

UNIVERSIDAD NACIONAL JOSÉ MARÍA ARGUEDAS
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



Presentado por

RAÚL PEZÚA CÉSPEDES

**DIGESTIBILIDAD *IN VITRO* DE LA PROTEÍNA Y LA
COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE TRES VARIEDADES
DE QUINUA (*Chenopodium quinoa* Willd.)
GERMINADA Y COCIDA**

Asesor:

ING. MSc. THOMAS ANCCO VIZCARRA

ANDAHUAYLAS - APURÍMAC - PERÚ

2017

TESIS FINANCIADO POR LA VICEPRESIDENCIA DE INVESTIGACIÓN DE LA UNAJMA



Universidad Nacional José María Arguedas

Identidad y Excelencia para el Trabajo Productivo y el Desarrollo



FACULTAD DE INGENIERÍA

APROBACIÓN DEL JURADO DICTAMINADOR

LA TESIS: “DIGESTIBILIDAD *IN VITRO* DE LA PROTEÍNA Y LA COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE TRES VARIETADES DE QUINUA (*Chenopodium quinoa* Willd.) GERMINADA Y COCIDA”; para optar el Título Profesional de Ingeniero Agroindustrial, ha sido evaluada por el Jurado Dictaminador conformado por:

PRESIDENTE: Ing. Gina Genoveva Toro Rodriguez.

PRIMER MIEMBRO: Ing. MSc. Carlos A. Ligarda Samanez.

SEGUNDO MIEMBRO: Ing. Mg. Denis H. Gutierrez Martinez.

Habiendo si aprobado por unanimidad, en la ciudad de Talavera el día 22 del mes de mayo de 2017.

Talavera, 22 de mayo de 2017

Ing. Gina Genoveva Toro Rodriguez

Presidente del Jurado Evaluador

Ing. MSc. Carlos A. Ligarda Samanez

Primer Miembro del Jurado Evaluador

Ing. Mg. Denis H. Gutierrez Martinez

Segundo Miembro del Jurad Evaluador



Universidad Nacional José María Arguedas

Identidad y Excelencia para el Trabajo Productivo y el Desarrollo



FACULTAD DE INGENIERÍA

APROBACIÓN DEL ASESOR DE TESIS

Quien suscribe:

THOMAS, ANCCO VIZCARRA – MSc. INGENIERO AGROINDUSTRIAL, por la presente:

CERTIFICA,

Que, el Bachiller en Ingeniería Agroindustrial RAÚL PEZÚA CÉSPEDES ha culminado satisfactoriamente en Informe Final de Tesis Intitulado: **"DIGESTIBILIDAD *IN VITRO* DE LA PROTEÍNA Y LA COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE TRES VARIEDADES DE QUINUA (*Chenopodium quinoa* Willd.) GERMINADA Y COCIDA"**. Para optar el título profesional de Ingeniero Agroindustrial.

Talavera, 22 de mayo de 2017

Ing. MSc. Thomas Ancco Vizcarra
Asesor de Tesis

Bach. Raúl Pezúa Céspedes
Tesisista



FACULTAD DE INGENIERIA

ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS

En el local salón de grados de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial, de la Sede Académica Santa de la Universidad Nacional José María Arguedas de la ciudad de Andahuaylas, siendo las nueve de la mañana del día miércoles dieciocho de enero del dos mil diecisiete; se reunieron la Ing. Gina Genoveva Toro Rodríguez, MSc. Ing. Carlos Alberto Ligarda Samanez y el Ing. Denis Hernán Gutiérrez Martínez, integrantes del Jurado Evaluador del Informe Final de Tesis intitulado: "Digestibilidad in Vitro de la proteína y la composición nutricional de tres variedades de quinua (Chenopodium quinoa Wild.) germinada y cocida", cuyo autor es el Bachiller en Ingeniería Agroindustrial Raúl Pezúa Céspedes, con el propósito de proceder a la sustentación y defensa de dicha tesis.

Luego de la sustentación y defensa del tesista, el Jurado Evaluador ACORDÓ: APROBAR por UNANIMIDAD al Bachiller en Ingeniería Agroindustrial RAÚL PEZÚA CÉSPEDES, obteniendo la siguiente calificación y mención:

Table with 3 columns: Nota escala vigesimal (Numeros, Letras), and Mención. Handwritten values: 16, DIECISEIS, MUY BUENO.

En señal de conformidad, se procedió a la firma de la presente acta en 03 ejemplares.

Signature of Gina Genoveva Toro Rodriguez
Ing. Gina Genoveva Toro Rodriguez
Presidenta del Jurado Evaluador

Signature of Carlos Alberto Ligarda Samanez
MSc. Ing. Carlos Alberto Ligarda Samanez
Primer Miembro del Jurado Evaluador

Signature of Denis Hernán Gutiérrez Martínez
Ing. Denis Hernán Gutiérrez Martínez
Segundo Miembro del Jurado Evaluador

DEDICATORIA

A mis padres, por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, por haberme inculcado valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, enfrentar los problemas y salir adelante.

A mi novia Jessica, por su apoyo, por ser mi alegría y compañía constante.

A mis hermanas Rosa, Herlinda y Juana, por ser las personas que han sido mi soporte y compañía durante todos estos años.

*“Sólo una cosa convierte en
imposible un sueño: el miedo
a fracasar”.*

Paulo Coelho

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi más sincera gratitud a la Universidad Nacional José María Arguedas, Institución a la cual debo mi formación profesional.

A mi familia, por su cariño y apoyo en todos los momentos, en especial a mis padres y a mis hermanas Rosa, Herlinda y Juana, por su apoyo incondicional.

A mi novia Jessica por su inmenso apoyo y comprensión.

Al Ing. MSc. Thomas Ancco Vizcarra, por su enorme interés y dedicación que han sido imprescindibles para la realización de este trabajo.

A los miembros del Jurado Evaluador de esta tesis Ing. Gina Genoveva Toro Rodriguez, Ing. MSc. Carlos Alberto Ligarda Samanez e Ing. Mg. Denis Hernan Gutierrez Martinez por sus valorables sugerencias, que contribuyeron al mejoramiento del presente trabajo.

A mis amigos, Yasmine, Herson, Robinson y Clara por su apoyo desinteresado y orientación para el desarrollo de esta investigación.

A mi amigo Robinson por haberme brindado el material principal para la realización de este trabajo.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	v
EPÍGRAFE.....	vi
AGRADECIMIENTOS.....	vii
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT.....	xv
CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	2
2.1 ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN.....	2
2.2. LA QUINUA.....	3
2.2.1. Descripción botánica y taxonómica.....	3
2.2.2. Diversidad genética de la quinua.....	5
2.2.3. Composición nutricional de la quinua.....	7
2.2.4 Descripción de los componentes nutricionales más importantes de la quinua.....	9
2.2.4.1. Proteína.....	9
2.2.4.2. Lípidos.....	9
2.2.4.3. Carbohidratos.....	9
2.2.4.4. Minerales.....	10
2.2.4.5. Fibra cruda.....	11
2.3. GERMINACIÓN DE GRANOS.....	11
2.3.1. Proceso de germinación de granos.....	11
2.3.2. Modificación de los componentes de los granos por germinación.....	15
2.3.3. Factores que afectan a la germinación.....	18
2.3.3.1. Factores internos.....	18
2.3.3.2. Factores externos.....	19
2.3.4. Dormancia de semillas.....	21
2.4. COCCIÓN DE GRANOS.....	21
2.4.1. Cocción en sistema cerrado.....	22
2.4.2. Modificación de los componentes nutricionales de los alimentos por cocción.....	23
2.5. DIGESTIBILIDAD DE NUTRIENTES DE UN ALIMENTO.....	25

2.5.1.	Digestión y digestibilidad de la proteína.....	26
2.5.2.	Técnicas de determinación de la digestibilidad de la proteína.....	32
2.5.3.	Digestibilidad <i>in vitro</i> de la proteína.....	33
CAPÍTULO 3. MATERIALES Y METODOLOGÍA.....		35
3.1.	LUGAR DE EJECUCIÓN.....	35
3.2.	MATERIAL DE ESTUDIO.....	35
3.2.1.	Universo y/o población.....	35
3.2.2.	Muestra.....	35
3.3.	EQUIPOS, INSTRUMENTOS, MATERIALES, REACTIVOS E INSUMOS DE LABORATORIO.....	36
3.4.	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL.....	37
3.4.1.	Metodología para la germinación de granos de quinua.....	37
3.4.2.	Metodología para la cocción de granos de quinua.....	40
3.5.	METODOLOGÍA DE ANÁLISIS EN LABORATORIO.....	42
3.5.1	Determinación de la digestibilidad <i>in vitro</i> de la proteína (método NTC 719).....	42
3.5.2.	Metodología para determinar la composición nutricional de granos de quinua.....	44
3.5.2.1.	Determinación de proteína cruda (método 954.01).....	44
3.5.2.2.	Determinación de grasa cruda (método 920.39).....	45
3.5.2.3.	Determinación de cenizas (método 923.03).....	46
3.5.2.4.	Determinación de fibra cruda (método 962.09).....	47
3.5.2.5.	Determinación de carbohidratos totales.....	48
3.6.	METODOLOGÍA PARA EL ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	49
CAPÍTULO 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....		53
4.1.	DIGESTIBILIDAD <i>IN VITRO</i> DE LA PROTEÍNA Y COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE TRES VARIEDADES DE QUINUA SIN PROCESO.....	53
4.2.	DIGESTIBILIDAD <i>IN VITRO</i> DE LA PROTEÍNA Y LA COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE LAS TRES VARIEDADES DE QUINUA DESPUÉS DE SER GERMINADAS Y COCIDAS ASÍ COMO SU VARIACIÓN EN COMPARACIÓN CON LA QUINUA SIN PROCESO.....	56
CONCLUSIONES.....		71
RECOMENDACIONES.....		72

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	73
ANEXOS.....	81

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Composición nutricional de la quinua en comparación con alimentos básicos (%).	7
Tabla 2.	Composición nutricional de la quinua según varios autores.	8
Tabla 3.	Composición nutricional de la quinua variedad Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA.	8
Tabla 4.	Equipos e instrumentos de laboratorio.	36
Tabla 5.	Materiales de laboratorio.	36
Tabla 6.	Reactivos e insumos de laboratorio.	37
Tabla 7.	Materia vegetal.	37
Tabla 8.	Diseño factorial 3^2 en tres notaciones útiles.	49
Tabla 9.	Matriz de diseño experimental.	49
Tabla 10.	ANOVA para el diseño 3^2 .	51
Tabla 11.	Digestibilidad <i>in vitro</i> de la proteína de las tres variedades de quinua sin proceso.	53
Tabla 12.	Proteína cruda de las tres variedades de quinua sin proceso.	53
Tabla 13.	Grasa cruda de las tres variedades de quinua sin proceso.	54
Tabla 14.	Ceniza de las tres variedades de quinua sin proceso.	54
Tabla 15.	Fibra cruda de las tres variedades de quinua sin proceso.	55
Tabla 16.	Carbohidratos totales de las tres variedades de quinua sin proceso.	55
Tabla 17.	Digestibilidad <i>in vitro</i> de la proteína de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.	56
Tabla 18.	Proteína de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.	59
Tabla 19.	Grasa de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.	61

Tabla 20.	Ceniza de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.....	64
Tabla 21.	Fibra de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.....	66
Tabla 22.	Carbohidratos de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.....	68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Fases de la germinación.....	15
Figura 2.	Diagrama de corte longitudinal de una grano se cebada.....	17
Figura 3.	Las enzimas proteolíticas catalizan una reacción hidrolítica.....	28
Figura 4.	Acción de proteinasas y peptidasas.....	31
Figura 5.	Proceso de germinación de granos de quinua.....	39
Figura 6.	Proceso de cocción de granos de quinua.....	41
Figura 7.	Gráfica de interacción (variedad por proceso) para la digestibilidad <i>in vitro</i> de la proteína.....	57
Figura 8.	Gráfica de comparación de medias para la digestibilidad <i>in vitro</i> de la proteína.....	58
Figura 9.	Gráfica de interacción (variación por proceso) para la proteína.....	60
Figura 10.	Grafica de comparación de medias para la proteína.....	61
Figura 11.	Gráfica de Interacción (variedad por proceso) para la grasa.....	62
Figura 12.	Gráfica de comparación de medias para la grasa.....	63
Figura 13.	Gráfica de interacción (variedad por proceso) para la ceniza.....	65
Figura 14.	Gráfica de comparación de medias para la ceniza.....	65
Figura 15.	Gráfica de interacción (variedad por proceso) para la fibra cruda.....	67
Figura 16.	Gráfica de comparación de medias para la fibra cruda.....	67
Figura 17.	Gráfica de interacción (variedad por proceso) para los carbohidratos.....	69
Figura 18.	Gráfica de comparación de medias para los carbohidratos.....	69

RESUMEN

La presente investigación tuvo como objetivo estudiar el efecto de la germinación y cocción en la composición nutricional y digestibilidad de la proteína de tres variedades de quinua. La germinación de los granos se realizó por el método descrito por Bravo (2013), para la cocción se utilizó el procedimiento de Ancco *et al.*, (2016), la digestibilidad se determinó por el método 719 de la Norma Técnica Colombiana y la composición nutricional mediante las técnicas de análisis de nutrientes A.O.A.C (1997), los cuales son los métodos 954.01; 920.39; 923.03; 962.09 para la proteína cruda, grasa cruda, cenizas y fibra cruda respectivamente; los carbohidratos se calculó restando a 100 los porcentajes de nutrientes antes mencionados; el modelo estadístico utilizado en este estudio fue un diseño factorial 3^2 , donde los factores de estudio fueron las variedades de quinua (Negra Collana, Pasankalla, Salcedo INIA) y el proceso aplicado (sin proceso, germinación, cocción). Se pudo observar que la digestibilidad de la proteína de las tres variedades de quinua incrementa significativamente por causa de la cocción y germinación. En cuanto a los componentes nutricionales el proceso de germinación generó una disminución de la proteína, ceniza y fibra en Negra Collana y Pasankalla, en Salcedo INIA la proteína y la fibra disminuyeron, pero la ceniza aumentó. La grasa y carbohidratos incrementaron significativamente con la germinación en Negra Collana y Salcedo INIA y en Pasankalla disminuyó. La cocción causó un aumento de la proteína, grasa, fibra y carbohidratos en Negra Collana y Salcedo INIA, pero la ceniza disminuyó. Para la variedad Pasankalla la cocción generó un aumento de la proteína, fibra y carbohidratos, sin embargo ocasionó una disminución de la grasa y la ceniza. En general la germinación y cocción causaron distintos comportamientos en el contenido de proteína, grasa, cenizas, fibra y carbohidratos en las tres variedades de quinua.

Palabras clave: digestibilidad, germinación, cocción, efecto, composición nutricional, diseño factorial, método.

ABSTRACT

The present research had as objective to study the effect of the germination and cooking in the nutritional composition and digestibility of the protein of three varieties of quinoa. The germination of the grains was performed by the method described by Bravo (2013), for the cooking was used the procedure of Ancco *et al.*, (2016), the digestibility was determined by method 719 of the Colombian Technical Standard and the composition Nutritional analysis using AOAC (1997) nutrient analysis techniques, which are methods 954.01; 920.39; 923.03; 962.09 for crude protein, crude fat, ash and crude fiber respectively; carbohydrates were calculated by subtracting 100 percent of the nutrients mentioned above; The statistical model used in this study was a factorial design 3², where the study factors were quinoa varieties (Negra Collana, Pasankalla, Salcedo INIA) and the process applied (without processing, germination, cooking). It was observed that the digestibility of the protein of the three varieties of quinoa increases significantly because of cooking and germination. As for the nutritional components, the germination process generated a decrease of protein, ash and fiber in Negra Collana and Pasankalla, in Salcedo INIA the protein and fiber decreased, but ash increased. Fat and carbohydrates increased significantly with germination in Negra Collana and Salcedo INIA and in Pasankalla decreased. Baking caused an increase in protein, fat, fiber and carbohydrates in Negra Collana and Salcedo INIA, but ash decreased. For the Pasankalla variety the cooking generated an increase of the protein, fiber and carbohydrates, nevertheless caused a decrease of the fat and the ashes. In general, germination and cooking caused different behaviors in the protein, fat, ash, fiber and carbohydrate content of the three varieties of quinoa.

Key words: digestibility, germination, cooking, effect, nutritional composition, factorial design, method.

CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN

La quinua es un alimento de origen vegetal que tiene un alto contenido de nutrientes como la proteína, grasa, carbohidratos, minerales y vitaminas, lo que lo hace potencialmente beneficiosa para la salud humana. Entre estos componentes, la quinua ofrece una proteína de alto valor biológico como la de los alimentos de origen animal lo cual lo hace fundamental para la buena nutrición, especialmente para las poblaciones menos desarrolladas; es por esta razón que los investigadores se han interesado en transformar el grano de quinua en múltiples productos para la industria alimentaria con el fin de aprovechar sus bondades nutricionales y permitir a los consumidores una alimentación sana (Casas, Salgado, Moncayo y Cote, 2016, pp. 77-83).

Sin embargo estos nutrientes de la quinua especialmente la proteína no están del todo disponibles, es decir, que no basta que la proteína u otro elemento se encuentren en altos porcentajes en el alimento, sino que debe ser digerible para que pueda ser asimilado y, por consecuencia, aprovechado por el organismo que lo ingiere. La aplicación de procesos tecnológicos industriales, así como la preparación culinaria de la quinua para su consumo puede afectar su composición química, que desde el punto de vista nutricional suponen la pérdida de algunos nutrientes, pero también producen efectos beneficiosos tales como el aumento de la digestibilidad de la proteína. Entre estos procesos tecnológicos podemos mencionar la germinación y la cocción; la germinación es un proceso en el que se produce cambios en muchos de los constituyentes de los granos: paredes celulares, almidón, proteínas, además de una considerable formación de enzimas, dando lugar a materias solubles de mejor digestibilidad para el ser humano; la cocción es otro proceso habitual que se aplica a los granos de quinua para su consumo, en este proceso al igual que en la germinación se producen diversos cambios en muchos constituyentes de los granos en especial en la digestibilidad de la proteína (Toro, Guerra, Espinoza, y Newman, 2011). Pero los cambios en las propiedades nutricionales y digestibilidad de la proteína de la quinua al aplicársele los procesos de germinación y cocción no están aún estudiadas en su totalidad pero se sabe que tiene un efecto positivo en la nutrición humana, es por ello que el objetivo de este trabajo fue determinar la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de tres variedades de quinua así como su variación después de ser germinadas y cocidas.

CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN

Para determinar la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de tres variedades de quinua así como su variación después de ser germinadas y cocidas fue conveniente referir la consulta documental de trabajos realizados que guardan relación con los objetivos propuestos en este estudio, en función a ello se menciona a:

Chaparro, Portilla, Pismag, Elizalde y Erazo (2010), quienes efectuaron una investigación donde expresa que la concentración de la proteína cruda encontrado en semillas de quinua es de 14,76%. Al realizar la germinación encontró que la proteína disminuye mínimamente con respecto a las semillas de quinua sin germinar. La germinación generó un incremento significativo de la digestibilidad *in vitro* de la proteína en los granos de quinua pasando de 79,40% a 90,35%.

Por otro lado la Fundación de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, (2011) indica que la digestibilidad de la proteína o biodisponibilidad (digestibilidad verdadera) de los aminoácidos de la quinua varía según la variedad y el tratamiento a que son sometidas y que en promedio el grano de la quinua tiene una digestibilidad de la proteína entre 70 a 85%.

