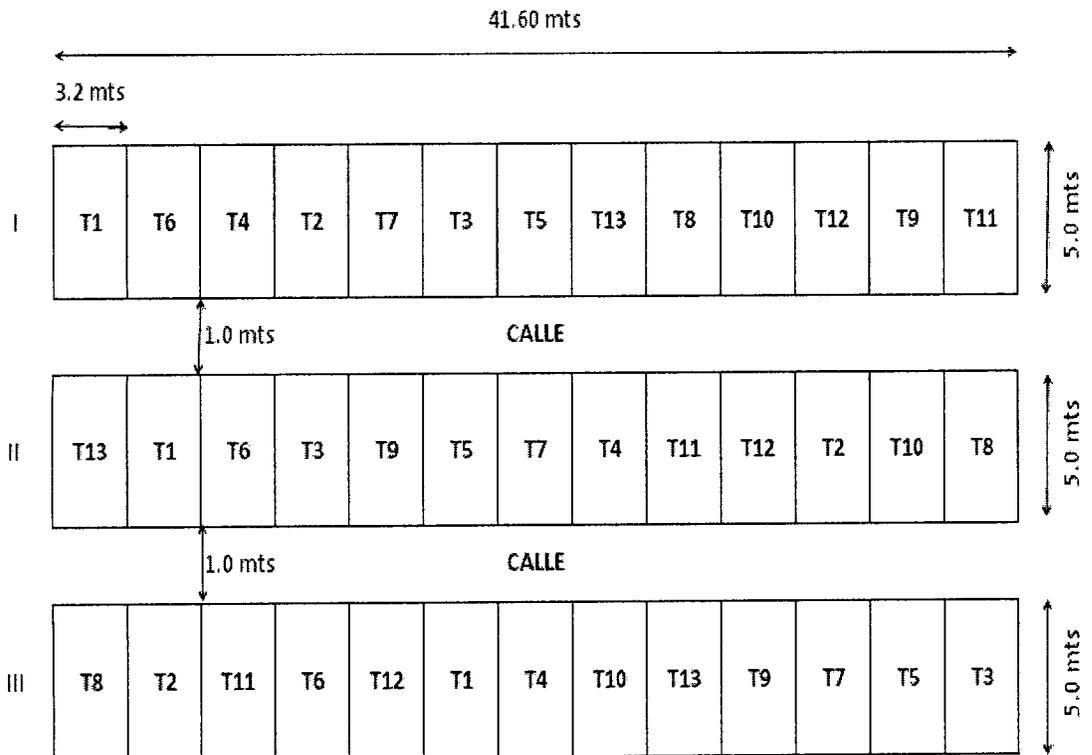
29. **SUQUILANDA, M. 1996.** Agricultura Orgánica. Alternativa Tecnológica del Futuro. FUNDAGRO. Quito-Ecuador. 654 p.
30. **TAPIA, M. et al. 1979.** La Quinoa y Kañihua Cultura Andina. Centro Internacional de Investigación para el Desarrollo CIID- Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas IICA Bogotá - Colombia.
31. **TINEO, A. 2006.** Superficie de Respuesta: El Diseño 03 de Julio. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. UNSCH. Ayacucho. 81 p.
32. **TRUCIOS, T. 2007.** Comparativo de 25 Cultivares de Quinoa (*Chenopodium quinoa Willdenow*) a 3800 msnm, en el Distrito de Yauli, Huancavelica. Tesis Ing. Agrónomo. UNSCH.
33. **VALENZUELA, E. et al. 2002.** Solubilización de Roca Fosfórica Carolina del Norte con Cepas de *Aspergillus niger* Aisladas desde un Suelo Trumao. Boletín Micológico Vol. 17. Valdivia. 88 p. Disponible en: http://www.uv.cl/sitios/micologia/boletines/micologia%202002/4.4%20roca_fosforica.pdf. Consultado el 24/07/2010.

ANEXOS

CROQUIS DE LA UNIDAD EXPERIMENTAL



CROQUIS DEL CAMPO EXPERIMENTAL CON LA DISTRIBUCIÓN DE TRATAMIENTOS



Cuadro 01. Resultados de altura de planta (cm), longitud de panoja (cm) y peso de panoja (g) del cultivo de quinua blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamientos	Altura de planta (cm)				Longitud de panoja (cm)				Peso de panoja (g)			
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio
T1 (-2,-2)	116.47	113.91	125.20	118.53	50.22	43.44	41.05	44.90	17.10	52.00	20.80	29.97
T2 (2,-2)	123.66	113.48	121.16	119.43	52.91	44.88	41.49	46.43	35.80	58.40	22.30	38.83
T3 (-2,2)	146.62	147.75	159.75	151.37	54.63	61.74	54.23	56.87	46.60	63.80	54.70	55.03
T4 (2,2)	180.20	158.31	175.20	171.24	74.84	67.15	68.30	70.10	52.40	72.40	61.30	62.03
T5 (-2,0)	120.89	135.13	138.45	131.49	56.46	53.35	48.65	52.82	23.70	37.10	35.80	32.20
T6 (-1,0)	149.70	142.35	150.80	147.62	57.60	50.97	57.24	55.27	42.30	34.90	30.70	35.97
T7 (1,0)	152.80	149.90	156.83	153.18	62.33	65.80	64.77	64.30	43.20	64.00	50.50	52.57
T8 (2,0)	159.43	155.80	165.10	160.11	59.46	69.20	73.60	67.42	48.20	67.10	65.90	60.40
T9 (0,-2)	121.80	119.85	111.55	117.73	48.22	38.60	43.35	43.39	16.90	23.20	17.90	19.33
T10 (0,-1)	118.00	126.98	141.78	128.92	44.80	43.92	53.49	47.40	24.50	30.60	38.00	31.03
T11 (0,1)	147.50	151.90	152.13	150.51	51.40	51.68	51.28	51.45	39.70	84.40	45.70	56.60
T12 (0,2)	163.84	147.14	168.95	159.98	62.31	55.55	64.92	60.93	45.10	61.30	44.10	50.17
T13 (0,0)	168.60	155.95	173.95	166.17	70.75	60.81	64.95	65.50	70.80	55.10	61.10	62.33

Cuadro 02. Resultados de diámetro de tallo (cm), rendimiento de grano (Kg.ha⁻¹) y rendimiento de grano por parcela (g/16m²) del cultivo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamientos	Diámetro de tallo (cm)				Rendimiento de grano (Kg.ha ⁻¹)				Rendimiento de grano (g/16 m ²)			
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio
T1 (-2,-2)	0.730	0.792	0.735	0.753	1665.6	1756.3	1975.0	1799.0	2665.0	2810.0	3160.0	2878.3
T2 (2,-2)	0.810	0.590	0.660	0.687	2425.0	1956.3	2290.6	2224.0	3880.0	3130.0	3665.0	3558.3
T3 (-2,2)	1.063	0.945	0.920	0.977	3487.5	3506.3	3868.8	3620.9	5580.0	5610.0	6190.0	5793.3
T4 (2,2)	1.110	0.955	0.970	1.013	3615.6	4293.8	4234.4	4047.9	5785.0	6870.0	6775.0	6476.7
T5 (-2,0)	0.810	0.925	0.815	0.853	2225.0	2550.0	2750.0	2508.3	3560.0	4080.0	4400.0	4013.3
T6 (-1,0)	0.910	0.920	1.045	0.960	2812.5	2568.8	2612.5	2664.6	4500.0	4110.0	4180.0	4263.3
T7 (1,0)	0.980	0.950	0.980	0.970	2950.0	3143.8	3096.9	3063.6	4720.0	5030.0	4955.0	4901.7
T8 (2,0)	0.954	0.920	0.950	0.940	3575.0	3856.3	4046.9	3826.1	5720.0	6170.0	6475.0	6121.7
T9 (0,-2)	0.755	0.710	0.770	0.747	1500.0	1881.3	1550.0	1643.8	2400.0	3010.0	2480.0	2630.0
T10 (0,-1)	0.730	0.760	0.845	0.780	1734.4	1846.9	2618.8	2066.7	2775.0	2955.0	4190.0	3306.7
T11 (0,1)	0.900	0.982	0.875	0.920	2781.3	3387.5	3606.3	3258.4	4450.0	5420.0	5770.0	5213.3
T12 (0,2)	0.995	0.900	1.050	0.983	4050.0	3303.1	4187.5	3846.9	6480.0	5285.0	6700.0	6155.0
T13 (0,0)	1.150	0.955	1.240	1.117	2012.5	3681.3	3731.3	3141.7	3220.0	5890.0	5970.0	5026.7

quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamientos	Peso de 1000 semillas (g)				Diámetro de grano (mm)				Días a la formación de panoja			
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio
T1 (-2,-2)	2.597	2.472	2.698	2.589	1.889	1.781	1.784	1.818	61	61	61	61.00
T2 (2,-2)	2.571	2.820	2.763	2.718	1.767	1.901	1.840	1.836	62	62	61	61.67
T3 (-2,2)	3.190	2.897	2.828	2.972	2.007	1.959	1.943	1.970	59	59	60	59.33
T4 (2,2)	3.194	2.933	2.878	3.002	1.786	1.917	1.822	1.842	59	60	59	59.33
T5 (-2,0)	2.600	2.595	2.713	2.636	1.896	1.817	1.910	1.874	61	61	61	61.00
T6 (-1,0)	2.678	2.495	2.794	2.656	1.871	1.738	1.876	1.828	61	61	60	60.67
T7 (1,0)	2.886	2.708	2.900	2.831	1.849	1.837	1.809	1.832	60	60	60	60.00
T8 (2,0)	3.071	3.036	2.888	2.998	1.812	1.950	1.897	1.886	61	60	61	60.67
T9 (0,-2)	2.626	2.470	2.572	2.556	1.839	1.758	1.747	1.781	60	61	60	60.33
T10 (0,-1)	2.623	2.563	2.841	2.676	1.819	1.840	1.886	1.848	60	60	60	60.00
T11 (0,1)	2.792	2.886	2.801	2.826	1.901	1.859	1.865	1.875	57	58	57	57.33
T12 (0,2)	2.662	2.773	2.957	2.798	1.906	1.840	1.981	1.909	59	59	58	58.67
T13 (0,0)	2.774	2.906	2.972	2.884	1.730	1.581	1.866	1.725	61	60	61	60.67