Martinez *et al.*, (2011), como se citó en Ponce de Leon, Torija y Matallana (2013), en un estudio realizado sobre semillas de soja, encontraron un aumento del contenido de proteínas de 17,8%, observaron también que la germinación produjo un aumento significativo de la digestibilidad *in vitro* de la proteína.

Hernandez y campos, (1993), indican que la digestibilidad de la proteína incrementa en promedio de 10% como consecuencia de la cocción del frijol.

Valenzuela, Mita, Zapana, Rufo y Mita (2015), indican que el efecto de la cocción y germinación causaron un incremento del contenido de carbohidratos en las tres variedades (Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA) sobre todo en la variedad Salcedo INIA. El efecto de la cocción en la variedad Salcedo INIA tuvo un efecto significativo disminuyendo en 10,53% el contenido de proteínas e incrementando el contenido de carbohidratos significativamente en un 23,16%; respecto al efecto de la germinación el contenido de carbohidratos incrementa en

20,83%; la variedad Pasankalla sufrió un efecto de incremento significativo en el contenido de fibra en 8,72%; y por último la variedad Negra Collana incrementó significativamente cenizas y proteínas en 28,32% y 22,57% respectivamente, por causa de la germinación. A diferencia de la cocción donde se disminuyó significativamente el contenido de fibra en un 12,62% pero incrementó el contenido de proteínas en un 28,23%.

Bravo, Reyna, Gómez y Huapaya (2013) al investigar el efecto del proceso de germinación sobre los componentes nutricionales de los granos andinos: quinua y kiwicha, encontraron los componentes de los granos andinos germinados fueron: 13,09% proteína, 6,10% grasa, 1,50% ceniza y fibra total 2,68% en base seca.

Cervilla, Mufari, Calandri y Guzmán (2014), indican que la cocción con vapor a presión permitió una correcta cocción del grano con bajas pérdidas nutricionales. El porcentaje de pérdida de la proteína con relación al contenido inicial en los granos fue de 0,26; 0,06; y 0,20% para lotes 2009, 2010, 2011 respectivamente.

Colmenares (1989) al realizar una investigación para analizar el cambio en la composición química y nutricional del amaranto, encontró que el proceso de germinación altera la composición química de la semilla de amaranto y que este no aumenta el valor proteico del grano ni su utilización biológica. Además encontró que el proceso de cocción en el amaranto germinado disminuye su valor nutritivo, en contraste con el efecto de dicho proceso en el grano sin germinar.

2.2. LA QUINUA

2.2.1. Descripción botánica y taxonómica

La quinua es una planta anual, dicotiledónea, usualmente herbácea, que alcanza una altura de 0,2 a 3,0 m. Las plantas pueden presentar diversos colores que van desde verde, morado a rojo y colores intermedios entre estos. El tallo principal puede ser ramificado o no, depende del ecotipo, raza, densidad de siembra y de las condiciones del medio en que se cultiven, es de sección circular en la zona cercana a la raíz, transformándose en angular a la altura de las ramas y hojas.

Es más frecuente el hábito ramificado en las razas cultivadas en los valles interandinos del sur del Perú y Bolivia, en cambio el hábito simple se observa en pocas razas cultivadas en el altiplano y en una buena parte de las razas del centro y norte del Perú y Ecuador (Tapia, 1990, pp. 123-128; Mujica, 1992, pp. 129-146; Garandillas, 1968, pp.41-49).

Las hojas son de carácter polimórfico en una sola planta; las basales son grandes y pueden ser romboidales o triangulares, mientras que las hojas superiores generalmente alrededor de la panoja son lanceoladas. Su color va desde el verde hasta el rojo, pasando por el amarillo y el violeta, según la naturaleza y la importancia de los pigmentos. Son dentadas en el borde pudiendo tener hasta 43 dientes. Contienen además gránulos en su superficie dándoles la apariencia de estar cubiertas de arenilla. Estos gránulos contienen células ricas en oxalato de calcio y son capaces de retener una película de agua, lo que aumenta la humedad relativa de la atmósfera que rodea a la hoja y, consecuentemente, disminuye la transpiración (Tapia, 1990, pp. 123-128; Dizes y Bonifacio, 1992, pp. 69-74; Rojas, 2003, pp. 9-23).

La inflorescencia es racimosa y se denomina panoja por tener un eje principal más desarrollado, del cual se originan los ejes secundarios y en algunos casos terciarios. (Cardenas, 1994, pp. 13-26).

La panoja terminal puede ser definida (totalmente diferenciada del resto de la planta) o ramificada, cuando no existe una diferenciación clara a causa de que el eje principal tiene ramas relativamente largas que le dan a la panoja una forma cónica peculiar; asimismo, la panoja puede ser suelta o compacta, lo que está determinado por la longitud de los ejes secundarios y pedicelos, siendo compactos cuando ambos son cortos (Gandarillas, 1968, pp. 41-49).

Las flores son muy pequeñas y densas, lo cual hacen difícil la emasculación, se ubican en grupos formando glomérulos, son sésiles, de la misma coloración que los sépalos y pueden ser hermafroditas, pistiladas o androestériles. Los estambres, que son cinco, poseen filamentos cortos que sostienen anteras basifijas y se encuentran rodeando el ovario, cuyo estilo se caracteriza por tener 2 o 3 estigmas plumosos. Las flores permanecen abiertas por un período que varía de 5 a 7 días, y como no se abren simultáneamente, se determinó que el tiempo de duración de la floración está entre 12 a 15 días (Heisser y Nelson, 1974, pp.

503-505; Mujica, 1992, pp. 129-146, Lescano, 1994). “El fruto es un aquenio indehisciente que contiene un grano que puede alcanzar hasta 2,66 mm de diámetro de acuerdo a la variedad” (Rojas, 2003, pp. 9-23). Según Tapia (1990) el perigonio cubre a la semilla y se desprende con facilidad al frotarlo. El episperma que envuelve al grano está compuesto por cuatro capas: la externa determina el color de la semilla, es de superficie rugosa, quebradiza, se desprende fácilmente con agua, y contiene a la saponina.

Gallardo y Gonzáles (1992) indican que la quinua también posee endosperma el cual es de tipo celular, formado por varias capas rodeando completamente al embrión y separado de él por una capa de aire y que probablemente, después que la semilla se hidrata, las células del endosperma se ponen en contacto con el embrión que lo consume rápidamente durante su crecimiento (pp. 55-64).

Respecto a su clasificación taxonómica, la quinua es una especie que se clasifica en la división Magonoliophyta, clase Magnoliopsida, subclase Caryophyllidae, orden Caryophyllales, familia Chenopodiaceae, género *Chenopodium*, sección *Chenopodia* y subsección *Cellulata* (Wilson, 1980, pp. 253-263). “El género *Chenopodium* es el principal dentro de la familia *Chenopodiaceae* y tiene amplia distribución mundial, con cerca de 250 especies” (Giusti, 1970, pp. 98-115).

2.2.2. Diversidad genética de la quinua

La región Andina es considerada como uno de los ocho centros de origen y de diversidad de los cultivos. Es el lugar donde existe la mayor diversidad genética de quinua tanto silvestre como cultivada que todavía se pueden encontrar en condiciones naturales y en campos de cultivo de los agricultores andinos. (FAO, 2011, p.16).

A continuación se describen los cinco grupos de quinua de acuerdo a Lescano (1989) y a Tapia (1990):

- ✓ Quinuas de nivel del mar: Se han encontrado en las zonas de Linares y Concepción (Chile) a 36° Latitud Sur. Son plantas más o menos robustas, de 1,0 a 1,4 m de altura, de crecimiento ramificado, y producen granos de color crema transparente (tipo Chullpi). Estas quinuas guardan gran

similitud con la *Chenopodium nuttalliae* (Huahzontle) que se cultiva en forma aislada en México a 20° Latitud Norte.

- ✓ Quinuas de valles interandinos: Son las que se adaptan entre los 2500 a 3500 msnm, se caracterizan por su alto desarrollo -hasta 2,5 m o más de altura y con muchas ramificaciones- con inflorescencia laxa y que normalmente presentan resistencia al mildiu (*Peronospora farinosa*).
- ✓ Quinuas de altiplano: Se desarrollan en áreas mayores como cultivos puros o únicos y, entre los 3600 a 3800 msnm, corresponde a la zona del altiplano peruano-boliviano. En esta área se encuentra la mayor variabilidad de caracteres y se producen los granos más especializados en su uso. Las plantas crecen con alturas entre 0,5 a 1,5 m, con un tallo que termina en una panoja principal y por lo general compacta. En este grupo es donde se encuentra el mayor número de variedades mejoradas y también los materiales más susceptibles al mildiu cuando son llevados a zonas más húmedas.
- ✓ Quinuas de salares: Son las que crecen en las zonas de los salares al sur del altiplano boliviano, la zona más seca con 300 mm de precipitación. Se cultiva como cultivos únicos a distancias de 1 m x 1 m y en hoyos para aprovechar mejor la escasa humedad. Son quinuas con el mayor tamaño de grano (> a 2,2 mm de diámetro), se las conoce como "Quinoa Real" y sus granos se caracterizan por presentar un pericarpio grueso y con alto contenido de saponina.
- ✓ Quinuas de los yungas: Es un grupo reducido de quinuas que se han adaptado a las condiciones de las Yungas de Bolivia a alturas entre los 1.500 y 2.000 msnm, y se caracterizan por ser de desarrollo algo ramificado. Alcanzan alturas de hasta 2,20 m, son plantas verdes, y cuando están en floración toda la planta íntegra, toman la coloración anaranjada (pp. 1-18)

Las principales variedades que se tiene en Perú son las siguientes: Amarilla Maranganí, Kancolla, Blanca de Juli, Cheweca, Witulla, Salcedo-INIA, Iplla-INIA, Quillahuaman-INIA, Camacani I, Camacani II, Huariponcho, Chullpi, Roja de Coporaque, Ayacuchana-INIA, Huancayo, Hualhuas, Mantaro, Huacataz,

Huacariz, Rosada de Yanamango, Namora, Tahuaco, Yocar, Wilacayuni, Pacus, Rosada de Junín, Blanca de Junín, Acostambo y Blanca Ayacuchana (Mujica et al., 2004; Mujica, 1992). En Ecuador se obtuvieron las siguientes variedades: Tunkahuan, Ingapirca, Cochasqui, Imbaya, Chaucha, Tanlahua, Piartal, Porotoc, Amarga del Chimborazo, Amarga de Imbabura y Morada (Mujica, Cahahua y Saravia, 2004, pp. 26-59; Mujica, 1992, pp. 129-146).

2.2.3. Composición nutricional de la quinua

Las bondades peculiares del cultivo de la quinua están dadas por su alto valor nutricional. El contenido de proteína de la quinua varía entre 13,81 y 21,9% dependiendo de la variedad. Debido al elevado contenido de aminoácidos esenciales de su proteína, la quinua es considerada como el único alimento del reino vegetal que provee todos los aminoácidos esenciales, que se encuentran extremadamente cerca de los estándares de nutrición humana establecidos por la FAO. Al respecto Risi (1991) acota que el balance de los aminoácidos esenciales de la proteína de la quinua es superior al trigo, cebada y soya, comparándose favorablemente con la proteína de la leche. Su composición del valor nutritivo de la quinua en comparación con la carne, el huevo, el queso y la leche se presenta en la siguiente tabla. (pp. 209-258).

Tabla 1.

Composición nutricional de la quinua en comparación con alimentos básicos (%).

Componentes (%)	Quinua	Carne	Huevo	Queso	Leche vacuna	Leche humana
Proteínas	13.00	30.00	14.00	18.00	3.50	1.80
Grasas	6.10	50.00	3.20		3.50	3.50
Carbohidratos	71.00					
Azcar					4.70	7.50
Hierro	5.20	2.20	3.20		2.50	
Calorías 100 g	350	431	200	24	60	80

Fuente: FAO (2011), p.7.

Tabla 2.*Composición nutricional de la quinua según varios autores.*

Autor	Componentes (%)				
	Proteína	Grasa	Ceniza	Fibra	Carboh.
Tapia, 1990.	11-21.3				
Koziol, 1992.	13.8-16,5				
Ruales y Nair, 1992.	14.10	9.70	3.40		72.50
Romero, 2006, citado por Mujica et al., 2006.	9.6-22.1				
Morón, 1999 citado por Murillo y Mujica, 2013.	11.70	6.3	2.80	5.20	68.00
Bravo, 2013.	12.94	7.83	3.05	4.58	
Gonzales et al., 1989,		4	3		
Repo-Carrasco, 1992.		6	2.90		72.60
Alvares-Jubete et al., 2009.		5.20	2.70		64.20
Romero, 1981 citado por Mujica et al., 2006.		1.8-8.2	2.4-9.7	1.1-5.8	46.0-77.4

Tabla 3.*Composición nutricional de la quinua variedad Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA.*

Composición nutricional (Análisis fisicoquímico g/100g, de muestra)			
Componente	Negra Collana	Pasankalla	Salcedo INIA
Humedad (%)	9.88	9.62	8.66
Proteínas (%)	17.62	17.83	16.23
Fibra (%)	2.10	3.00	1.84
Cenizas (%)	2.13	2.83	2.00
Grasa (%)	5.94	6.29	5.20
ELN (%)	62.33	60.43	66.07
Energía (Kcal/100 g)	368.61	364.68	372.19

Fuente: FAO/INIA, (2013), pp. 30-38.

2.2.4. Descripción de los componentes nutricionales más importantes de la quinua

2.2.4.1. Proteína

Las proteínas de la quinua presentan una proporción de aminoácidos más balanceada que la de los cereales especialmente en lisina, histidina y metionina, lo que le proporciona una alta calidad biológica. Se define como "proteínas de alta calidad" aquellas que originadas en aminoácidos "balanceados", es decir en alimentos que contienen los aminoácidos básicos completos y especialmente ricos en lisina (que es fundamental para el desarrollo humano), por esta misma razón el maíz, trigo y la avena son considerados "cereales no balanceados". Las proteínas están formadas por albuminas y globulinas, principalmente. El bajo contenido en prolamina y glutelinas hace que la quinua no tenga gluten. La carencia de gluten limita a la harina de quinua en la panificación, pero es de gran utilidad en la dieta de personas sensibles a la presencia de gluten que ocasiona afecciones y lesiones intestinales (Chachi, 2009, p. 18).

2.2.4.2. Lípidos

La quinua contiene grasas insaturadas, ácido linoleico (Omega 6) 50.24%, ácido oleico (Omega 9) 26.04% y ácido linolénico (Omega 3) 4.77%, cualidades muy importantes para la dieta vegetariana; por lo que en las últimas décadas están cobrando mayor importancia, al permitir mayor fluidez de los lípidos de las membranas. Otro aspecto importante es el contenido de tocoferoles es aceites de quinua. Estos son isómeros con efectos beneficiosos para la salud, ya que actúan como antioxidantes naturales y permiten mayor tiempo de conservación (Espinoza *et al*; 2001, como se citó en Chachi, 2009, p. 18).

2.2.4.3. Carbohidratos

Los carbohidratos de las semillas de quinua contienen entre un 58 y 68% de almidón y un 5% de azúcares, lo que la convierte en una fuente óptima de energía que se libera en el organismo de forma lenta por su importante cantidad de fibra. El almidón es el carbohidrato más importante en todos los cereales. Constituye aproximadamente del 60 a 70% de la materia seca. En la quinua, el contenido de almidón es de 58,1 a 64,2% (Bruin, 1964, pp. 872-876). El almidón en las plantas se encuentra en la forma de gránulos. Los gránulos de cada especie tienen tamaño y forma característicos. Los gránulos del almidón de la quinua

tienen un diámetro de 2 μm , siendo más pequeños que los granos comunes Repo-Carrasco *et al.*, 2001, citado en FAO, 2011, p. 11).

La variación genética del tamaño de gránulo de almidón de la colección boliviana de quinua fluctuó entre 1 a 28 μm , permitiendo esta variable dar una orientación agroindustrial para realizar las distintas mezclas con cereales y leguminosas y establecer el carácter funcional de la quinua (Rojas *et al.*, 2010, pp. 11-23)

2.2.4.4. Minerales

“Si se hace una comparación entre trigo, maíz, arroz, cebada, avena, centeno, triticale y quinua, en la quinua resalta el alto contenido de calcio, magnesio y zinc” (FAO, 2011, p. 11).

La quinua según la FAO (2011) es un alimento muy rico en:

- ✓ Calcio, fácilmente absorbible por el organismo (contiene más del cuádruple que el maíz, casi el triple que el arroz y mucho más que el trigo), por lo que su ingesta ayuda a evitar la descalcificación y la osteoporosis.
- ✓ Hierro: contiene el triple que el trigo y el quíntuple que el arroz, careciendo el maíz de este mineral).
- ✓ Potasio (el doble que el trigo, el cuádruple que el maíz y ocho veces más que el arroz).
- ✓ Magnesio, en cantidades bastante superiores también al de los otros tres cereales. Un hombre adulto de 70 kg de peso contiene aproximadamente 20 a 28 g de magnesio y el aporte recomendado es del orden 300 a 350 mg/día en el adulto. La quinua contiene 270 mg/100 g de materia seca. Ruales y Nair (1992), presentan cifras que van de 170 a 230 mg/100 g de materia seca. El magnesio es un componente y activador de muchas enzimas, especialmente aquellas que transforman fosfatos ricos en energía, además, es un estabilizador de los ácidos nucleicos y de las membranas.
- ✓ Fósforo: los niveles son parecidos a los del trigo pero muy superiores a los del arroz y, sobre todo, a los del maíz.
- ✓ Zinc: casi dobla la cantidad contenida en el trigo y cuadruplica la del maíz, no conteniendo el arroz este mineral).

- ✓ Manganese: sólo el trigo supera en este mineral a la quinua mientras el arroz posee la mitad y el maíz la cuarta parte.
- ✓ También contiene pequeñas cantidades de cobre y de litio. (p.11)

2.2.4.5. Fibra cruda

La fibra bruta o cruda es el residuo. Libre de cenizas que resulta del tratamiento en caliente con ácidos y bases fuertes, este tratamiento empírico proporciona la fibra cruda que consiste principalmente del contenido en celulosa además de la lignina y hemicelulosa contenidas en la muestra. Constituye el 20-25% de la fibra dietética total, es un concepto más químico que biológico, por otro lado la fibra dietética es aquella que incluye a la totalidad de todos los compuestos fibrosos o no, que no son digeribles por el intestino humano. Por lo que respecta a la fibra cruda de la quinua supone el 6% del peso total del grano y es la que hace que la ingesta de quinua favorezca el tránsito intestinal, regule los niveles de colesterol, estimule el desarrollo de flora bacteriana beneficiosa y ayude a prevenir el cáncer de colon. Posee un alto porcentaje de fibra, lo cual la convierte en un alimento ideal para lograr eliminar toxinas y residuos que puedan dañar el organismo. Por lo tanto actúa como un depurador del cuerpo. Produce sensación de saciedad. El cereal en general, y la quinua en particular, tienen la propiedad de absorber agua y permanecer más tiempo en el estómago por lo que de esta forma se logra plenitud con poco volumen de cereal. (FAO, 2011, p. 13).

2.3. GERMINACIÓN DE GRANOS

2.3.1. Proceso de germinación de granos

La germinación es un proceso que puede abarcar diferentes periodos, de manera que quedaría definido como aquel periodo que comienza con la imbibición de la semilla seca y que concluye con la elongación del eje embrionario; en otras palabras la germinación es el proceso mediante el cual un embrión se desarrolla hasta convertirse en una planta. La señal visible que indica el final de la germinación, es la emergencia de la radícula y los procesos que ocurren posteriormente, incluida la movilización de las sustancias de reserva, están relacionados con el crecimiento de la plántula (Bewley, 1997, pp. 1055-1066).