Cuadro 04. Resultados de los días a la floración, días a la madurez fisiológica y días a la madurez de cosecha del cultivo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

Tratamientos	Días a la floración				Días a la madurez fisiológica				Días a la madurez de cosecha			
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Promedio
T1 (-2,-2)	78	76	76	76.67	106	113	109	109.33	148	146	143	145.67
T2 (2,-2)	76	76	78	76.67	106	108	112	108.67	140	137	135	137.33
T3 (-2,2)	76	78	76	76.67	115	113	114	114.00	148	146	149	147.67
T4 (2,2)	78	78	78	78.00	115	115	102	110.67	146	149	137	144.00
T5 (-2,0)	78	80	78	78.67	109	104	109	107.33	135	143	149	142.33
T6 (-1,0)	77	78	76	77.00	102	108	106	105.33	146	149	143	146.00
T7 (1,0)	78	78	76	77.33	104	104	112	106.67	143	142	149	144.67
T8 (2,0)	76	80	78	78.00	114	102	104	106.67	149	140	145	144.67
T9 (0,-2)	74	78	74	75.33	106	102	113	107.00	140	137	142	139.67
T10 (0,-1)	78	78	76	77.33	102	104	112	106.00	140	140	149	143.00
T11 (0,1)	74	76	76	75.33	109	111	112	110.67	140	149	143	144.00
T12 (0,2)	76	76	76	76.00	115	114	112	113.67	143	149	143	145.00
T13 (0,0)	78	78	76	77.33	115	115	115	115.00	151	150	153	151.33

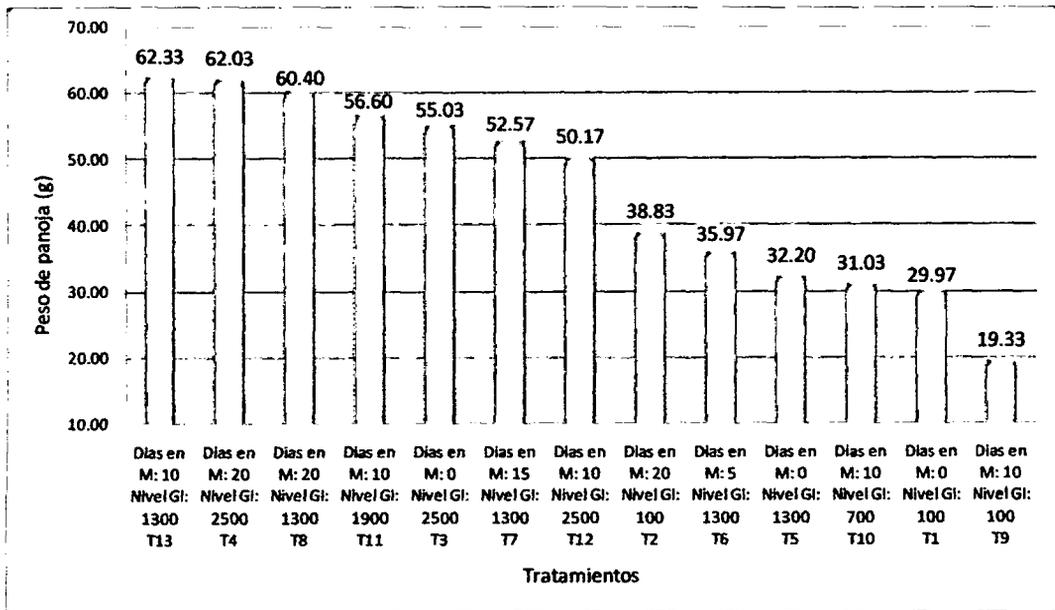


Gráfico 03. Peso de panoja de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