Para que la germinación tenga lugar, es necesario que se den una serie de condiciones ambientales favorables como son: un sustrato húmedo, suficiente

disponibilidad de oxígeno que permita la respiración aerobia y una temperatura adecuada para los distintos procesos metabólicos y para el desarrollo de la plántula. Sin embargo, hay ocasiones en las que la semilla es incapaz de germinar a pesar de que las condiciones para ello sean las adecuadas, debido a que se encuentra en estado de latencia o dormición. Este proceso de germinación consta de tres fases que a continuación se describen según Opik y Simon, 1963, pp. 299-310; García y Primo, 1993, pp. 419-433; Barceló, Nicolás, Sabater y Sánchez, 2001, pp. 477-503).

- ✓ **Fase I: hidratación:** es el periodo durante el cual la semilla embebe agua, provocando el hinchamiento de la misma y el aumento de su peso fresco. Esta rápida absorción de agua va acompañada de un aumento proporcional de la respiración.
- ✓ **Fase II: germinación:** una vez que el agua atraviesa las envueltas seminales y llega al embrión en cantidad suficiente, éste se activa y comienzan los procesos metabólicos necesarios para su crecimiento y transformación en una planta autónoma. En esta fase, la toma de agua y de oxígeno se reduce considerablemente, llegando incluso a detenerse.
- ✓ **Fase II: crecimiento:** se asocia a la emergencia de la radícula (cambio morfológico visible), movilización de las reservas y desarrollo de la plántula. Durante este periodo vuelve a incrementarse la absorción de agua, así como la actividad respiratoria.

La duración de cada fase depende de ciertas propiedades de la semilla, como su contenido en compuestos hidratables y la permeabilidad de las cubiertas al agua y al oxígeno. Pero en estas fases, también intervienen las condiciones del medio, el nivel de humedad, las características y composición del sustrato, la temperatura, etc.

Otro aspecto interesante, es la relación de estas fases con el metabolismo de la semilla, de manera que, la primera fase se produce tanto en semillas vivas como muertas, pero la segunda y tercera sólo se produce en aquellas semillas viables.

Los principales procesos metabólicos según Opik y Simon, (1963), pp. 299-310; De La Cuadra, 1993, pp. 3-92; García y Primo, 1993; Barceló *et al.*, 2001, pp. 477-503) relacionados con la germinación son la respiración y la movilización de sustancias de reserva, los cuales se describen a continuación:

A. Respiración:

El proceso respiratorio de la semilla puede dividirse en cuatro fases:

- ✓ **Fase I:** se caracteriza por el rápido incremento de la respiración, que suele producirse antes de transcurridas 12 h desde el inicio de la imbibición y puede atribuirse en parte a la activación e hidratación de enzimas mitocondriales. El aumento de la actividad respiratoria es proporcional al incremento de la hidratación de los tejidos de la semilla.
- ✓ **Fase II:** la actividad respiratoria se estabiliza entre las 12 y 24 horas desde el inicio de la imbibición, y esto es debido en parte a que las cubiertas seminales, que todavía permanecen intactas, limitan la entrada de O₂. Durante esta fase, la hidratación de la semilla se ha completado y todos los enzimas preexistentes se han activado. Además, probablemente se ha producido un ligero ascenso en enzimas respiratorias o en el número de mitocondrias.
- ✓ **Fase III:** aquí se produce un segundo incremento en la actividad respiratoria, que se asocia a la mayor disponibilidad de O₂ como consecuencia de la ruptura de la testa, producida por la emergencia de la radícula. Otro factor que contribuye a ese aumento, es la actividad de las mitocondrias y enzimas respiratorias, recientemente sintetizadas en las células del eje embrionario en desarrollo. El número de mitocondrias en cotiledones también aumenta, frecuentemente en asociación con la movilización de los compuestos de reserva.
- ✓ **Fase IV:** en esta última fase tiene lugar una acusada disminución de la respiración, producida por la desintegración de los cotiledones una vez exportadas las reservas almacenadas.

B. Movilización de las sustancias de reserva:

Los cotiledones contienen importantes cantidades de compuestos de reserva (proteínas, carbohidratos, lípidos y compuestos inorgánicos) necesarios para el desarrollo de la plántula, hasta que es capaz de alimentarse por sí misma. Cuando la semilla se encuentra lo suficientemente hidratada, se activa la síntesis proteica, formándose entre otras proteínas, enzimas digestivas que hidrolizan parte de las sustancias de reserva. En algunas ocasiones, los productos de la hidrólisis sufren una serie de transformaciones metabólicas antes de ser transportados desde los cotiledones al eje embrionario en desarrollo.

El eje embrionario utiliza los nutrientes digeridos y absorbidos desde los cotiledones para su respiración, elongación y división celular. Durante la elongación celular se observa cómo este eje se va abultando hasta que uno de los extremos rompe las envueltas seminales. El extremo del eje embrionario que aparece primero es el lado libre del hipocotilo, denominado radícula, que dará lugar a la raíz principal. Posteriormente aparece el otro extremo del eje o epicotilo que formará el primer brote.

La germinación continúa con el desarrollo del eje embrionario para formar su radícula y su primer brote, pero aún se alimenta de las reservas nutritivas de los cotiledones. A continuación se transforma en una plántula, que rápidamente formará las primeras hojas que podrán realizar la función clorofílica y en la raíz desarrollará pelos absorbentes a través de los cuales tomará del suelo agua con sales minerales disueltas.

El proceso de germinación finaliza con la formación de la planta joven, que es aquella capaz de vivir totalmente independiente de la semilla, por lo que los restos de las cubiertas seminales y cotiledones se pudren y desaparecen.

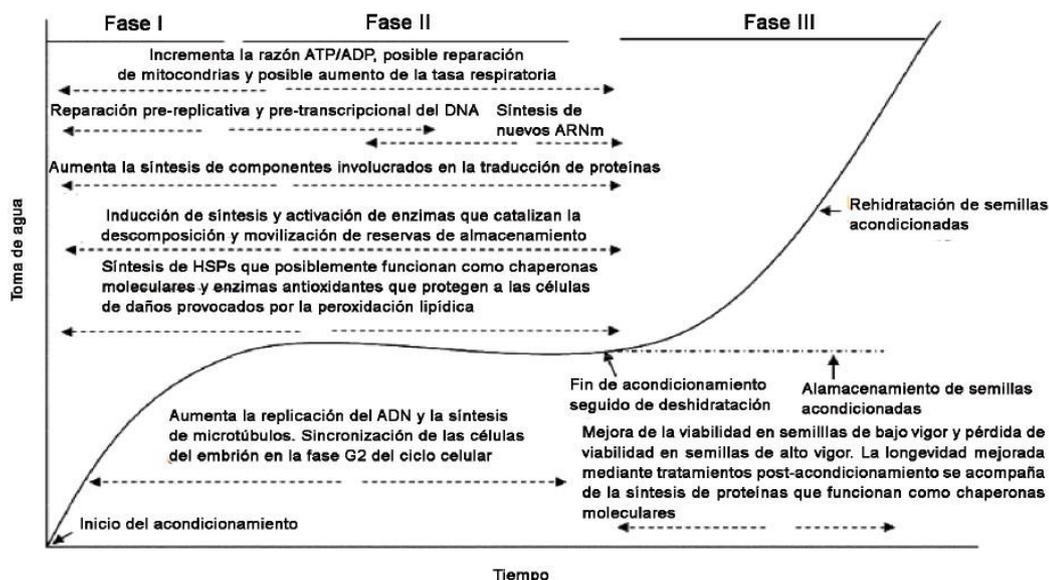


Figura 1. Fases de la germinación, Fuente: Bewley, 1997.

2.3.2. Modificación de los componentes de los granos por germinación

La germinación es una técnica de procesado que incrementa el valor nutritivo de las semillas, ya que se consigue aumentar la digestibilidad de la proteína y algunos componentes nutricionales, además de reducirse o incluso eliminarse factores no nutritivos. Generalmente, estos factores suelen formar parte de las sustancias de reserva de la semilla y durante el proceso de germinación van siendo degradados y utilizados en el desarrollo de la plántula. Los carbohidratos presentes en la semilla se hidrolizan durante la germinación, proporcionando la energía necesaria para la síntesis de proteínas, que serán utilizadas en el crecimiento de la planta (Adjei y Splittstoesser, 1976, pp. 235-236; Bau, Villaume, Nicolas y Méjean, 1997, pp. 1-9).

Durante este periodo, aumenta la digestibilidad del almidón y por tanto el contenido en monosacáridos, debido a la mayor actividad de las α -amilasas y fosforilasas responsables de la hidrólisis de este polisacárido de reserva, y también por la reducción de factores no nutritivos como ácido fítico, taninos condensados, lectinas o saponinas, que inhiben α -amilasas (Thompson y Yoon, 1984, pp. 1228-1229; Ghorpade y Kadam, 1989, pp. 165-176).

Además, se incrementan las α -galactosidasas encargadas de hidrolizar los oligosacáridos de la familia de la rafinosa a azúcares de menor tamaño, necesarios para el desarrollo de la planta (Czukur, 2000, pp. 112-115). En el caso

de los glucósidos pirimidínicos vicina y convicina, generalmente las reducciones son pequeñas (Hegazy y Marquardt, 1983, pp. 100-108).

Las lipasas aumentan gradualmente a lo largo de la germinación provocando la hidrólisis de los lípidos, que son utilizados como fuente de energía para la síntesis de proteínas durante el desarrollo de la planta (Czukur, 2000, pp. 112-115).

Como se acaba de señalar, con la degradación de lípidos y carbohidratos se produce la energía necesaria para sintetizar proteínas durante la germinación, por lo que éstas últimas aumentan ligeramente. Pero a su vez, la digestibilidad proteica se incrementa y el contenido en aminoácidos libres también y esto se debe a la mayor actividad de las proteasas y a la reducción de factores no nutritivos como el ácido fítico o los taninos condensados que interaccionan con proteínas, formando complejos menos susceptibles al ataque proteolítico (Ghorpade y Kadam, 1989 pp. 165-176; Bau et al., 1997, pp. 1-9).

Este aumento de la digestibilidad de la proteína, también está relacionado con la reducción de inhibidores de proteasas (Khalil y Mansour, 1995, pp. 177-182). Incluso las lectinas y saponinas, que interfieren con la hidrólisis de proteínas, se reducen durante la germinación por degradación enzimática (Bau et al., 1997, pp. 1-9).

También durante este proceso, enzimas endógenas como polifenol oxidasas se activan y modifican la estructura química de los compuestos fenólicos, y en ocasiones las procianidinas y catequinas se condensan, incrementándose las formas polimerizadas (Bartolome, Estrella y Hernandez, 1997, pp. 290-294). Según algunos autores, el contenido en taninos condensados disminuye durante la germinación debido a su degradación enzimática (Khalil y Manssur, 1995, pp. 177-182), aunque otros han observado un incremento de los mismos, posiblemente por la modificación de la estructura celular o incluso por la liberación de su unión a proteínas y otras moléculas, facilitando su extracción y determinación (Vidal, Frias, Estrella, Gorospe, Ruiz y Bacon, 1994, pp. 2291-2295).

La germinación no parece influir directamente sobre la composición mineral de la semilla, pero con el incremento de las fitasas endógenas que hidrolizan el ácido fítico, el fósforo que formaba parte de la molécula se libera y

también aumenta la biodisponibilidad de otros minerales (Ghorpade y Kadam, 1989, pp. 165-176).

En resumen durante la germinación de cualquier semilla pueden distinguirse los siguientes metabolismos: de la proteína, de los lípidos y de los hidratos de carbono.

Las enzimas degradan las reservas de la semilla y ponen a disposición del embrión no sólo los nutrientes, sino también energía generada por la fermentación y la respiración de los sustratos solubilizados. Es así como los hidratos de carbono insolubles (almidón, inulina) son degradados por hidrolasas a monosacáridos solubles, como la glucosa, fructosa, etc. Los triglicéridos, principales lípidos de reserva de muchas leguminosas, son degradados en tres orgánulos: cuerpos lipídicos, mitocondrias y glioxisomas, son descompuestos a glicerol y ácidos grasos. Las proteínas de reserva son hidrolizadas a aminoácidos por proteinasas.

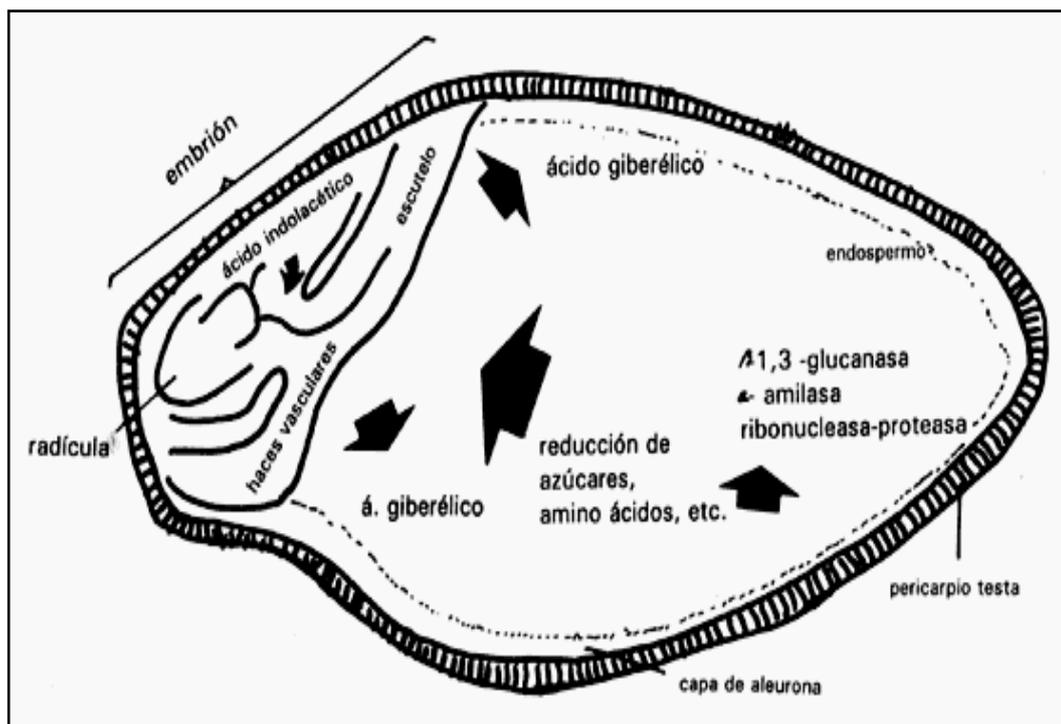


Figura 2. Diagrama del corte longitudinal de un grano de cebada que muestra la actividad que se desarrolla en diferentes regiones de la semilla con respecto a las hormonas, enzimas y algunos de los productos de la acción de las enzimas, Fuente: Moreno, 1996.

2.3.3. Factores que afectan a la germinación

Para que la germinación se realice, se necesita que la semilla sea viable, o sea, que tenga un embrión vivo capaz de crecer, se tenga la temperatura, aireación y humedad adecuada para el proceso y se eliminen los bloqueos fisiológicos presentes en las semillas, que impidan la germinación (Camacho, 1994, pp. 9-60).

Los factores que afectan a la germinación los podemos dividir en dos tipos, factores internos (intrínsecos) propios de la semilla como la madurez y viabilidad de las semillas; factores externos (extrínsecos) que dependen del ambiente como el agua, temperatura y gases (Camacho, 1994, pp. 9-60).

2.3.3.1. Factores internos

Madurez de semillas:

Decimos que una semilla es madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo desde el punto de vista morfológico como fisiológico. La madurez morfológica se consigue cuando las distintas estructuras de la semilla han completado su desarrollo. Aunque la semilla sea morfológicamente madura, muchas de ellas pueden seguir siendo incapaces de germinar porque necesitan experimentar una serie de transformaciones fisiológicas. Donde requieran la pérdida de sustancias inhibitoras de la germinación o la acumulación de sustancias promotoras de crecimiento. En general, necesitan reajustes en el equilibrio hormonal de la semilla y/o en la sensibilidad de su tejido para las distintas sustancias activas (Santamarina *et al.*, 1997).

La madurez fisiológica se alcanza al mismo tiempo que la morfológica, como en la mayoría de las especies cultivadas; o bien puede haber una diferencia de semanas, meses y hasta años entre ambas (Parra, 2006, p. 28).

Viabilidad de las semillas:

La viabilidad de las semillas es el periodo de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar. Es un periodo variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento. Atendiendo a la longevidad de las semillas, es decir, el tiempo que las semillas permanecen viables, puede haber semillas que germinan, después de decenas o centenas de

años; se da en semillas con una cubierta seminal dura como las leguminosas. El caso más extremo de retención de viabilidad es el de las semillas de *Nelumbo nucifera* encontradas en Manchuria con una antigüedad de unos 250 a 400 años. En el extremo opuesto tenemos las que no sobreviven más que algunos días o meses, como es el caso de las semillas de arce (*Acer*), sauces (*Salix*) y chopos (*Populus*) que pierden su viabilidad en unas semanas; o los olmos (*Ulmus*) que permanecen viables 6 meses. En general, la vida media de una semilla se sitúa entre 5 y 25 años (Santamarina *et al.*, 1997).

2.3.3.2. Factores externos

El agua:

El primer paso para que se inicie la germinación es el proceso de absorción de agua, llamado imbibición de la semilla (Santamarina *et al.*, 1997).

Los gases:

La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂. De esta forma el embrión obtiene la energía imprescindible para mantener sus actividades metabólicas. Dicha energía se obtiene generalmente por procesos de oxidación, en la presencia o ausencia de oxígeno (respiración y fermentación respectivamente). Comprenden un intercambio de gases, una liberación de bióxido de carbono en ambos casos y una entrada de oxígeno en el caso de la respiración. Por tanto, la germinación es afectada por la composición de los gases circundantes. La mayoría de las semillas germina en una atmósfera que contenga 20% de oxígeno y un bajo porcentaje de bióxido de carbono (0.03%). La mayoría de las semillas presentará valores menores de germinación si la tensión de oxígeno disminuye. En cambio, la mayoría de las semillas no germinará si aumenta mucho la tensión del bióxido de carbono (Moreno, 1996).

Para que la germinación tenga éxito, el oxígeno disuelto en el agua de imbibición debe llegar hasta el embrión, sin embargo la cantidad de oxígeno disminuye a medida que aumenta la disponibilidad de agua en la semilla. A todo lo anterior hay que añadir que la temperatura modifica la solubilidad del oxígeno en el agua que absorbe la semilla, siendo menor la solubilidad a medida que aumenta la temperatura. (Parra, 2006, p. 32).

Temperatura:

La temperatura es un factor decisivo en el proceso de la germinación, ya que influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la rehidratación; además, afecta la actividad metabólica celular, la absorción de agua y nutrientes, el intercambio gaseoso, la producción y gasto de carbohidratos y los reguladores del crecimiento, entre otros (Santamarina *et al.*, 1997).