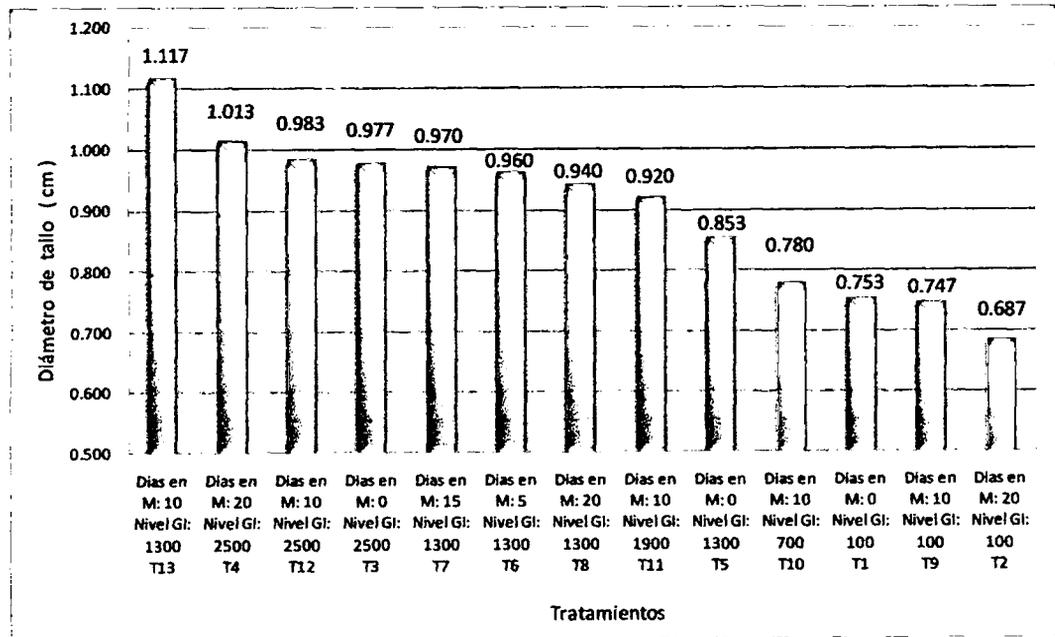


Gráfico 04. Diámetro de tallo de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm

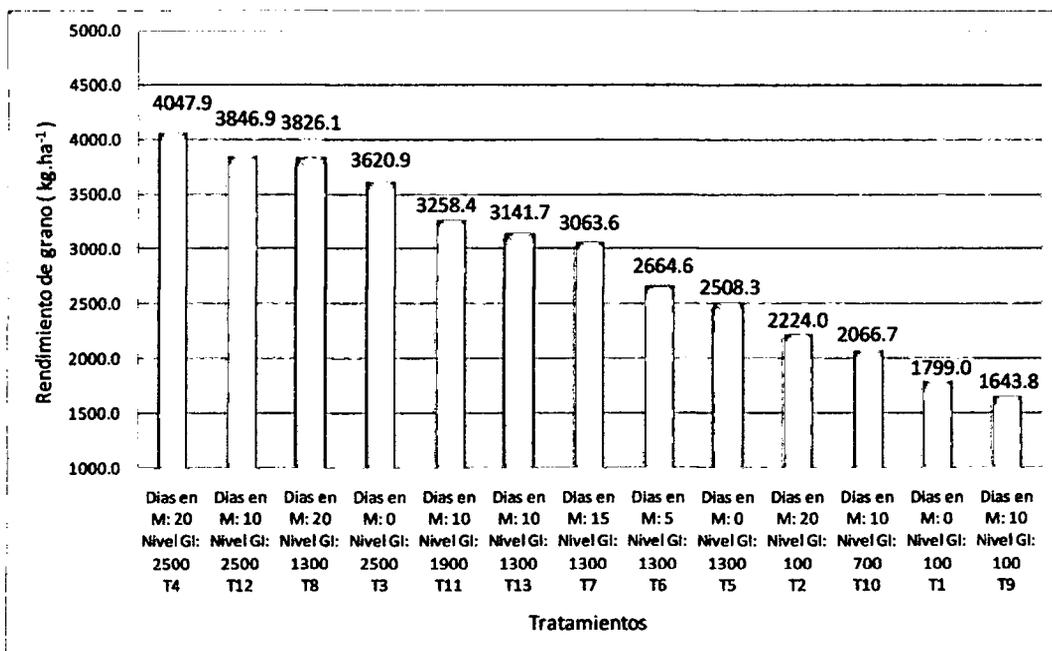


Gráfico 05. Rendimiento de grano de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

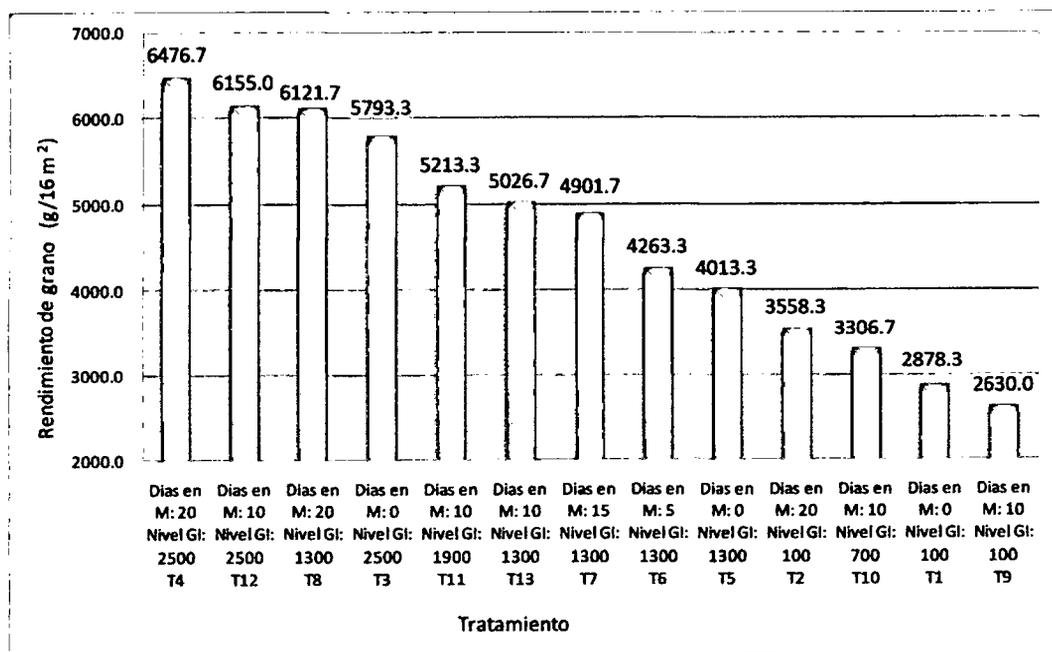


Gráfico 06. Rendimiento por parcela de grano de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