Las semillas sólo germinan dentro de un cierto rango de temperatura, y varía de una especie a otra. La temperatura mínima es aquella donde la germinación no se produce, y la máxima aquella por encima de la cual se anula igualmente el proceso. La temperatura óptima, intermedia entre ambas, puede definirse como la más adecuada para conseguir el mayor porcentaje de germinación en el menor tiempo posible. Por otra parte, se sabe que la alternancia de las temperaturas entre el día noche actúan positivamente sobre las etapas de la germinación. Por lo que el óptimo térmico de la fase de germinación y el de la fase de crecimiento no tienen por qué coincidir. Así, unas temperaturas estimularían la fase de germinación y otras la fase de crecimiento. (Parra, 2006, p. 32).

Esta alternancia de temperaturas es muy parecida a la que ocurre en la naturaleza diariamente, pues existen diferencias entre el día y la noche; este rango varía según la estación del año, la latitud y también en función del microambiente, según esté más o menos sombreado. (Parra, 2006, p. 33).

Luz:

Muchas semillas silvestres tienen comportamientos diferenciales con respecto a la luz. Existen aquellas que sólo germinan en la oscuridad, aquellas que sólo germinan bajo luz continua, otras que requieren de un periodo breve de iluminación para germinar y otras más que son indiferentes a la presencia de luz u oscuridad. Al igual que en el caso de las temperaturas alternantes, las semillas encuentran en la naturaleza ambientes lumínicos muy diversos: bajo la vegetación, en un hueco, bajo la hojarasca, bajo tierra, etcétera (Moreno, 1996).

Ecológicamente la luz es un factor de gran importancia. Determina la posición en el suelo donde va a germinar una semilla; controla la germinación bajo el dosel de las ramas de los árboles, y al interactuar con la temperatura participa

en el control estacional del rompimiento de la latencia. Algunas semillas sólo requieren luz para germinar cuando están recién colectadas, mientras que en otras este efecto persiste hasta por un año y en otras más, se desarrolla durante el almacenamiento. Por lo tanto, es un factor en el cual la edad de la semilla también es determinante (Moreno, 1996).

2.3.4. Dormancia de semillas

Existen numerosas razones por las que una semilla no germina en un periodo corto de tiempo, aun teniendo las condiciones ambientales a su favor. Por lo que, al estado en que se encuentra una semilla viable sin que germine, aunque disponga de suficiente humedad para embeberse, una aireación similar a la de las primeras capas de un suelo bien ventilado, y una temperatura que se encuentre entre 10° y 30°C, se le llama dormición, y que es sinónimo de dormancia, letargo, latencia, reposo y vida latente (Camacho, 1994).

La dormancia de una semilla se relaciona con factores internos y externos a ella, como lo son la temperatura, la humedad, la dureza de su cubierta, su genética, maduración y características que hacen la diferencia entre ellas, Camacho (1994) menciona los mecanismos causantes de la dormancia.

- Impermeabilidad al agua
- Baja permeabilidad a los gases
- Resistencia mecánica al crecimiento del embrión
- Permeabilidad selectiva a los reguladores del crecimiento
- Bloqueos metabólicos
- Presencia de inhibidores
- Embriones rudimentarios
- Adquisición de mecanismos inhibidores

2.4. COCCIÓN DE GRANOS

La cocción es el proceso culinario capaz de transformar física y/o químicamente el aspecto, la textura, la composición y el valor nutritivo de un alimento mediante la acción del calor con el fin de satisfacer los sentidos de la vista, el gusto y el olfato, haciendo los alimentos más digeribles y apetecibles, y

aumentando su vida útil y su seguridad. (Caracuel, 2008, pp. 172-179). La cocción comienza con mecanismos de transporte que realizan transferencia de energía y de masas, y que dependiendo de la naturaleza, tamaño y forma del alimento, y de la intensidad de la fuente calorífica van a producir cambios físicos y químicos en el producto mediante movimiento de las moléculas dentro del alimento y mediante el intercambio de sustancias químicas. (Caracuel, 2008, pp. 172-179).

La transferencia de calor a los alimentos se puede realizar de tres formas: conducción, convección y radiación, siendo frecuente la participación de los tres modos durante el cocinado. Durante el cocinado se producen pérdidas nutritivas, cuya importancia depende del cuidado con que se protejan a los alimentos de los agentes físicos (luz, oxígeno, temperatura, etc.). La cocción resulta beneficiosa para los alimentos de origen animal pero, generalmente, presenta más inconvenientes que ventajas para las frutas, granos y algunas hortalizas. Conviene utilizar la forma de cocción que mejor mantiene las cualidades nutritivas de cada alimento, ya que según la técnica que se utilice, se puede enriquecer (sobre todo en calorías) o empobrecer (en minerales y vitaminas principalmente) los alimentos (Caracuel, 2008, pp. 172-179).

2.4.1. Cocción en sistema cerrado

Es la cocción total de un alimento por inmersión en agua, empleada como medio de transferencia de calor, dentro de un recipiente con cierre hermético que aumenta la presión interior del aire existente sobre la superficie del líquido, lo que a su vez, incrementa la temperatura de ebullición del agua (hasta 130°C); estas condiciones de presión y temperatura permiten una cocción más rápida de los alimentos, pese a que el agua en el interior no llega a hervir, debido a que la cantidad de agua evaporada es igual a la cantidad de vapor condensado (Hewitt, 2004, p. 329). El recipiente cuenta además con una válvula de seguridad que libera una mezcla vapor - aire, cuando la presión y la temperatura son muy altas (Armada y Ros, 2007, p. 80).

La presión en el interior de la olla de presión es igual a la suma de la presión parcial ejercida por el vapor de agua, la cual se incrementa a medida que aumenta la cantidad de vapor producto del aumento de la temperatura, y la presión ejercida por el aire contenido.

$$P_t = P_v + P_a$$

P_t : presión total.

P_v : presión de vapor en el interior de la olla a presión.

P_a : presión total en el interior de la olla a presión.

2.4.2. Modificación de los componentes nutricionales de los alimentos por cocción

Los alimentos en casi todos los procesos culinarios son sometidos a la aplicación de calor, que es lo que conocemos normalmente como cocción. Durante este proceso los alimentos sufren transformaciones físicas y químicas que afectan al aspecto, la textura y la composición nutricional de los alimentos. Estos cambios tienen como objetivo mejorar las características sensoriales de los mismos (Lupano, 2013).

Durante la cocción los alimentos sufren alguno de estos fenómenos:

- ✓ **Expansión:** Hay intercambio de nutrientes entre los alimentos y los medios de cocción, lo que produce pérdida de algún nutriente por parte del alimento.
- ✓ **Concentración:** Durante la cocción se forma una costra en el alimento que hace que los nutrientes permanezcan dentro.
- ✓ **Mixta:** Combinación de ambas.

Tradicionalmente la cocción de los alimentos se ha relacionado con factores negativos sobre su composición, por la pérdida de algunos nutrientes. Sin embargo, también posee efectos beneficiosos.

La cocción destruye factores antinutritivos que existen en forma natural en algunos alimentos y producen cambios en las necesidades de algún nutriente. Un ejemplo de ello son las antitripsinas de las leguminosas que tenían efecto sobre la absorción de las proteínas. En el pescado hay sustancias de este tipo, también en las patatas, etc.

En general, el calor aumenta la digestibilidad de los alimentos y esto repercute en una mejor utilización de los nutrientes por el organismo. También se logra una garantía sanitaria de los alimentos, pues al cocinarlos se inhiben o

destruyen microorganismos indeseables o que podían producir enfermedades en el hombre.

Los cambios químicos que se producen durante la cocción son:

- ✓ **Proteínas:** la desnaturalización de proteínas que pasa de un estado ordenado a un estado desordenado, sin romper ninguna unión peptídica. Se producen modificaciones en la conformación de las proteínas (estructuras secundaria, terciaria y cuaternaria), y desenmascaramiento de zonas hidrofóbicas, dando como resultado el desplegamiento de la molécula. Desde el punto de vista nutricional, se modifica la digestibilidad: en general la digestibilidad aumenta, ya que al desplegarse quedan más sitios expuestos al ataque de las proteasas. La digestibilidad puede disminuir si el desplegamiento de la proteína va seguido de agregación. También se modifican las propiedades funcionales de las proteínas (solubilidad, capacidad de formar geles, capacidad emulsificante, capacidad espumante, etc.) (Lupano, 2013).

En los tratamientos térmicos suaves (temperaturas hasta 100°C o ligeramente superiores) se rompen uniones de baja energía, como puentes hidrógeno, y se refuerzan las interacciones hidrofóbicas.

El desplegamiento de una proteína nativa con los grupos hidrofóbicos en el interior provoca la exposición de estos grupos al medio. La cocción de ciertas proteínas vegetales o animales produce con frecuencia un aumento de digestibilidad por desenmascarar sitios de hidrólisis. Si hay interacciones hidrofóbicas proteína-proteína, lo que puede ocurrir si el grado de desplegamiento es elevado, se produce agregación, que puede ocasionar una disminución de la solubilidad y la precipitación de la proteína (Lupano, 2013).

Badui (2006) menciona que la desnaturalización por calor puede ser deseable cuando se habla de elevar la digestibilidad de las proteínas por cocción. También sirve para mejorar funcionalidad, como cuando se aumentan sus propiedades de espumado y emulsificación por el desdoblamiento de las moléculas que favorece la estabilización en

interfases al lograr la exposición de sitios hidrofóbicos que interaccionan con la fase orgánica o hidrofóbica de una emulsión.

- ✓ **Las grasas:** formación de algunos derivados con efecto desagradable sobre el gusto y olor. Variación en el valor nutritivo por ganar grasas en su contenido y así aumentar su valor energético.
- ✓ **Hidratos de carbono:** en general son estables frente al cocinado.
- ✓ **Minerales:** también en general son estables frente a la mayor parte de los tratamientos culinarios, pero sí se deben destacar las pérdidas producidas por la solubilidad del agua empleada.
- ✓ **Vitaminas:** son sensibles a los procesos térmicos, y en general los procesos culinarios producen una pérdida de estos nutrientes. Las hidrosolubles, como la B y C se pueden perder durante la cocción, dependiendo del método utilizado. Las liposolubles como la A, D, E y K también sufren pérdidas por el calor y la oxidación producida por el aire en contacto con los alimentos.

2.5. DIGESTIBILIDAD DE NUTRIENTES DE UN ALIMENTO

La digestibilidad es una forma de medir el aprovechamiento de un alimento, es decir, la facilidad con que es convertido en el aparato digestivo en sustancias útiles para la nutrición. Comprende dos procesos, la digestión que corresponde a la hidrólisis de las moléculas complejas de los alimentos, y la absorción de pequeñas moléculas (aminoácidos, ácidos grasos) en el intestino. La digestibilidad es uno de parámetros utilizados para medir el valor nutricional de distintos alimentos destinados a alimentación, debido a que no basta que la proteína u otro elemento se encuentre en altos porcentajes en el alimento (o en sus insumos) sino que debe ser digerible para que pueda ser asimilado y, por consecuencia, aprovechado por el organismo que lo ingiere. La digestibilidad, por lo tanto, constituye una excelente medida de calidad y ello ha suscitado la idea de medirla de diferentes formas, *in vitro* al someter las proteínas a una digestión artificial por pepsina que es una enzima que se encuentra en el estómago de los animales superiores o *in vivo* (FAO, 1994).

2.5.1. Digestión y digestibilidad de la proteína

Sin lugar a dudas se puede considerar que las proteínas son los auténticos componentes del organismo. La estructura del organismo está constituida por material proteico, la reserva calórica son las grasas y el material de consumo son los hidratos de carbono, que se usan en forma de glucosa. Estos tres compuestos pueden transformarse los unos en los otros, aunque hay un tipo de compuestos que no puede sintetizar el organismo y que hay que obtenerlos de la alimentación. El papel que juegan las proteínas es indispensable para el funcionamiento del organismo, pues participan en el crecimiento, el mantenimiento de las células, y en la contracción muscular. Las proteínas se componen de unidades menores, los aminoácidos que, en distintas combinaciones, pueden constituir un gran número de proteínas diferentes. Algunos organismos producen todos los aminoácidos que necesitan para fabricar sus proteínas, pero los seres humanos no, y por eso tienen que conseguir a través de la dieta los denominados aminoácidos esenciales. Las proteínas son los únicos compuestos orgánicos que contienen nitrógeno, además de carbono, hidrógeno y oxígeno. De los tres nutrientes esenciales para el hombre (proteínas, grasas e hidratos de carbono), las proteínas pueden considerarse los de mayor importancia frente al funcionamiento y mantenimiento de la homeostasis celular (Boticario y Cascales, 2012, p. 181).

La importancia de las proteínas en el organismo radica en la gran cantidad de funciones que realizan en la célula, entre ellas cabe destacar las siguientes:

- Plástica y estructural: las proteínas forman parte de las estructuras corporales, suministran el material necesario para el crecimiento y la reparación de tejidos y órganos. Por ejemplo, la queratina está presente en la piel, las uñas y el pelo; el colágeno está presente en los huesos, los tendones y el cartílago, y la elastina, se localiza fundamentalmente en los ligamentos.
- Reguladora: algunas proteínas colaboran en la regulación del funcionamiento celular. Ciertas hormonas son de naturaleza proteica (insulina, hormona del crecimiento, etc). La mayor parte de las enzimas son de naturaleza proteica y su misión es favorecer múltiples reacciones orgánicas. Algunos neurotransmisores que regulan la transmisión de impulsos nerviosos, son aminoácidos o derivan de ellos.
- Señalizadora: a nivel celular intervienen activamente como quinasas y fosfatasa en las cascadas de señalización y como receptores de membrana en la recepción de señales, etc.
- Defensiva: forman parte del sistema inmune o defensivo del organismo

(anticuerpos, inmunoglobulinas, etc). Coagulación: fibrinógeno, fibrina, trombina, etc, son proteínas que impiden la pérdida de sangre ante cualquier lesión. Transporte: en esta importante misión, transportan grasas (apoproteínas), oxígeno (hemoglobina), facilitan la entrada a las células (transportadores de membrana) de sustancias como la glucosa, aminoácidos, etc. Energética: cuando el aporte de hidratos de carbono y grasas resulta insuficiente para cubrir las necesidades energéticas, la célula emplea el esqueleto carbonado de los aminoácidos de las proteínas como combustible energético (1 gramo de proteína suministra 4 kcal). Digestión y metabolismo energético de los nutrientes. De todo esto se deduce que la dieta ha de contener suficiente cantidad de proteínas para hacer frente a la construcción y reparación de tejidos y a todas las demás misiones fundamentales para la supervivencia del organismo (Boticario y Cascales, 2012, p. 181)

Las proteínas son macromoléculas compuestas de numerosas unidades nitrogenadas elementales, los aminoácidos, los cuales se unen entre si, mediante enlaces peptídicos (-CO-NH-), dando lugar a cadenas proteicas de diversa longitud. Los aminoácidos proteinogénicos (es decir los componentes de las proteínas) son 20, pero las proteínas formadas por ellos pueden ser muy numerosas, ya que, aunque tengan los mismos aminoácidos, bastaría un cambio de posición de uno de ellos en la cadena, para que las proteínas sean distintas. Esto muestra que el número de posibilidades de diferentes proteínas es muy elevado y explica que uno de los aspectos fundamentales de estos compuestos es la especificidad a nivel de especie y a nivel de individuo. Las proteínas de la dieta al ser ingeridas tienen que ser degradadas a aminoácidos por el aparato digestivo para que se verifique la absorción y puedan, como tales aminoácidos, ser aprovechadas para sintetizar proteínas propias del organismo necesarias para las funciones vitales de la célula. Una parte de los aminoácidos absorbidos se utiliza en la biosíntesis de las proteínas corporales; otra parte se utiliza en la biosíntesis de purinas y neurotransmisores; otra pierde el grupo amino y como esqueleto carbonado se utiliza como compuesto gluconeogénico, y otra parte se convierte en acetil coenzima A, que genera energía al incorporarse en el ciclo de Krebs. Por último, la desaminación de los aminoácidos genera grupos amonio que se metabolizan formando urea. Las proteínas de la dieta tienen distinto valor, según los aminoácidos que las componen, y esto no sólo depende del número de aminoácidos, sino de la calidad de éstos. Los aminoácidos se pueden clasificar en proteinogénicos y no proteinogénicos (aminoácidos integrantes o no de las

proteínas) y en esenciales y no esenciales. Los aminoácidos esenciales son aquellos que el organismo no puede sintetizar y tienen que ser suministrados por la dieta. Para comprender el sentido de esta clasificación, hay que seguir el camino de los aminoácidos en el metabolismo: la proteína procedente de la alimentación ingresa en el tubo digestivo y se degrada en los aminoácidos que la componen, los aminoácidos se absorben en el intestino y pasan a la sangre que los distribuye a las células de los distintos tejidos, y en ellas, se Digestión y metabolismo energético de los nutrientes utilizan para sintetizar las proteínas propias del organismo. Si en el proceso de biosíntesis de las propias proteínas no se dispone de uno de los aminoácidos esenciales porque se ha agotado el que proporciona el alimento, quedará detenida la síntesis de esa proteína. Por ese motivo los aminoácidos esenciales son también denominados aminoácidos limitantes. (Boticario y Cascales, 2012, p. 181)

La digestión proteica empieza en el estómago, donde actúa la enzima pepsina, producida en la región fúndica del estómago transformando la molécula proteica en polipéptidos y péptidos. Posteriormente en el intestino delgado, se completa la digestión por acción de las enzimas pancreáticas, tripsina, quimotripsina y carboxipeptidasa, además de las aminopeptidasas y hipeptidasas, originadas en la mucosa intestinal. El resultado final de la acción de estas enzimas son aminoácidos simples, que por su solubilidad son fácilmente absorbibles a través de la mucosa del intestino delgado principalmente (Espinoza, s.f., p. 31).

Una vez ingeridos los alimentos que nos aportan proteínas se produce su digestión química mediante la acción de enzimas proteolíticas (proteasas), cuya acción general consiste en la hidrólisis de los enlaces peptídicos. La masticación previa, al producir el desmenuzamiento de los alimentos facilita el acceso mutuo entre estas enzimas y sus sustratos.



Figura 3. Las enzimas proteolíticas catalizan una reacción hidrolítica en la cual se produce la ruptura de un enlace peptídico con la incorporación de los elementos del agua. En el punto de ruptura quedan restituidos los grupos amino y carboxilo que participaban en dicho enlace. Fuente: Cardella y Hernandez, 2007, p. 201.

Las enzimas proteolíticas digestivas se encuentran en las secreciones del estómago, el páncreas y el intestino delgado. Estas enzimas, de acuerdo a su modalidad de acción, se denominan proteinasas (endopeptidasas) a aquellas que hidrolizan los enlaces peptídicos interiores de grandes cadenas polipeptídicas, mientras que el término peptidasas (exopeptidasas) se reserva para las que atacan los polipéptidos sustratos por sus extremos; en este caso se distinguen las aminopeptidasas y las carboxipeptidasas según el extremo del polipéptido por donde llevan a cabo su ataque proteolítico. Las principales enzimas proteolíticas del aparato digestivo son las proteinasas: pepsina, tripsina, quimotripsina y elastasa; mientras que las peptidasas incluyen: aminopeptidasas, carboxipeptidasas, dipeptidasas y otras (Cardella y Hernandez, 2007, p. 201).

Pepsina

La pepsina es segregada por las células de la mucosa gástrica en forma de zimógeno o proenzima denominado pepsinógeno. Esta secreción en forma de un precursor inactivo es bastante común en el caso de las enzimas proteolíticas digestivas, y se asegura así que solo desarrollen su actividad degradativa una vez que son activadas en la luz de los órganos digestivos. La activación del pepsinógeno se lleva a cabo por el HCl presente en la secreción gástrica, o autocatalíticamente por la propia pepsina. El pH óptimo de la pepsina está entre 1,5 y 2,5 lo cual se corresponde con el pH ácido típico del contenido gástrico debido a la secreción simultánea de HCl (Cardella y Hernandez, 2007, p. 201).