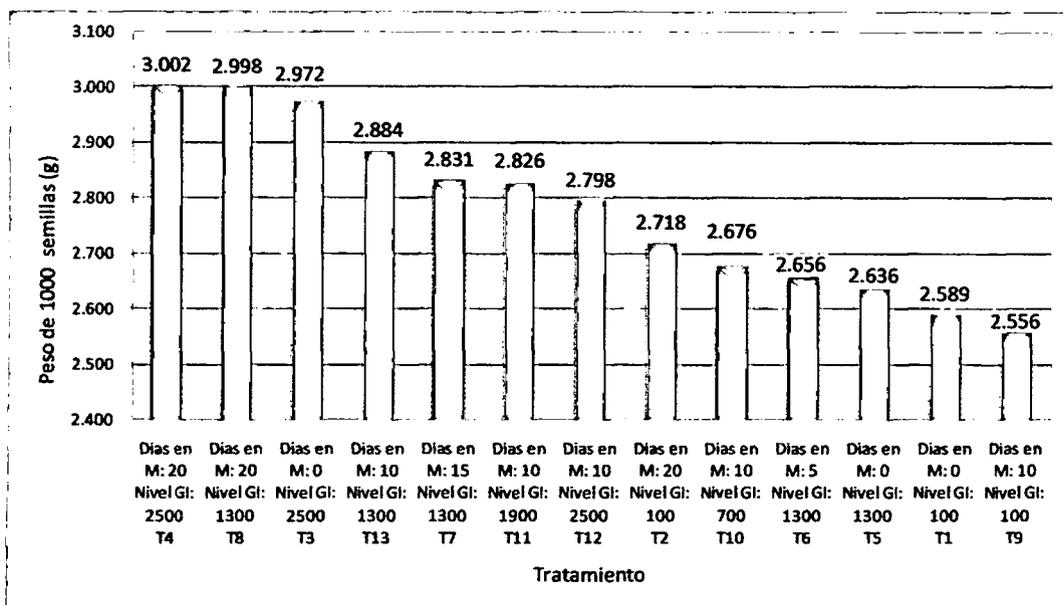


Gráfico 07. Peso de 1000 semillas de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

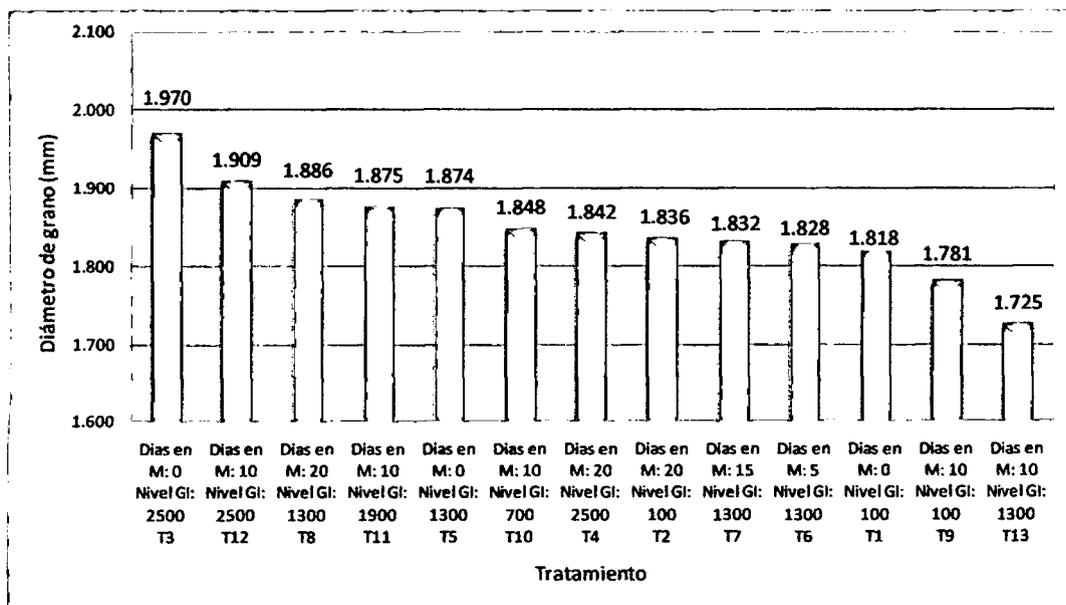


Gráfico 08. Diámetro de grano de quinua Blanca de Junín, Canaán 2750 msnm.

FOTOGRAFÍAS DEL TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

Preparación de sustrato para capturar microorganismos



Foto 01. Se colocó 100 g de arroz cocido en una compostera



Foto 02. Arroz impregnado de microorganismos después de 14 días



Foto 03. Arroz con microorganismos



Foto 04. Materiales e insumos para el licuado del arroz con microorganismos

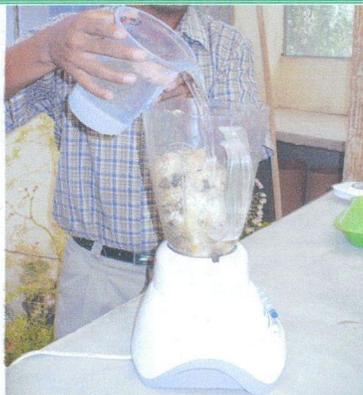


Foto 05. Agregado de 1.0 litro de agua para el licuado



Foto 06. Licuado del arroz impregnado con microorganismos

Preparación de la solución de microorganismos



Foto 07. Se colocó 70.2 litros de agua en el cilindro

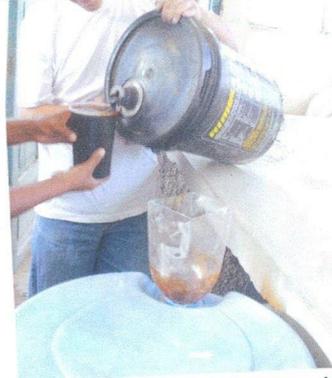


Foto 08. Se adicionó 23.4 litros de melaza en el cilindro



Foto 09. Mezcla de agua y melaza para la solución con microorganismos



Foto 10. Se agregó el licuado del arroz impregnado con microorganismos



Foto 11. Se colocó 1.0 m de manguera transparente con diámetro 8 mm



Foto 12. Cierre hermético del cilindro para una fermentación anaeróbica durante 7 días.