La pepsina hidroliza con preferencia los enlaces peptídicos cuyo grupo amino pertenece a aminoácidos aromáticos, pero otros enlaces son también atacados en forma más lenta de modo que en las proteínas comunes de la dieta la pepsina provoca la hidrólisis de 10 a 15 % de sus enlaces peptídicos (Cardella y Hernandez, 2007, p. 201).

Tripsina

La tripsina es segregada en el jugo pancreático en forma de tripsinógeno, su zimógeno. Su activación se produce en el intestino delgado por acción de una enzima intestinal, la enteroquinasa (enteropeptidasa).

La tripsina tiene un pH óptimo de 7,0 a 9,0 por lo que para su acción resulta importante la acción neutralizante del bicarbonato sobre el contenido ácido del estómago que arriba al duodeno. Esta enzima ejerce su acción de preferencia sobre enlaces peptídicos cuyo grupo carboxilo es aportado por aminoácidos básicos (Cardella y Hernandez, 2007, p. 201).

Quimotripsina

El páncreas segrega el quimotripsinógeno que resulta convertido en quimotripsina en la luz del duodeno, por acción de la tripsina o la propia quimotripsina. El pH óptimo de esta enzima es también ligeramente alcalino, entre 7,0 y 9,0. Esta enzima actúa sobre enlaces peptídicos cuyos grupos carboxilo pertenecen a aminoácidos aromáticos o hidrofóbicos (Cardella y Hernandez, 2007, p. 202).

Elastasa

El jugo pancreático contiene también proelastasa que resulta convertida en elastasa por acción de la tripsina. Se le asignó este nombre porque es capaz de hidrolizar a la elastina, una proteína fibrosa. La elastasa hidroliza de preferencia enlaces peptídicos cuyo grupo carboxilo corresponde al aminoácido alanina (Cardella y Hernandez, 2007, p. 202).

Peptidasas digestivas

La acción inicial de las proteinasas rinde como productos de su acción una mezcla de péptidos más o menos pequeños. Este proceso digestivo es completado por las peptidasas, algunas de las cuales son de origen pancreático, mientras otras están presentes en las zonas apicales de las células que revisten el intestino. El páncreas segrega las procarboxipeptidasas A y B que son activadas por acción de la quimotripsina. Estas enzimas atacan los péptidos por su extremo carboxilo terminal liberando aminoácidos en forma consecutiva (Cardella y Hernandez, 2007, p. 202).

En el jugo intestinal se encuentra una peptidasa, la leucinaminopeptidasa que actúa sobre los extremos amino de los péptidos. La acción de todas estas enzimas extracelulares sobre las proteínas de la dieta rinde como productos

finales una mezcla de aminoácidos libres (30 a 40 %) y diversos dipéptidos y tripéptidos (60 a 70 %). Estos últimos son incorporados al interior de las células del epitelio intestinal por mecanismos de transporte activo, una vez dentro de estas células, diferentes peptidasas completan la digestión de estos oligopéptidos residuales. Al final del proceso las proteínas ingeridas con los alimentos, quedan convertidas en una mezcla heterogénea de aminoácidos libres más una ínfima proporción de pequeños (Cardella y Hernandez, 2007, p. 201).

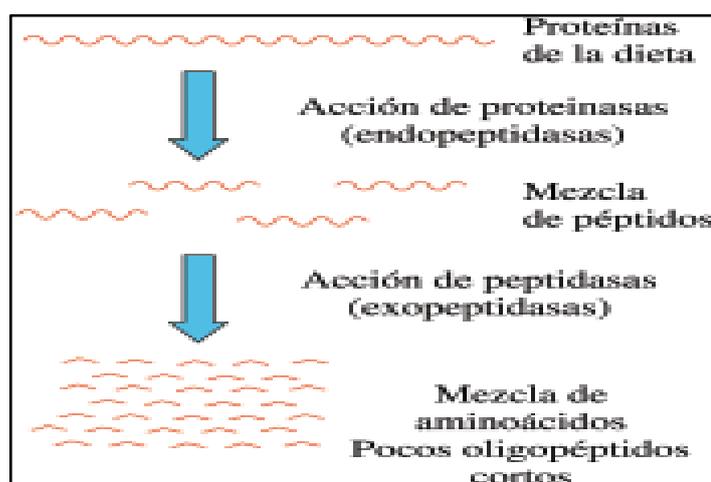


Figura 4. Sobre las proteínas de la dieta actúan, inicialmente, las peptidasas del interior de las cadenas, con lo cual estas resultan fragmentadas en péptidos de longitud variable. Las peptidasas, al actuar sobre estos péptidos, hidrolizan los enlaces peptídicos restantes y se obtiene una mezcla de aminoácidos libres. Fuente: Cardella y Hernandez, 2007, p. 202.

Debido a su composición en aminoácidos y otras propiedades, el grado de digestión alcanzado en las diferentes proteínas presentes en los alimentos es variable. Algunas proteínas, como la caseína de la leche, son degradadas de forma completa hasta sus aminoácidos constituyentes, los cuales, por tanto, son absorbidos en su totalidad. Se puede afirmar que en estos casos todo el nitrógeno aminoacídico de estas proteínas resulta aprovechado por el organismo. En otros casos algunos enlaces de ciertas proteínas resisten la acción de las enzimas proteolíticas digestivas de modo que algunos péptidos residuales permanecen con masas moleculares que impiden su absorción y resultan al final excretados con las heces fecales. Es obvio que, en estos casos el aprovechamiento del nitrógeno

aminoacídico de dichas proteínas no es completo (Cardella y Hernandez, 2007, p. 203).

Esta característica de las proteínas que ingerimos en nuestra dieta recibe el nombre de digestibilidad y suele expresarse en valores porcentuales. Una digestibilidad de 100 % corresponde a una proteína que se degrada de forma completa y se aprovecha en su totalidad; valores inferiores indican el grado de limitación en este aprovechamiento (Cardella y Hernandez, 2007, p. 203).

2.5.2. Técnicas de determinación de la digestibilidad de la proteína

La digestibilidad de las proteínas se considera como un indicador de su calidad. Se sabe que los alimentos de origen animal presentan mayor digestibilidad que los de origen vegetal. Esto se ha atribuido al menor contenido de fibra cruda de los alimentos de origen animal, lo que hace que la velocidad de tránsito intestinal sea menor y en consecuencia, se obtenga una mayor absorción de nutrientes (Hernández *et al*, 1984, pp. 515-522). Además, la estructura terciaria de las proteínas animales es menos compleja que la de los vegetales, por lo que es más fácilmente digerida por las enzimas gastrointestinales. Otros factores que disminuyen la digestibilidad proteica de los alimentos de origen vegetal son algunos componentes tóxicos, tales como los inhibidores de proteasas, taninos y hemaglutininas. De ahí, la necesidad de emplear tratamientos térmicos para su cocción, que pueden afectar la disponibilidad de los aminoácidos, ya que éstos pueden interaccionar con los carbohidratos que abundan en los alimentos de origen vegetal (Hernández *et al*, 1984, pp. 515-522). Las técnicas *in vivo* utilizan ratas machos, recién destetadas, de 21 a 23 días, a las que se les suministra una dieta preparada que contiene aproximadamente 10% de proteína. Paralelamente se utiliza una dieta libre de proteínas usada como control para estimar la excreción del nitrógeno endógeno de las ratas. Los animales se mantienen en un periodo de adaptación, determinándose la digestibilidad proteínica aparente luego de estar ingiriendo las dietas por un determinado tiempo. El alimento ingerido es monitoreado diariamente y el peso de las ratas se registra todos los días. La concentración de nitrógeno en las heces y en la orina es estimado por el método de Kjeldahl (AOAC, 1990). La fórmula para calcular la digestibilidad proteínica es la siguiente: $D = \frac{N \text{ ingerido} - N \text{ fecal}}{N \text{ ingerido}} \times 100$. Donde el N fecal = N fecal del test de los animales - N fecal de la dieta libre de proteínas. Existen técnicas *in*

in vitro estandarizadas para determinar la digestibilidad proteica que poseen correlación con los métodos *in vivo*. Algunos se basan en el análisis de productos obtenidos después de la hidrólisis de las proteínas por enzimas digestivas (Gauthier, 1986, pp. 960-963). Primariamente Akesson y Stahmann (1964) encontraron que el sistema pepsina-pancreatina permitió obtener una razonable aproximación de la digestibilidad proteica (p. 257).

Buchanan y Byers (1969) describieron un sistema en el cual incluyeron papaina. Estos dos últimos métodos fueron reinvestigados por (Saunders, et al, 1973), desarrollando un método que utilizó papaina-tripsina que mostró una buena correlación con los ensayos *in vivo*. Rhinehart (1975) estudió un sistema en el cual incluía otras enzimas como pepsina-tripsina, tripsina-quimiotripsina y combinaciones con peptidasas. Este sistema no fue aceptado debido a que los procedimientos resultaron dificultosos para la aplicación en controles de rutina (Hsu, 1977). Más recientemente investigadores intentaron determinar la digestibilidad proteica *in vitro* usando una membrana de diálisis o célula. Usando este sistema la digestibilidad proteica fue calculada a través del porcentaje de nitrógeno en el dializado (Yeung, 1991). Un método aceptado y utilizado en la industria alimenticia es la electroforesis en gel de poliacrilamida. Es aplicada en el control de calidad de productos e ingredientes proteicos, estima el peso molecular de las proteínas y se utiliza en la detección de péptidos de bajo peso molecular (Yeung, 1991).

2.5.3. Digestibilidad *in vitro* de la proteína

Según la FAO (1994) el análisis de proteína cruda no nos da ningún indicio en cuanto a la digestibilidad de un suplemento de proteína. Por supuesto, si una fuente de proteína ha sido procesada inadecuadamente y no puede ser bien digerida, contribuirá muy poco a su desarrollo.

El análisis de digestibilidad por pepsina (digestibilidad *in vitro*) es un ejemplo de un procedimiento de control de calidad que intenta proporcionarnos información adicional en relación al valor nutricional verdadero de las fuentes de proteína, especialmente aquellas de origen animal. Dado que el análisis de proteína cruda no suministra información alguna en cuanto a la digestibilidad de una fuente de proteína, un procedimiento de laboratorio para determinar la digestibilidad sería extremadamente útil. Este es precisamente el objetivo de la prueba de determinación de la digestibilidad por pepsina. La pepsina es una

enzima digestiva que en la presencia de un medio ácido desdobla las proteínas del alimento. Colocando una muestra de la materia prima que se desea analizar en una solución que contenga pepsina y midiendo qué cantidad de proteína es digestible, podemos estimar el valor nutritivo relativo de dicha materia prima. Es muy importante tener en cuenta que en el tracto digestivo existen otras enzimas que también ayudan a desdoblar las proteínas y que las condiciones son mucho más complejas que las que pueden simularse en un laboratorio. Por lo tanto, los resultados de porcentaje de digestibilidad en pepsina que obtengamos mediante este método nunca deberán confundirse con la digestibilidad verdadera de la materia prima (FAO, 1994).

CAPÍTULO 3. MATERIALES Y METODOLOGÍA

3.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

Las pruebas experimentales de germinación y cocción de la quinua se realizaron en los laboratorios de Procesos Agroindustriales y Química de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial, de la Universidad Nacional José María Arguedas, ubicada en el barrio de Santa Rosa del Distrito de Talavera, Provincia de Andahuaylas, Región Apurímac.

Los análisis de digestibilidad *in vitro* y composición nutricional de la quinua se desarrollaron en el Laboratorio de Química de la Facultad de Ciencias Químicas, Físicas y Matemáticas de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, ubicada en la ciudad del Cusco, Provincia de Cusco, Región Cusco.

3.2. MATERIAL DE ESTUDIO

Para la investigación se tuvo como material de estudio tres variedades de quinua (Pasankalla, Negra Collana y Salcedo INIA). Estas variedades de quinua fueron proporcionadas por la ONG CESAL, ubicado en el Centro Poblado Chumbao, Distrito de Andahuaylas, Provincia de Andahuaylas, Región de Apurímac.

3.2.1. Universo y/o población

Se consideró como población a tres variedades de quinua (Pasankalla, Negra Collana y Salcedo INIA) procedentes del Centro Poblado de Sucaraylla; en una cantidad de 1,5 kg por variedad, los cuales fueron proporcionadas por la ONG CESAL.

3.2.2. Muestra

Para obtener la muestra se realizó un muestreo estratificado, esto consistió en clasificar los granos de quinua que cuenten con las siguientes características: maduros, secos, libres de enfermedades y sobre todo que sean de la variedad en mención. Una vez obtenido los granos de quinua con las características mencionadas, se realizó un muestreo aleatorio simple, el cual consistió en tomar muestras al azar de 1 kilogramo por variedad.

3.3. EQUIPOS, INSTRUMENTOS, MATERIALES, REACTIVOS E INSUMOS DE LABORATORIO

Tabla 4.

Equipos e instrumentos de laboratorio.

Cantidad	Equipos/Instrumentos	Marca
01	Balanza analítica, sensibilidad de 0.001	OHAUS
01	Balanza digital, sensibilidad de 0.1	OHAUS
01	Estufa	LABOR MEMMERT, modelo 500.
01	Espectrofotómetro UV-Visible	SPECTRONIC GENESIS 6
01	Selladora industrial	EFISA
01	Centrifuga de 3300 rpm	LW - SCIENTIFIQUE
01	Equipo Kjeldahl	S/M
01	Mufla	MEMMERT
01	Equipo Goldfish	S/M
01	Titulador automático	S/M
01	Agitador magnético	S/M
01	Molino de café cuicinart modelo DCG-20N Series.	S/M

Tabla 5.

Materiales de laboratorio.

Cantidad	Material	Marca
10	Tubos de ensayo de 100 ml.	FALCON
06	Erlenmeyer de 50, 100 y 250 ml.	
02	Fiolas de 50 y 100 ml	FORTUNA
06	Beacker de 100, 250 y 500 ml.	FORTUNA
10	Pipetas de 1, 2, 5, 10 y 20 ml.	FORTUNA
10	Placas petri	FORTUNA
10	Probeta de 10, 20, 50, 100 y 250 ml.	KYNTEL
08	Vasos de precipitado de 100, 250, 500 y 1000 ml.	FORTUNA
04	Crisoles de porcelana	S/M
02	Gradilla para tubos de ensayo	S/M
05	Pinzas	S/M
10	Pro pipetas	D/N
04	Recipientes de plástico de 5 L	REY
03	Baldes de plástico de 15 L	REY
05	Bandejas de plástico	REY
01	Mesa de trabajo	S/M
01	Rotulador	FABER CASTELL

Tabla 6.*Reactivos e insumos de laboratorio.*

Cantidad	Reactivo/Insumo
150 mL	Ácido clorhídrico
100 mL	Ácido bórico
50 mL	Indicador rojo de metilo
50 mL	Indicador verde de bromocresol
800 g	Sulfato de potasio o sodio
70 g	Sulfato cúprico pentahidratado
60 g	Dióxido de selenio
50 g	Zinc en gránulos
150 mL	Hexano (grado técnico)
100 g	Sulfato de sodio anhidro
100 g	Pepsina
2 L	Agua destilada
50 g	Hidróxido de sodio
150 mL	Ácido sulfúrico
50 L	Agua

Tabla 7.*Materia vegetal.*

Cantidad	Material vegetal	Origen
1,5 kg	<i>Chenopodium quinoa</i> Willd. Variedad Pasankalla	
1,5 kg	<i>Chenopodium quinoa</i> Willd. Variedad Negra Collana	ONG CESAL
1,5 kg	<i>Chenopodium quinoa</i> Willd. Variedad Salcedo INIA	

3.4. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

3.4.1. Metodología para la germinación de granos de quinua

Se utilizó la metodología descrita por Bravo (2013).

Equipos y materiales:

- ✓ Bandejas de plástico.
- ✓ Estufa.

- ✓ Cronómetro.
- ✓ Rociador de plástico para agua.
- ✓ Balanza analítica.

Procedimiento:

- ✓ Los granos de semillas se recibieron en envases adecuados para su conservación.
- ✓ Luego los granos de quinua se limpiaron para eliminar impurezas como piedras, polvo, cascarillas.
- ✓ Las muestras de la quinua se seleccionaron para separar aquellos granos que no tengan las condiciones adecuadas para su posterior germinación.
- ✓ Los granos de quinua se llevaron a una prueba de germinación para tomar en cuenta el poder germinativo de las mismas.
- ✓ Luego estas muestras fueron lavadas en agua potable y posteriormente puestas en remojo, por un tiempo aproximado de 25 minutos y con una temperatura del agua de 10 a 15 °C. Luego del remojo, los granos de quinua fueron lavadas y escurridas, para ser ubicadas sobre bandejas plásticas, previamente limpias y desinfectadas.
- ✓ La cantidad de agua necesaria para la fase de remojo se calculó con la siguiente ecuación:

$$Q_{agua} = \left[\left(\frac{100 - H_i}{100 - H_f} - 1 \right) \times \text{cantidad de muestra en gramos} \right] \dots ec (1)$$

Donde: H_i es la humedad inicial de la muestra, H_f es la humedad final de la muestra y Q es la cantidad de agua.

- ✓ Luego del remojo los granos de quinua ya presentaron una humedad que oscila entre 40 y 45% lo cual es la requerida para que se active el proceso de germinación.
- ✓ Una vez que los granos alcanzaron una humedad adecuada fueron puestas a las bandejas respectivas para el proceso de germinación. El proceso de germinación se llevó a cabo a temperatura ambiente de 20 a 25 °C por un periodo de 8 horas.

- ✓ Durante la fase de germinación los granos de quinua fueron humectados para su adecuado desarrollo. Además, al interior de los granos extendidos se colocó papel toalla húmeda, lo que permitió mantener la humedad de los granos que quedaron al interior y así facilitó una germinación más uniforme de todos los granos.
- ✓ Luego de que los granos de quinua germinaron se paralizó el proceso de germinación por secado en una estufa: los granos húmedos fueron colocados extendidos en capas no muy gruesas y luego fueron sometidos a una temperatura de 65 °C por 7 horas.

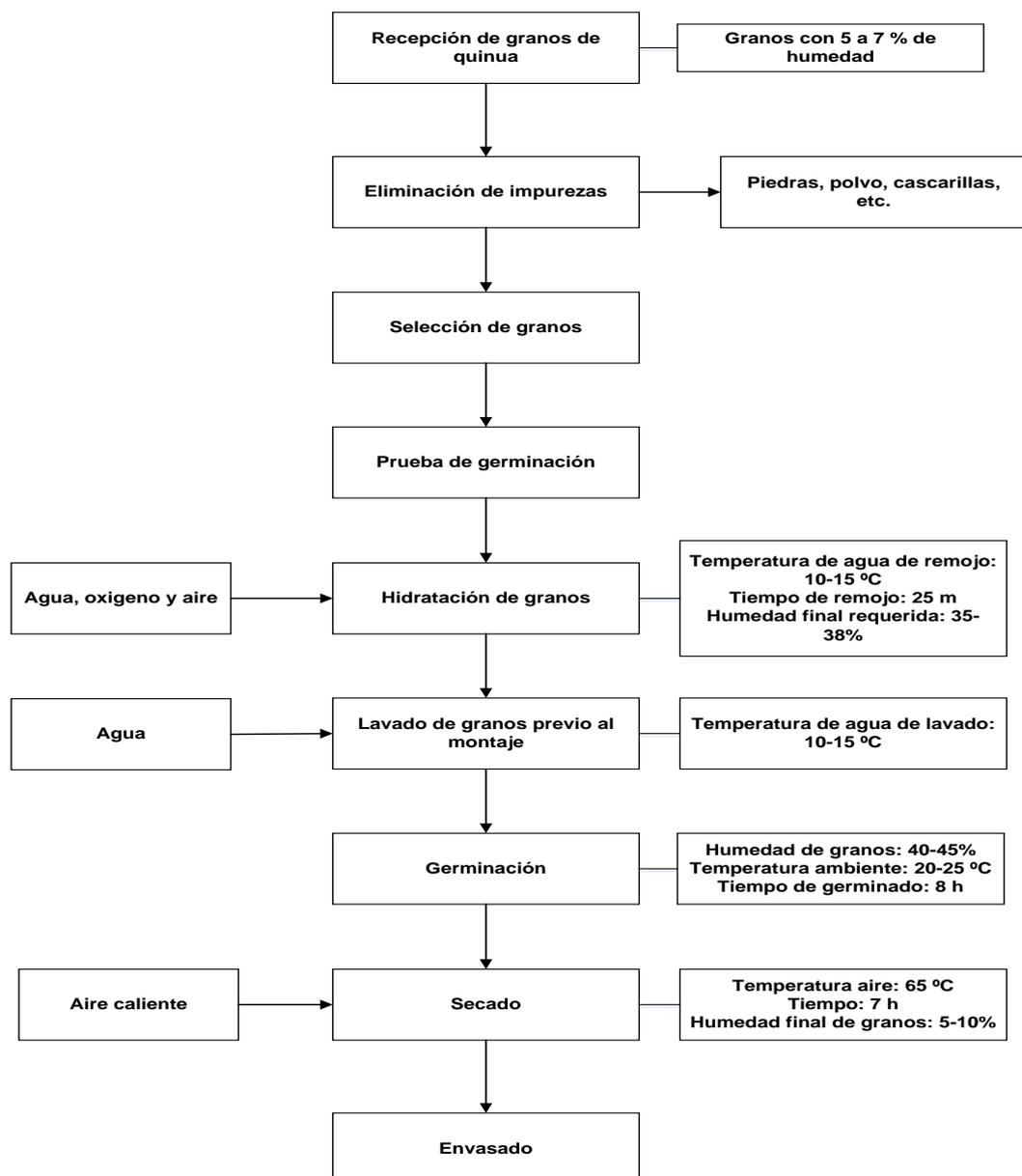


Figura 5. Proceso de germinación de granos de quinua.

3.4.2. Metodología para la cocción de granos de quinua

Se utilizó la metodología descrita por Ancco *et al.*, (2016).

Equipos y materiales:

- ✓ Autoclave.
- ✓ Estufa.
- ✓ Cronómetro.
- ✓ Frascos de vidrio.
- ✓ Balanza analítica.

Procedimiento:

- ✓ Los granos de quinua se recibieron en envases adecuados para su conservación.
- ✓ Las muestras de quinua fueron pesadas en una balanza analítica.
- ✓ Luego estas muestras se limpiaron para eliminar impurezas como piedras, polvo, cascarillas.
- ✓ Las muestras de la quinua se seleccionaron para separar aquellos granos que no tengan las condiciones adecuadas para su posterior germinación.
- ✓ Las muestras de quinua fueron pesados en una balanza y fueron puestas dentro de un frasco de vidrio con tapa.
- ✓ Posteriormente estos frascos de quinua se llevó a la autoclave (recipiente de presión metálico de paredes gruesas con cierre hermético que permite trabajar a alta presión) con contenido de agua para generar vapor.
- ✓ Las muestras de quinua se cocinaron a 120 kPa por un tiempo de 20 minutos.
- ✓ Luego de este tiempo estos frascos con contenido de quinua fueron sacados de la autoclave y se procedió a enfriarlos.
- ✓ Luego de que las muestras de quinua se enfriaron, se llevó a secado en estufa por un periodo de 7 horas a una temperatura de 65 °C.

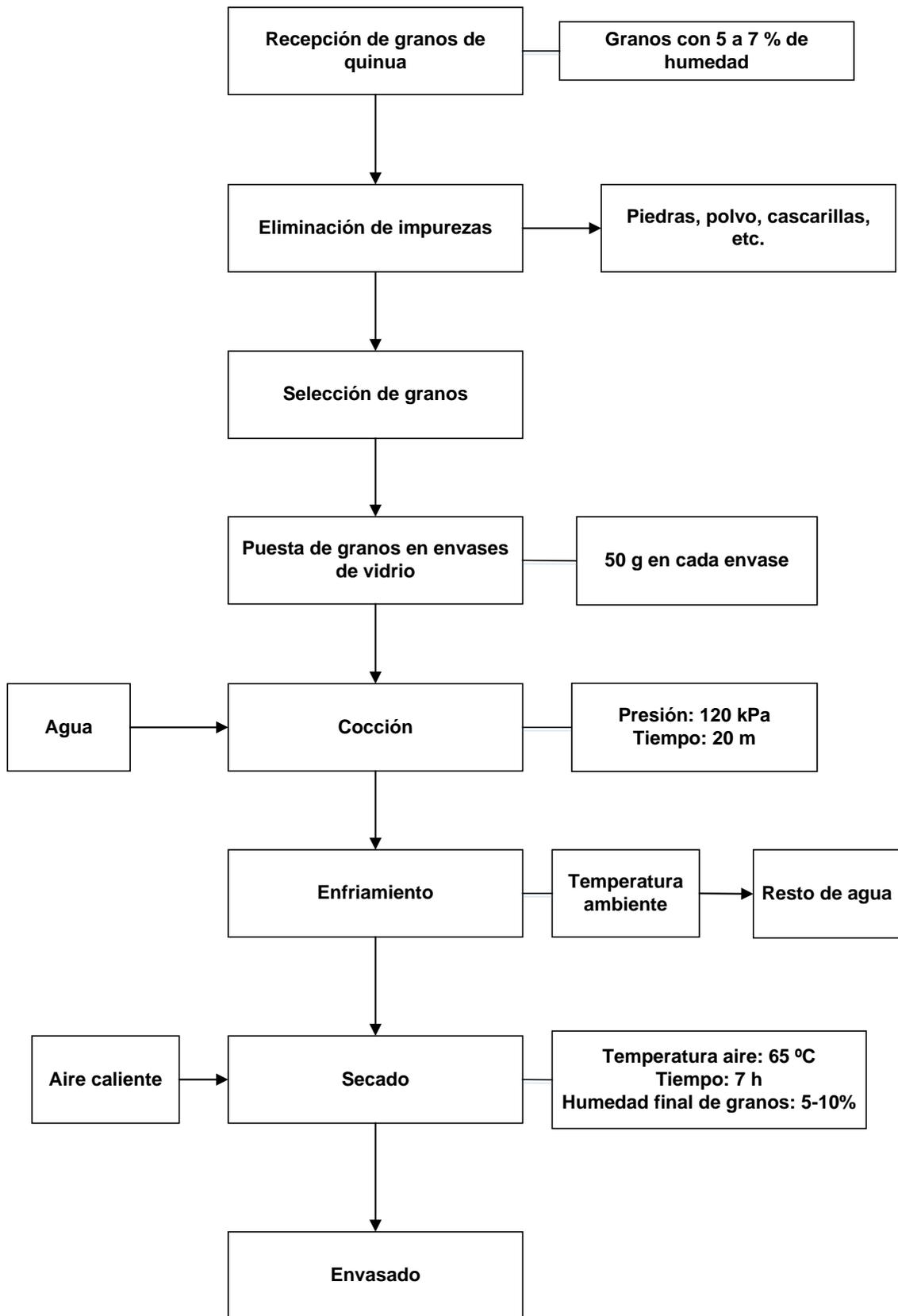


Figura 6. Proceso de cocción de granos de quinua.

3.5. METODOLOGÍA DE ANÁLISIS EN LABORATORIO

3.5.1. Determinación de la digestibilidad *in vitro* de la proteína (método NTC 719)

Equipos y materiales:

- ✓ Agitador mecánico.
- ✓ Tamiz de 1mm (Nº 18)
- ✓ Estufa con control de temperatura.
- ✓ Equipo para filtración al vacío.
- ✓ Papel filtro tipo Whatman Nº 2
- ✓ Erlenmeyer de 250 ml de boca esmerilada.
- ✓ Equipos Soxhlet.
- ✓ Equipo Kjeldahl.

Reactivos:

- ✓ Solución al 0,002% de pepsina.
- ✓ Alcohol etílico.
- ✓ Ácido clorhídrico al 0,075 N.
- ✓ Etanol.

Procedimiento:

Extracción:

- ✓ La muestra se muele de forma que pase a través de un tamiz de mm (Nº 18) y se somete a extracción por el siguiente método.
- ✓ Se prepara un dedal extractor con papel de filtro tipo Whatman Nº 2.
- ✓ Se determina una masa de 1,0 g \pm 0,001 g de muestra, se coloca dentro de un dedal y se extrae durante 1 hora con éter a una velocidad de 3 gotas a 4 gotas por segundo.
- ✓ Se retira del extractor el papel filtro que contiene la muestra y se deja secar a temperatura ambiente; se desvuelve y mediante un pincel se transfiere cuantitativamente la muestra desengrasada al Erlenmeyer de digestión, evitándose contaminaciones o las cerdas del pincel o las fibras del papel filtro.

Digestión con pepsina:

- ✓ A la muestra desengrasada una vez que se transfirió al frasco agitador o Erlenmeyer de 250 mL. Se le agrega 150 mL de la solución de pepsina - ácido clorhídrico recién preparada y previamente calentada a temperatura de 42 °C a 45 °C; se tapó el Erlenmeyer, se coloca dentro del agitador a una baja velocidad para mantener una suave agitación y se incuba durante 16 horas a una temperatura de 45 °C.

Determinación del residuo no digerible:

- ✓ Una vez finalizada la incubación, el contenido del frasco o Erlenmeyer se filtra cuantitativamente a través de un papel filtro tipo Whatman N° 2, mediante un equipo para filtración al vacío. El residuo se lava con 3 porciones de 10 cm³ de agua caliente. El filtrado se completa a un volumen de 250 cm³ con agua destilada y se conserva para determinar la proteína digerible.
- ✓ El residuo en el filtro se lava con etanol y se succiona hasta la sequedad. Se retira el papel filtro con el residuo y se introduce en la estufa, que se ha calentado previamente a una temperatura de 105 °C ± 5 °C durante 30 minutos. Posteriormente se saca, se enfría, se determina la masa y se calcula el residuo no digerible.

Determinación de la proteína digerible:

- ✓ Del filtrado obtenido. Se toma una alícuota, se depositó en el balón kjeldahl y se determina la proteína digerida según el procedimiento descrito en la NTC 282.

Cálculos:

La digestibilidad se calcula mediante la siguiente ecuación:

$$\%D = \frac{A}{D} \times 100 \dots \dots \dots ec (2)$$

Donde %D es el porcentaje de proteína digerible, A es la proteína digerida y B es la proteína total

El residuo no digerible se calcula mediante la siguiente ecuación:

$$\%ND = \frac{C}{E} \times 100 \dots \dots \dots ec (3)$$

Donde %ND es el porcentaje de residuo no digerible, *C* es el residuo no digerible en gramos y *E* es la masa de la muestra.

3.5.2. Metodología para determinar la composición nutricional de granos de quinua

La composición nutricional se determinó de acuerdo a los métodos oficiales de la A.O.A.C.

3.5.2.1. Determinación de proteína cruda (método 954.01)

Equipos y materiales:

- ✓ Balanza analítica.
- ✓ Aparato de digestión y destilación micro kjeldahl.
- ✓ Balones kjeldahl de 50 mL.
- ✓ Erlenmeyer de 250 mL.
- ✓ Titulador automático.
- ✓ Agitadores magnéticos.

Reactivos:

- ✓ Ácido sulfúrico (grado técnico).
- ✓ Ácido clorhídrico 0.02N estandarizado.
- ✓ Hidróxido de sodio al 50% (grado técnico).
- ✓ Ácido bórico al 4%.
- ✓ Indicador mixto: rojo de metilo al 0.1% y verde de bromocresol al 0.2% en alcohol de 95%.
- ✓ Mezcla catalizadora: 800 g de sulfato de potasio o sodio, 50 g de sulfato cúprico pentahidratado y 50 g de dióxido de selenio.
- ✓ Zinc en gránulos.
- ✓ Agua desmineralizada.

Procedimiento:

Digestión:

- ✓ Se pesa alrededor de 0.04 g de muestra, luego se coloca dentro de un balón de digestión y se añade 0.5 g de catalizador y 2 mL de ácido sulfúrico al 92% (grado técnico).
- ✓ Se coloca los balones en el digestor kjeldahl con los calentadores a 500 °C hasta que la solución adquiera una coloración verde. Esto es indicativo de haberse eliminado toda la materia orgánica.
- ✓ Luego se retira los balones del digestor y se enfrió.

Destilación:

- ✓ Se coloca la muestra en el destilador y se añade 10 mL de hidróxido de sodio al 50%, luego se destila recogiendo el destilado en 6 mL de ácido bórico al 4% hasta obtener 50 mL de volumen.

Titulación:

- ✓ Al destilado se agrega 2 gotas del indicador mixto y se titula con ácido clorhídrico 0.02 N, hasta que la solución cambie de color.
- ✓ Se realiza también la titulación con un blanco.

Cálculos:

$$\%P = \frac{V_a - V_b \times N \times 0.014001 \times 6,25}{Pm} \times 100 \dots \dots \dots ec (4)$$

Donde %P es el porcentaje de proteína, N es la normalidad del ácido titulante, V_a es el ácido gastado en la muestra en mililitros, V_b es el ácido gastado en el blanco en miligramos, Pm es el peso de la muestra en gramos y 6,25 es el factor proteico del nitrógeno.

3.5.2.2. Determinación de grasa cruda (método 920.39)

Equipos y materiales:

- ✓ Balanza analítica.
- ✓ Estufa.
- ✓ Equipo Goldfish: vaso de destilación, dedal de vidrio con cartucho de celulosa par la muestra.
- ✓ Desecador.

- ✓ Espátula.
- ✓ Pinza metálica.
- ✓ Algodón.

Reactivos:

- ✓ Hexano (grado técnico).
- ✓ Sulfato de sodio anhidro.

Procedimiento:

- ✓ Se lava los vasos de destilación con agua destilada y se lleva a la estufa a 105 °C por 2 h; se coloca los vasos en un desecador, se enfría, se pesa y se añade 200 mL de hexano.
- ✓ Luego se pesa de 1 a 2 g de muestra y se mezcla con 2 o 3 g de sulfato de sodio anhidro, luego se coloca en un cartucho limpio y se tapa con algodón.
- ✓ Luego se deposita el cartucho con la muestra dentro del dedal de vidrio y se coloca el conjunto dentro del vaso con hexano, seguidamente se monta el equipo Goldfish, se abre la llave de agua fría para el refrigerante, y se extrae la grasa por 7 h.
- ✓ Se seca el vaso de destilación con el residuo en una estufa a 105 °C por 7 h, y se retira de la estufa en un desecador, se enfría y se pesa.

Cálculos:

$$EE (\%) = \left(\frac{P_{vr} - P_v}{P_m} \right) \times 100 \dots \dots \dots ec (5)$$

Donde *EE* es el extracto etéreo, *P_v* es el peso del vaso tarado, *P_{vr}* es el peso del vaso + residuo y *P_m* es el peso de la muestra.

3.5.2.3. Determinación de cenizas (método 923.03)

Equipos y materiales:

- ✓ Estufa.
- ✓ Balanza analítica.
- ✓ Mufla.

- ✓ Placa calentadora.
- ✓ Pinza metaliza.
- ✓ Desecador.
- ✓ Crisoles de porcelana

Procedimiento:

- ✓ Se pesa 2.0 g de muestra secada a 65 °C y éste se coloca en crisoles previamente tarados.
- ✓ Luego se precalcina la muestra hasta que no se desprenda humo.
- ✓ Se coloca en una mufla a 600 °C durante 8 h (una noche).
- ✓ Luego de este tiempo se saca los crisoles, se enfria en un desecador y se pesa.

Cálculos:

$$Cenizas (\%) = \left(\frac{P_3 - P_1}{P_2 - P_1} \right) \times 100 \dots \dots \dots ec (6)$$

Donde P_1 es el peso del crisol vacío en gramos, P_2 es el peso del crisol + muestra y P_3 es el peso del crisol + cenizas.

3.5.2.4. Determinación de fibra cruda (método 962.09)

Equipos y materiales:

- ✓ Vaso precipitado.
- ✓ Tela para filtrar.
- ✓ Crisol de Gooch.
- ✓ Balanza analítica.
- ✓ Espátula.
- ✓ Estufa.
- ✓ Mufla.
- ✓ Buchner.

Reactivos:

- ✓ Éter.
- ✓ Ácido sulfúrico.

- ✓ Hidróxido de sodio.

Procedimiento:

- ✓ Se pesa 2 g de muestra en un vaso de precipitado y se desengrasa con éter.
- ✓ Se agrega 200 mL de ácido sulfúrico al 1.25% caliente y se somete a reflujo durante 30 minutos.
- ✓ Se filtra en caliente a través de una tela en un buchner, se lava con agua caliente hasta la eliminación de la reacción ácida.
- ✓ Se regresa el material al vaso de precipitado, donde se adiciona 200 mL de Hidróxido de Sodio (NaOH) al 1.25%.
- ✓ Se calienta por otros 30 minutos, al cabo de los cuales se filtra de nuevo a través de la tela.
- ✓ Se lava con agua caliente hasta la eliminación de la reacción alcalina.
- ✓ Luego se filtra el residuo a través de un crisol de Gooch, previamente preparado con asbesto.
- ✓ Se lleva el crisol y su contenido a una estufa cerrada, dejándose secar hasta un peso constante a una temperatura que no pase de 110 °C, se enfría y pesa.
- ✓ Finalmente se calcina el crisol y su contenido se lleva a una mufla a (550 °C) por dos horas.
- ✓ La diferencia de pesado antes y después de la calcinación, representa la fibra cruda de la muestra.
- ✓ Los resultados se expresan en % de fibra cruda mediante la siguiente fórmula:

$$\%FC = \frac{P_1 - P_2}{P_m} \times 100 \dots \dots \dots ec (7)$$

Donde P_1 es el peso del crisol en gramos, P_2 es el peso del crisol vacío en gramos y P_m es el peso en gramos de la muestra.

3.5.2.5. Determinación de carbohidratos totales

Se calcula por diferencia al 100% como el extracto libre de nitrógeno.

3.6. METODOLOGÍA PARA EL ANÁLISIS ESTADÍSTICO

En el presente trabajo de investigación, se utilizó un diseño factorial de tipo 3^2 , este diseño consiste en 9 tratamientos diferentes, que corresponden a todas las posibles maneras de combinar dos factores en tres niveles, a los cuales se les suele llamar bajo, medio y alto. Los nueve tratamientos se pueden escribir de varias maneras, algunas de las cuales se muestran a continuación.

Tabla 8.

Diseño factorial 3^2 en tres notaciones útiles.

Tratamiento	A	B	A	B	A	B
1	Bajo	Bajo	-1	-1	0	0
2	Medio	Bajo	0	-1	1	0
3	Alto	Bajo	1	-1	2	0
4	Bajo	Medio	-1	0	0	1
5	Medio	Medio	0	0	1	1
6	Alto	Medio	1	0	2	1
7	Bajo	Alto	-1	1	0	2
8	Medio	Alto	0	1	1	2
9	Alto	Alto	1	1	2	2

Fuente: Gutiérrez y De La Vara, 2008, p. 238-247.