Guano de islas incubado en solución de microorganismos

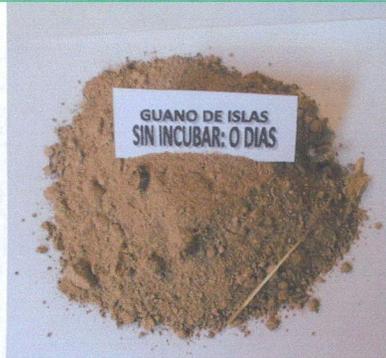


Foto 21. 0 Días de incubación



Foto 22. 5 Días de incubación



Foto 23. 10 Días de incubación

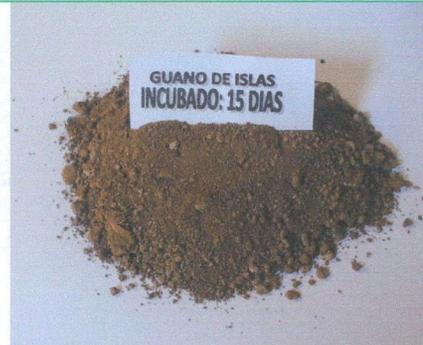


Foto 24. 15 Días de incubación



Foto 25. 20 Días de incubación

Proceso preliminar para la instalación en campo definitivo



Foto 26. Pesado de semilla de quinua Blanca de Junín

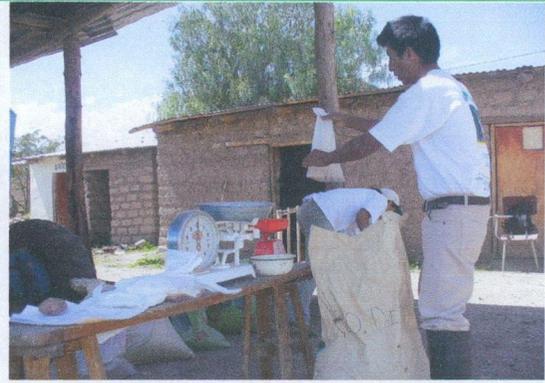


Foto 27. Pesado del guano de islas para la aplicación



Foto 28. Demarcación de las unidades experimentales



Foto 29. Distribución de tratamientos



Foto 30. Abonamiento



Foto 31. Siembra



Foto 32. Riego por tratamiento



Foto 33. Riego general por Bloque

Labores culturales del cultivo de quinua Blanca de Junín

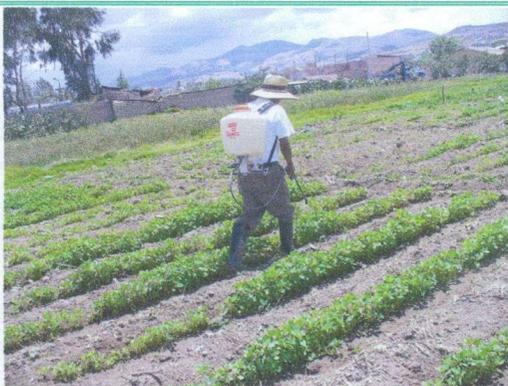


Foto 34. Control fitosanitario

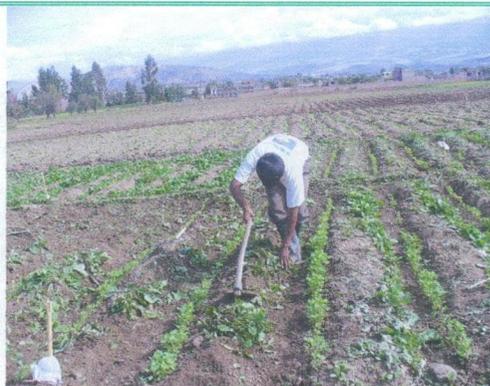


Foto 35. Deshierbo



Foto 36. Aporque



Foto 37. Campo experimental en madurez fisiológica

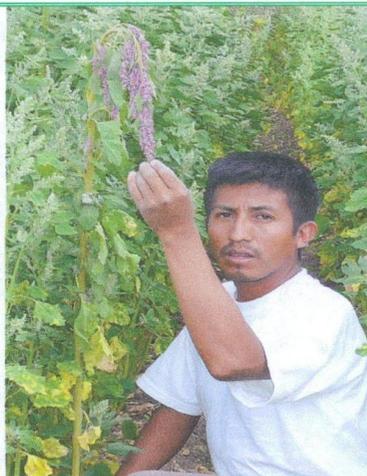


Foto 38. Desmanche



Foto 39. Presencia de la "Llama llama"
Epicauta willei

Labores culturales y variables evaluadas del cultivo de quinua Blanca de Junín



Foto 40. Control mecánico (manual) de *Epicauta willei*



Foto 41. Presencia de *Diabrotica viridula*

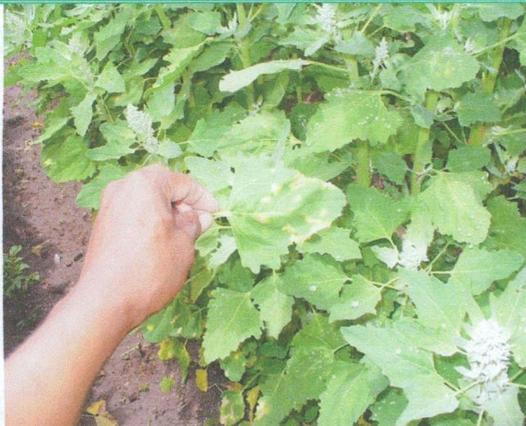


Foto 42. Presencia de la enfermedad del Mildiu (*Peronospora farinosa*)