Para la presente investigación se diseñó la siguiente matriz experimental.

Tabla 9.

Matriz de diseño experimental.

Nº	Variedad	Tratamiento
1	Negra Collana	Sin proceso
2	Pasankalla	Sin proceso
3	Salcedo INIA	Sin proceso
4	Negra Collana	Germinación
5	Pasankalla	Germinación
6	Salcedo INIA	Germinación
7	Negra Collana	Cocción
8	Pasankalla	Cocción
9	Salcedo INIA	Cocción

El modelo estadístico para el diseño 3^2 se puede escribir considerando el efecto individual de cada factor y de la interacción entre ambos, y queda como sigue:

$$Y_{ijk} = \mu + \gamma_i + \delta_j + (\gamma\delta)_{ij} + \varepsilon_{ijk} \dots \dots \dots ec. (8)$$

con $i = 1,2,3; j = 1,2,3; k = 1, \dots, n$

Donde γ_i es el efecto del factor variedad en su nivel i , δ_j representa el efecto del factor tratamiento en su nivel j , $(\gamma\delta)_{ij}$ es el efecto de interacción de ambos factores en los niveles ij y n es el número de repeticiones de cada tratamiento. En consecuencia, las hipótesis que se probaron son: $H_0 : \gamma_i = 0$ (no hay efecto significativo del factor variedad sobre las variables de respuesta (digestibilidad de la proteína y composición nutricional), $H_0 : \delta_j = 0$ (no hay efecto significativo del factor proceso sobre las variables de respuesta) y $H_0 : (\gamma\delta)_{ij} = 0$ (no hay efecto significativo de interacción de los factores variedad y proceso las variables de respuesta). Estas hipótesis se prueban con el ANOVA; para ello, las sumas de cuadrados para los tres efectos incluidos en la ecuación 8 están dadas por:

$$SC_A = \sum_{i=1}^3 \frac{Y_{i..}^2}{3n} - \frac{Y_{...}^2}{n3^2} \dots \dots \dots ec. (9)$$

$$SC_B = \sum_{j=1}^3 \frac{Y_{.j.}^2}{3n} - \frac{Y_{...}^2}{n3^2} \dots \dots \dots ec. (10)$$

$$SC_{AB} = \sum_{i=1}^3 \sum_{j=1}^3 \frac{Y_{ij.}^2}{n} - \frac{Y_{...}^2}{n3^2} - SC_A - SC_B \dots \dots \dots ec. (11)$$

La suma de cuadrados total se obtiene con:

$$SC_T = \sum_{i=1}^3 \sum_{j=1}^3 \sum_{k=1}^n Y_{ijk}^2 - \frac{Y_{...}^2}{n3^2} \dots \dots \dots ec. (12)$$

Y el error aleatorio se calcula con la diferencia,

$$SC_E = SC_T - SC_{AB} - SC_A - SC_B \dots \dots \dots ec. (13)$$

Los grados de libertad asociados con cada suma de cuadrados de esta relación son, respectivamente:

$$3^2(n - 1) = (n3^2 - 1) - (3 - 1)(3 - 1) - (3 - 1) - (3 - 1) \dots \dots \dots ec. (14)$$

El bosquejo del análisis de varianza para el diseño 3^2 se muestra en la siguiente tabla:

Tabla 10.

ANOVA para el diseño 3^2

F.V	Suma de cuadrados (SC)	Grado de libertad (GL)	Cuadrado medio (CM)	F ₀	Valor -p
Variedad	SC_A	2	CM_A	$\frac{CM_A}{CM_E}$	$P(F > F_0)$
Proceso	SC_B	2	CM_B	$\frac{CM_B}{CM_E}$	$P(F > F_0)$
Var*Proc	SC_{AB}	4	CM_{AB}	$\frac{CM_{AB}}{CM_E}$	$P(F > F_0)$
Error	SC_E	$3^2(n - 1)$	CM_E		
Total	SC_T	$n3^k - 1$			

Fuente: Gutiérrez y De La Vara, 2008, p.241.

Se rechaza la correspondiente hipótesis nula cuando el valor $-p$ para un efecto es menor que 0.05.

Para el caso de la presente investigación los factores de estudio fueron variedad y proceso cada uno con tres niveles (Negra Collana, Pasankalla, Salcedo INIA y Sin proceso, Germinación, Cocción) lo cual hizo que se tenga en total nueve combinaciones de tratamientos. Las hipótesis que se plantearon son:

H_0 : No hay efecto del factor variedad sobre la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de la quinua.

H_A : Si hay efecto del factor variedad sobre la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de la quinua.

H_0 : No hay efecto del factor proceso sobre la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de la quinua.

H_A : Si hay efecto del factor proceso sobre la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de la quinua.

H_0 : No hay efecto del factor interacción sobre la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de la quinua.

H_A : Si hay efecto del factor interacción sobre la digestibilidad *in vitro* de la proteína y la composición nutricional de la quinua.

Luego de rechazar la hipótesis dado que el ANOVA solo indica que al menos un par de niveles del factor significativo son diferentes entre sí, pero no dice cuáles son, se procedió a investigar cuales de las medias causan las diferencias detectadas, para estas diferencias se usó el método de Tukey que es un método más conservador para comparar pares de medias de tratamientos, el cual consiste en comparar las diferencias entre medias muestrales con el valor crítico dado por:

$$T_\alpha = q_\alpha(k, N - k) \sqrt{CM_E/n_i} \dots \dots \dots ec. (15)$$

Donde CM_E es el cuadrado medio del error, n es el número de observaciones por tratamiento, k es el número de tratamientos, $N - k$ es igual a los grados de libertad para el error, α es el nivel de significancia prefijado y el estadístico $q_\alpha(N - K)$ son puntos porcentuales de la distribución del rango estudentizado. (Gutiérrez y De La Vara, 2008, p.76).

CAPÍTULO 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. DIGESTIBILIDAD *IN VITRO* DE LA PROTEÍNA Y COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE TRES VARIEDADES DE QUINUA SIN PROCESO

Tabla 11.

Digestibilidad in vitro de la proteína de las tres variedades de quinua sin proceso.

Variedad	Estado	$\bar{X} \pm S$	Coefficiente de variación (%)
Negra Collana	Sin proceso	68.37 \pm 0.40	0.59
Pasankalla	Sin proceso	66.13 \pm 0.40	0.61
Salcedo INIA	Sin proceso	69.50 \pm 0.44	0.63

En la tabla 11 se observa que la digestibilidad de la proteína en las tres variedades de quinua sin proceso es cercano a lo reportado por FAO (2011), “quien indica que los valores de la digestibilidad de la proteína de la quinua se encuentran entre 70 a 85%” (p.10). Asimismo, Chaparro et al., (2010) reporta que la digestibilidad de la quinua en estado crudo es 79.40%.

Tabla 12.

Proteína cruda de las tres variedades de quinua sin proceso.

Variedad	Estado	$\bar{X} \pm S$	Coefficiente de variación (%)
Negra Collana	Sin proceso	14.24 \pm 0.04	0.25
Pasankalla	Sin proceso	13.47 \pm 0.04	0.31
Salcedo INIA	Sin proceso	12.90 \pm 0.02	0.16

Los porcentajes de la proteína para las tres variedades de quinua sin proceso mostrados en la tabla 12 son inferiores a lo que reporta la FAO (2013) quien indica que el porcentaje de proteína para las variedades Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA son 17.62%, 17.83% y 16.23%, respectivamente. Sin embargo existen diferentes estudios con relación al contenido proteico de la quinua, según los cuales éste varía entre el 11% y 21.3% (Tapia, 1990), entre un 13.8% a 16.5% (Koziol, 1992), 14.1% (Ruales y Nair, 1992), entre un 9.6 a 22.1%. (Romero, 2006, como se citó en Mujica et al., 2006); 11.7% (Morón, 1999, como se citó en Murillo y Mujica, 2013); 12.94% (Bravo, 2013), de acuerdo a estos

autores los porcentajes de la proteína encontrados en la presente investigación son similares.

Tabla 13.

Grasa cruda de las tres variedades de quinua sin proceso.

Variedad	Estado	$\bar{X} \pm S$	Coefficiente de variación (%)
Negra Collana	Sin proceso	5.79 \pm 0.03	0.53
Pasankalla	Sin proceso	6.15 \pm 0.04	0.57
Salcedo INIA	Sin proceso	5.42 \pm 0.03	0.46

En la tabla 13 se muestran los porcentajes de grasa analizados a las tres variedades de quinua sin proceso. Estos valores para las tres variedades en son muy similares a los reportados por la FAO (2013) quien reporta el porcentaje de la grasa como 5.94%, 6.29% y 5.20% para las variedades Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA, respectivamente. Por otro lado se puede observar que la variedad Pasankalla presenta mayor porcentaje de grasa, seguido por la variedad Negra Collana y finalmente por la variedad Salcedo INIA.

Otros autores reportan el contenido de grasa de la quinua en general como 4% (Gonzales et al., 1989); 6% (Repo-Carrasco, 1992); 9.7% (Ruales y Nair, 1992); 5.2% (Alvares-Jubete et al., 2009); entre 1.8% y 8.2% (Romero, 1981, como se citó en Mujica et al., 2006); 6.3% (Moron, 1999, como se citó en Murillo y Mujica, 2013); 7.83% (Bravo, 2013).

Tabla 14.

Ceniza de las tres variedades de quinua sin proceso.

Variedad	Estado	$\bar{X} \pm S$	Coefficiente de variación (%)
Negra Collana	Sin proceso	3.16 \pm 0.04	1.26
Pasankalla	Sin proceso	3.24 \pm 0.03	0.78
Salcedo INIA	Sin proceso	2.75 \pm 0.03	1.11

Los porcentajes de ceniza mostrados en la tabla 14 de las tres variedades de quinua encontrados en esta investigación están por debajo de los valores reportados por la FAO (2013) quien reporta el porcentaje de ceniza como 2.13%,

2.83% y 2.00% para las variedades Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA respectivamente.

Sin embargo estos valores son similares a los reportados por otros autores quienes indican que el contenido de la ceniza de la quinua es 3% (Gonzales et al., 1989); 2.9% (Repo-Carrasco, 1992); 3.4% (Ruales y Nair, 1992); 2.7% (Alvares-Jubete et al., 2009); entre 2.4% y 9.7%, promedio 3.5% (Romero, 1981, como se citó en Mujica et al., 2006); 2.8% (Morón, 1999, como se citó en Murillo y Mujica, 2013); 3.05% (Bravo,2013).

Tabla 15.

Fibra cruda de las tres variedades de quinua sin proceso.

Variedad	Estado	$\bar{X} \pm S$	Coefficiente de variación (%)
Negra Collana	Sin proceso	3.62 \pm 0.05	1.46
Pasankalla	Sin proceso	3.81 \pm 0.04	0.95
Salcedo INIA	Sin proceso	3.24 \pm 0.05	1.46

Los resultados del porcentaje de fibra mostrados en la tabla 15 de las tres variedades son cercanos a los reportados por la FAO (2013) quien reporta el porcentaje de fibra como 2.10%, 3.00% y 1.84% para las variedades Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA respectivamente.

Otros autores reportan el contenido de fibra de la quinua entre 1.1% y 5.8%, promedio 3% (Romero, 1981, como se citó en Mujica et al., 2006); 5.2% (Moron, 1999, como se citó en Murillo y Mujica, 2013); 4.58% (Bravo, 2013).

Tabla 16.

Carbohidratos totales de las tres variedades de quinua sin proceso.

Variedad	Estado	$\bar{X} \pm S$	Coefficiente de variación (%)
Negra Collana	Sin proceso	67.05 \pm 0.10	0.14
Pasankalla	Sin proceso	68.21 \pm 0.06	0.09
Salcedo INIA	Sin proceso	68.57 \pm 0.03	0.05

En la tabla 16 se muestran los porcentajes de carbohidratos encontrados en las tres variedades de quinua. Estos resultados son cercanos a los reportados

por la FAO (2013) quien reporta el porcentaje de carbohidratos como 62.33%, 60.43% y 66.07% para las variedades Negra Collana, Pasankalla y Salcedo INIA, respectivamente.

Otros autores reportan el contenido de carbohidratos de la quinua en general como 72.6% (Repo de Carrasco, 1992); 72.5% (Ruales y Nair, 1992); 64.2% (Alvares-Jubete et al., 2009); entre 46.0% y 77.4%, promedio 61.4% (Romero, 1981, como se citó en Mujica et al., 2006); 68.0% (Morón, 1999, como se citó en Murillo y Mujica, 2013).

4.2. DIGESTIBILIDAD *IN VITRO* DE LA PROTEÍNA Y LA COMPOSICIÓN NUTRICIONAL DE LAS TRES VARIEDADES DE QUINUA DESPUÉS DE SER GERMINADAS Y COCIDAS ASÍ COMO SU VARIACIÓN EN COMPARACIÓN CON LA QUINUA SIN PROCESO.

Tabla 17.

Digestibilidad in vitro de la proteína de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.

Variedad	Digestibilidad (quinua sin proceso)	Estado	$\bar{X} \pm S$	C.V. (%)	Variación en puntos porcentuales
Negra Collana	68.37	Germinado	82.57 ± 0.80	0.97	14.20
		Cocido	86.27 ± 0.76	0.87	17.90
Pasankalla	66.13	Germinado	81.90 ± 0.10	0.12	15.77
		Cocido	84.07 ± 0.49	0.59	17.93
Salcedo INIA	69.50	Germinado	83.13 ± 0.42	0.50	13.63
		Cocido	84.70 ± 0.62	0.74	15.20

En la tabla 17 se muestra que la germinación con respecto al valor de la digestibilidad de la proteína de la quinua sin proceso generó un aumento de esta propiedad en las tres variedades de quinua. Este aumento es similar con lo encontrado por Rojas et al. (2010), quien reporta que la digestibilidad de la proteína después de la germinación pasó de 79.40% a 90.37%. Martínez et al. (2011), como se citó en Ponce de León et al. (2013), por su parte, en un estudio realizado sobre semillas germinadas durante 48 horas, encontraron un aumento significativo de la digestibilidad de la proteína.

Este aumento de la digestibilidad puede ser a causa de que a medida que progresa la germinación, las fracciones proteínicas de reserva se transforman en otras de menor peso molecular, especialmente pequeños péptidos y aminoácidos, lo cual los hace más digerible para el organismo (García, 2015).

Por otro lado la cocción también generó un incremento de la digestibilidad en las tres variedades de quinua. Estos resultados son similares a los encontrados por Hernández y Campos (1993) quienes al estudiar la digestibilidad de la proteína del frijol encontraron que este aumenta por efecto de la cocción. Muriel y Rodríguez (2007) también encontraron un incremento de la digestibilidad de la proteína en el garbanzo al someterle al proceso de cocción a diversas temperaturas.

Este aumento de la digestibilidad de la proteína puede ser como consecuencia de la desnaturalización que estas sufren por acción del calor. La desnaturalización es un proceso en el cual la proteína pasa de un estado ordenado a un estado desordenado en el cual se producen modificaciones en sus estructuras secundaria, terciaria y cuaternaria, lo cual puede aumentar su disponibilidad o digestibilidad (Lupano, 2013).

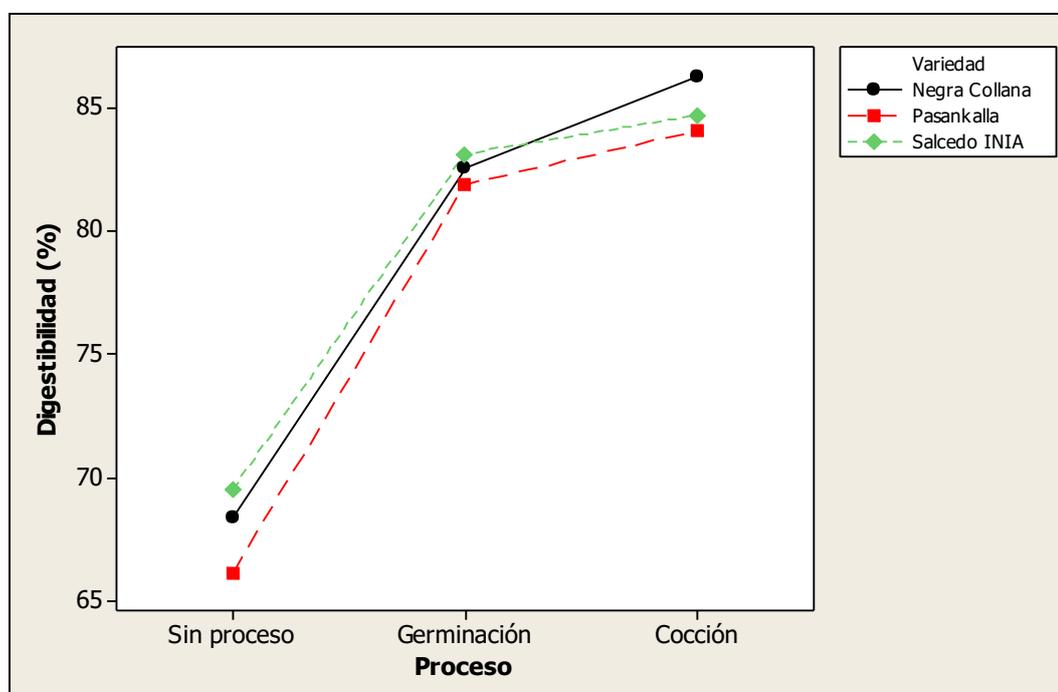


Figura 7. Gráfica de interacción (variedad por proceso) para la digestibilidad *in vitro* de la proteína.

La figura 7 y el análisis estadístico mostrado en el anexo 7 indican que la tanto la variedad, proceso aplicado y la interacción de estos dos factores afectó significativamente ($p < 0.05$) la digestibilidad de la proteína.

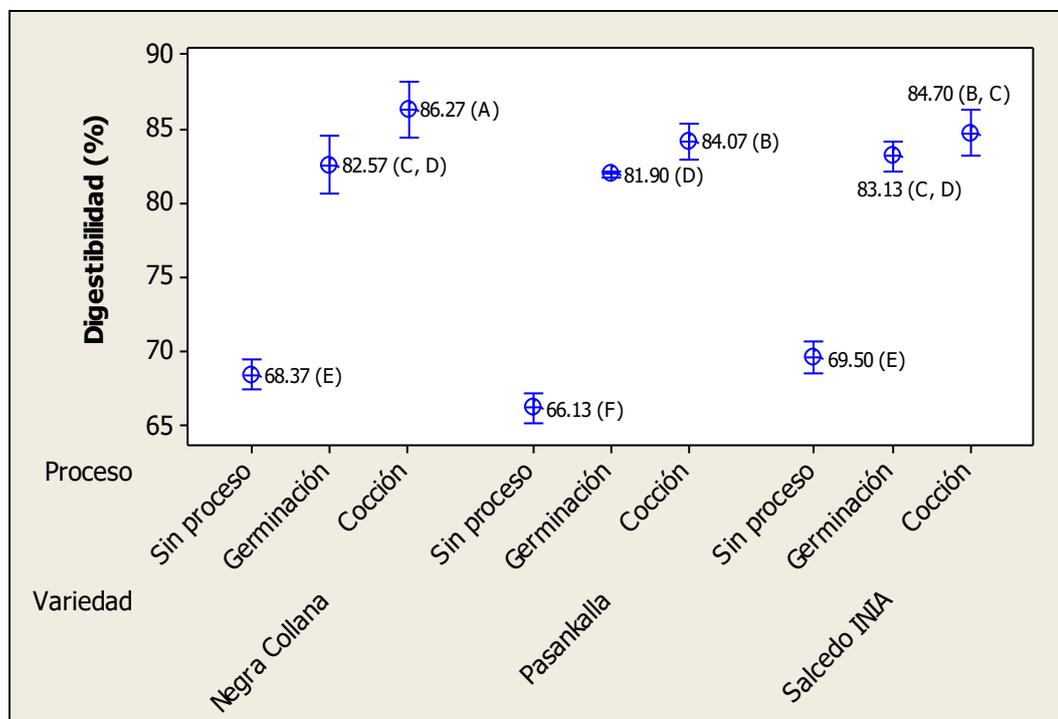


Figura 8. Gráfica de comparación de medias para la digestibilidad *in vitro* de la proteína.