Foto 43. Madures fisiológica del cultivo de quinua



Foto 44. Evaluando los tratamientos referente a la longitud de panoja de quinua

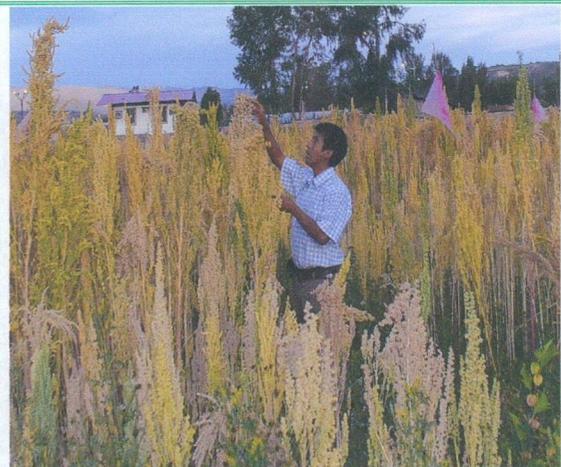


Foto 45. Evaluando los tratamientos en madures de cosecha del cultivo de quinua

Variab e evaluada: Peso de panoja de quinua Blanca de Junín



Foto 46. Tratamiento 1



Foto 47. Tratamiento 2

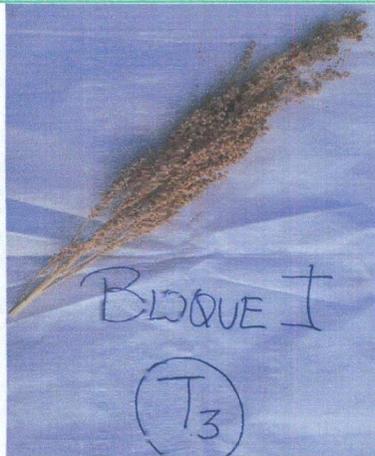


Foto 48. Tratamiento 3

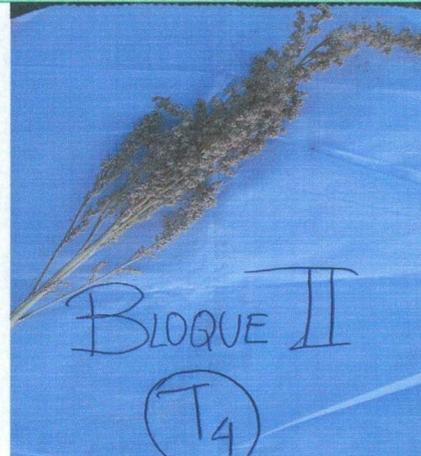


Foto 49. Tratamiento 4



Foto 50. Tratamiento 5

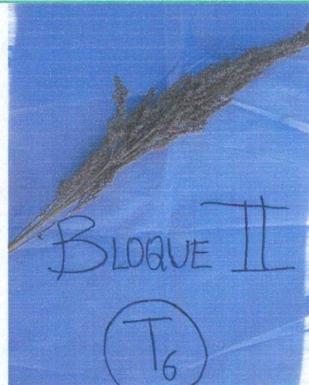


Foto 51. Tratamiento 6

Variable evaluada: Peso de panoja de quinua Blanca de Junín



Foto 52. Tratamiento 7

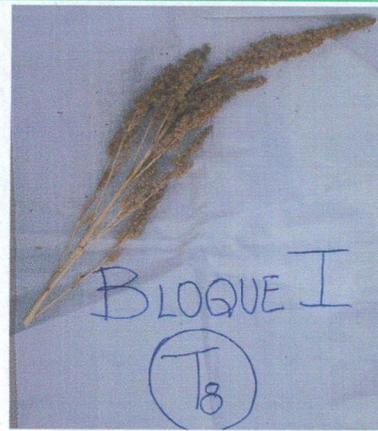


Foto 53. Tratamiento 8

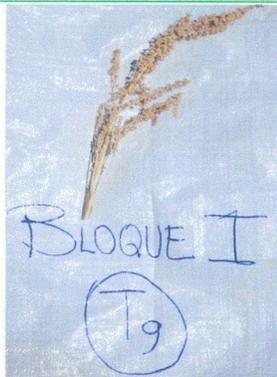


Foto 54. Tratamiento 9

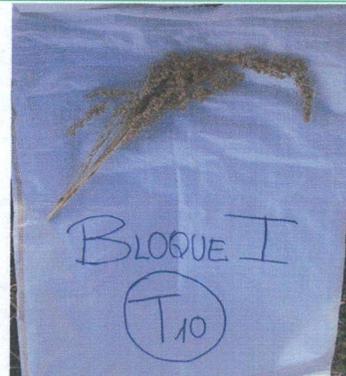


Foto 55. Tratamiento 10



Foto 56. Tratamiento 11

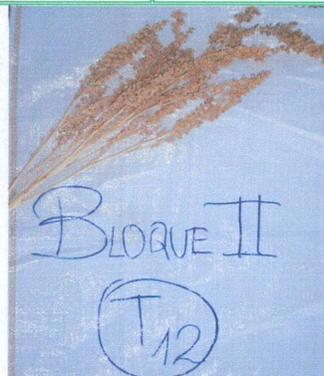


Foto 57. Tratamiento 12

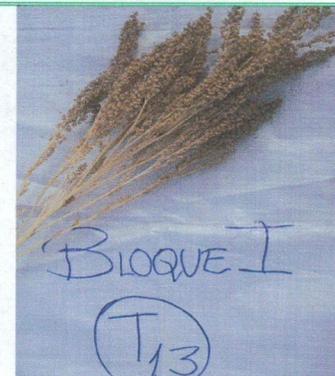


Foto 58. Tratamiento 13

Labores culturales y variables evaluadas del cultivo de quinua Blanca de Junín.

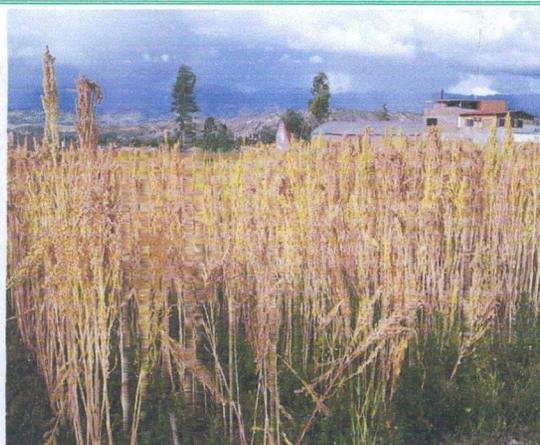


Foto 59 Madurez de Cosecha

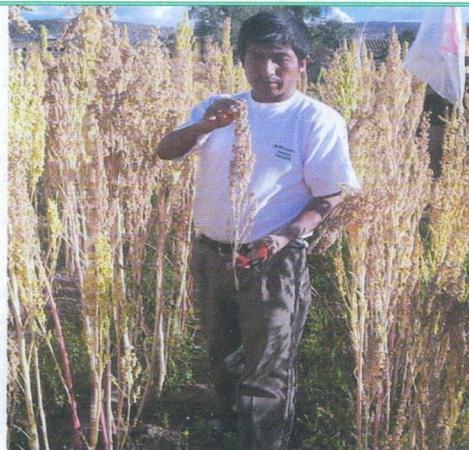


Foto 60. Cosecha



Foto 61. Pesado de panoja



Foto 62. Sobado de la panoja para liberar los granos



Foto 63. Secado de los granos de quinua



Foto 64. Encostalado de los granos secos

Variable evaluada: Diámetro de grano de quinua Blanca de Junín



Foto 65. Grano de quinua tratamiento 1



Foto 66. Grano de quinua tratamiento 2



Foto 67. Grano de quinua tratamiento 3



Foto 68. Grano de quinua tratamiento 4



Foto 69. Grano de quinua tratamiento 5



Foto 70. Grano de quinua tratamiento 6



Foto 71. Grano de quinua tratamiento 7



Foto 72. Grano de quinua tratamiento 8

Variable evaluada: Diámetro de grano de quinua Blanca de Junín



Foto 73. Grano de quinua tratamiento 9



Foto 74. Grano de quinua tratamiento 10



Foto 75. Grano de quinua tratamiento 11



Foto 76. Grano de quinua tratamiento 12



Foto 77. Grano de quinua tratamiento 13