En la figura 8 se aprecia la comparación realizada con la prueba tukey presentado en el anexo 7. En esta figura se puede observar que la digestibilidad de la proteína en las tres variedades de quinua en estado germinado y cocido es significativamente diferentes, en comparación con la quinua sin proceso. La variedad Salcedo INIA cocida, presentó mayores niveles de digestibilidad con 84.70%; por otro lado la variedad Pasankalla sin proceso presentó menores niveles de digestibilidad con 66.13%.

Tabla 18.

Proteína de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.

Variedad	Proteína (sin proceso)	Estado	$\bar{X} \pm S$	C.V. (%)	Variación en puntos porcentuales
Negra Collana	14.24	Germinado	13.46 ± 0.05	0.39	-0.78
		Cocido	15.67 ± 0.05	0.34	1.43
Pasankalla	13.47	Germinado	13.09 ± 0.02	0.18	-0.39
		Cocido	14.58 ± 0.04	0.25	1.11
Salcedo INIA	12.90	Germinado	11.75 ± 0.07	0.01	-1.16
		Cocido	13.94 ± 0.03	0.00	1.03

En la tabla 18 se muestra que la germinación comparada con la quinua sin proceso generó una disminución mínima de la proteína en las tres variedades. Para la variedad Negra Collana este resultado es diferente a lo que reporta Valenzuela *et al.*, (2015) quien reporta un aumento de la proteína en esta variedad en comparación con la quinua escarificada o simplemente lavada; sin embargo el resultado para las variedades Pasankalla y Salcedo INIA es similar al reporte de este autor, que indica que existe una disminución de la proteína en estas dos variedades. Por otro lado, Bravo (2013) reporta un aumento en la proteína en la variedad Blanca de Junín después de germinar por un periodo de dos días. Este reporte es diferente a los resultados obtenidos en la presente investigación. Diversas literaturas e investigaciones resultan contradictorios en cuanto a si disminuye o aumenta la proteína después de la germinación; por ejemplo, la proteína aumentó durante la germinación de la soya (Kan, *et al* 1978, como se citó en Colmenares, 1989), pero disminuyó en habas, frijol mongo (Noor, *et al.* 1980, citado por Colmenares, 1989) y frijol común (Elías, *et al.*, 1976, como se citó en Colmenares, 1989).

La disminución de la proteína después de la germinación se puede deber a que los aminoácidos liberados son utilizados en la síntesis de nuevas proteínas en la plántula en desarrollo. (Adjei y Splittstoesser, 1976).

La cocción por su parte generó un incremento de la proteína en las tres variedades. Este incremento de la proteína después de la cocción coincide con lo encontrado por Valenzuela *et al.* (2015), quien reporta un aumento de proteína

para las variedades de Pasankalla y Salcedo INIA después de la cocción en comparación con la quinua escarificada o simplemente lavada. Sin embargo, para la variedad Salcedo INIA reporta una disminución de la proteína después de la cocción. Cervilla, (2014) reporta pérdidas menores de la proteína de la quinua después de someterlos a cocción al vapor y presión atmosférica.

El aumento de la proteína después de la cocción en las tres variedades de quinua puede ser como consecuencia de la desnaturalización de las proteínas por acción del calor (Lupano, 2013).

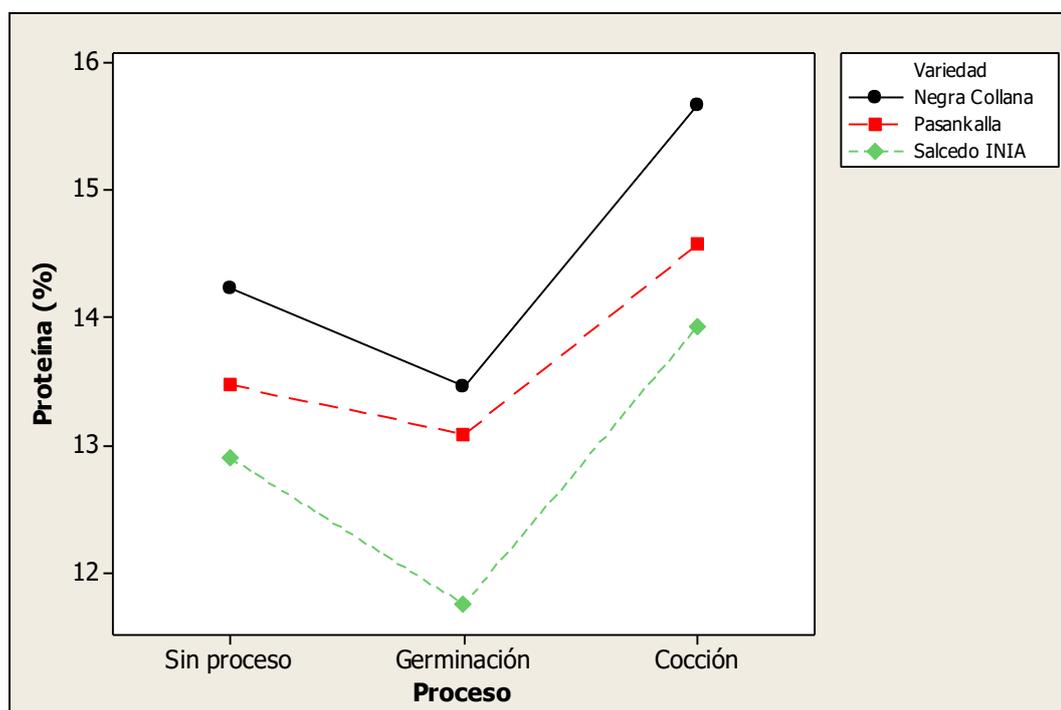


Figura 9. Gráfica de interacción (variación por proceso) para la proteína.

La figura 9 y el análisis estadístico mostrado en el anexo 8 indican que la tanto la variedad, proceso aplicado y la interacción de estos dos factores afectó significativamente ($p < 0.05$) el contenido de la proteína de la quinua.

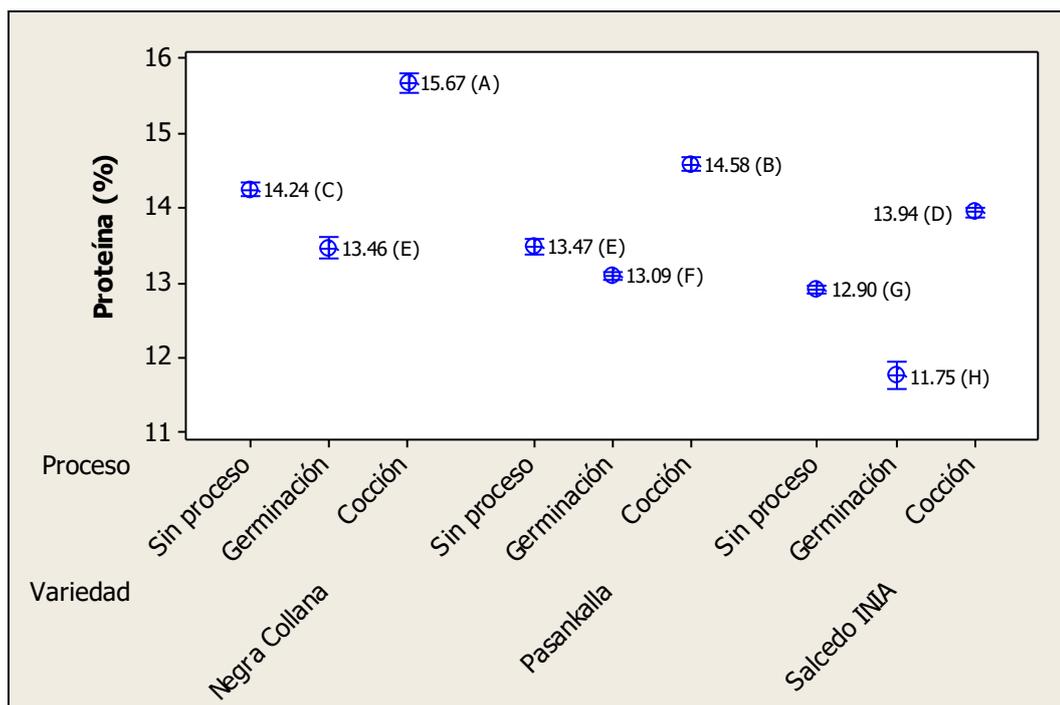


Figura 10. Gráfica de comparación de medias para la proteína.

En la figura 10 se aprecia la comparación realizada con la prueba tukey presentado en el anexo 8. En esta figura se puede observar que la proteína en las tres variedades de quinua en estado germinado y cocido es significativamente diferentes, en comparación con la quinua sin proceso. La variedad Negra Collana cocida, presentó mayores niveles de proteína con 15.67%; y la que presentó menores niveles de grasa es la variedad Salcedo INIA cocida con 11.75%.

Tabla 19.

Grasa de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.

Variedad	Grasa (sin proceso)	Estado	$\bar{X} \pm S$	C.V. (%)	Variación en puntos porcentuales
Negra Collana	5.79	Germinado	6.24 ± 0.04	0.64	0.45
		Cocido	6.09 ± 0.03	0.50	0.30
Pasankalla	6.15	Germinado	5.93 ± 0.03	0.45	-0.22
		Cocido	5.84 ± 0.04	0.69	-0.31
Salcedo INIA	5.42	Germinado	5.86 ± 0.05	0.81	0.45
		Cocido	5.51 ± 0.06	1.00	0.10

En la tabla 19 se muestra que la germinación comparada con la quinua sin proceso generó un incremento mínimo de la grasa en las variedades Negra Collana y Salcedo INIA y una disminución en la variedad Pasankalla. Este resultado para la variedad Negra Collana y Pasankalla es similar a lo reportado por Valenzuela et al., (2015) quien reporta un aumento del porcentaje de grasa para la variedad Negra Collana y una disminución en la variedad Pasankalla; sin embargo es contradictorio para la variedad Salcedo INIA, que reporta un descenso de la grasa. Por otro lado, Bravo (2013) reporta un descenso del porcentaje de grasa en la variedad Blanca de Junín después de germinar por un periodo de dos días; este reporte es diferente a los resultados obtenidos en la presente investigación. El aumento de la grasa puede ser como consecuencia de que durante el proceso de germinación los lípidos son degradados para producir energía, lo que permite el rápido desarrollo de la plántula (Ghorpade y Kadam, 1989). La cocción por su parte generó un incremento de la grasa en la variedad Negra Collana y en la variedad Salcedo INIA y una disminución en la variedad Pasankalla. Este resultado para la tres variedades de quinua estudiadas en esta investigación son contradictorios a lo reportado por Valenzuela *et al.*, (2015) quien reporta una disminución del porcentaje de grasa para la variedad Negra Collana y Salcedo INIA y un aumento para la variedad Pasankalla.

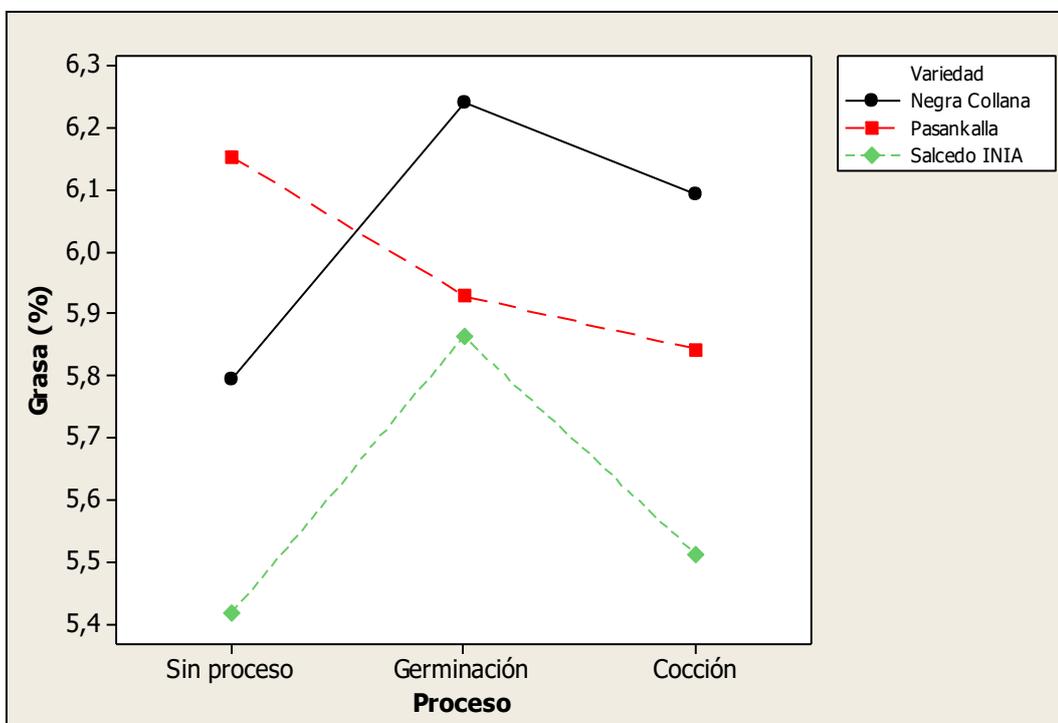


Figura 11. Gráfica de Interacción (variedad por proceso) para la grasa.

La figura 11 y el análisis estadístico mostrado en el anexo 9 indican que la tanto la variedad, proceso aplicado y la interacción de estos dos factores afectó significativamente ($p < 0.05$) el contenido de la grasa de la quinua.

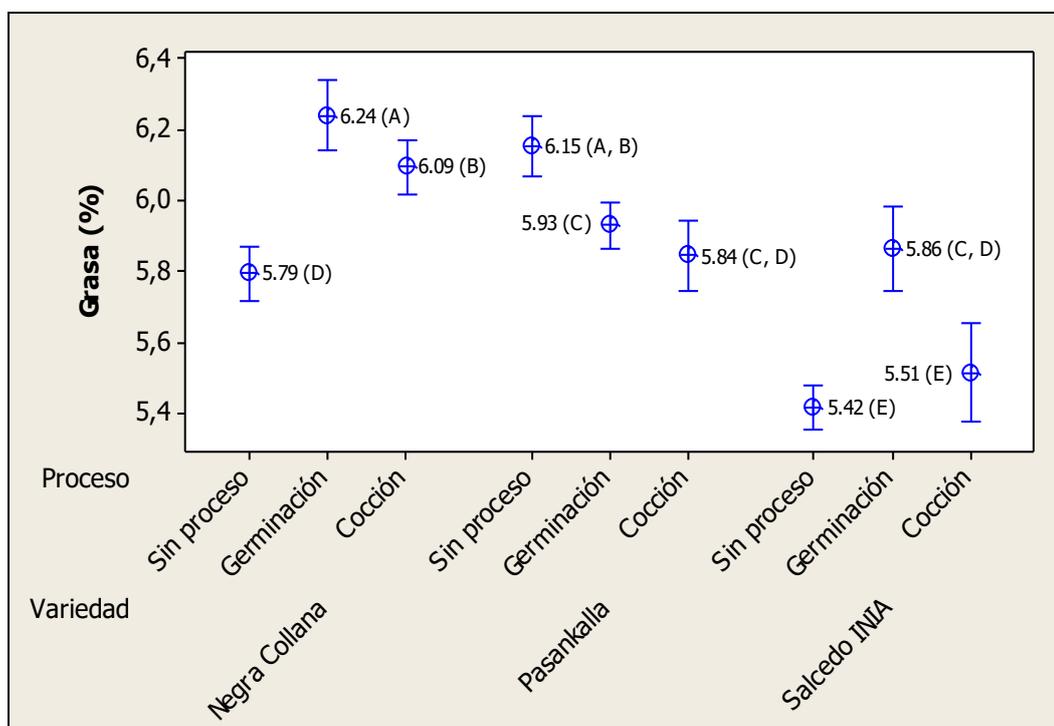


Figura 12. Gráfica de comparación de medias para la grasa.

En la figura 12 se aprecia la comparación de grasa realizado con la prueba tukey, el cual se presenta en el anexo 9. En esta figura se observa que la grasa en las variedades Negra Collana y Pasankalla en estado germinado y cocido son significativamente diferentes, en comparación con la quinua sin proceso. Por otro lado en la variedad Salcedo INIA el proceso de germinación causó una variación significativa de la grasa con respecto a la quinua sin tratamiento, por lo contrario el proceso de cocción no causó una variación significativa de la grasa en esta variedad. Además podemos ver que la variedad Negra Collana presentó niveles de grasa mayores con 6.24% y la que mostró menor nivel de grasa es la variedad Salcedo INIA con 5.42%.

Tabla 20.

Ceniza de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.

Variedad	Ceniza (sin proceso)	Estado	$\bar{X} \pm s$	C.V. (%)	Variación en puntos porcentuales
Negra Collana	3.16	Germinado	3.10 ± 0.02	0.65	-0.06
		Cocido	2.88 ± 0.05	1.71	-0.28
Pasankalla	3.24	Germinado	3.21 ± 0.03	0.93	-0.03
		Cocido	3.11 ± 0.03	0.98	-0.13
Salcedo INIA	2.75	Germinado	3.15 ± 0.58	18.56	0.40
		Cocido	2.73 ± 0.06	2.15	-0.02

La tabla 20 muestra que la germinación comparada con la quinua sin proceso generó una mínima disminución de la ceniza en las variedades Negra Collana y Pasankalla, sin embargo en la variedad Salcedo INIA generó un incremento. Este resultado para la variedad Negra Collana y Salcedo INIA es similar a lo reportado por Valenzuela *et al.*, (2015) quien reporta un aumento del porcentaje de ceniza en estas dos variedades. Para la variedad Pasankalla reporta una disminución lo cual es contradictorio al resultado obtenido en la presente investigación. Por otro lado, el resultado es similar al reportado por Bravo (2013) quien reporta un descenso del porcentaje de ceniza en la variedad Blanca de Junín después de germinar por un periodo de dos días.

La cocción por su parte generó al igual que la germinación una disminución mínima de la ceniza en las tres variedades de quinua. Este resultado para la variedad Pasankalla y Salcedo INIA es similar a lo reportado por Valenzuela *et al.*, (2015) quien reporta una disminución del porcentaje de ceniza para estas dos variedades; sin embargo es contradictorio para la variedad Negra Collana para la cual reporta un incremento de la ceniza.

En general las cenizas de las tres variedades de la quinua permanecieron estables después de aplicárseles los procesos de germinación y cocción. Esto se evidencia con lo que indica Ghorpade y Kadam (1989); Lupano (2013), quienes establece que estos procesos no parecen influir sobre la composición mineral de las semillas.

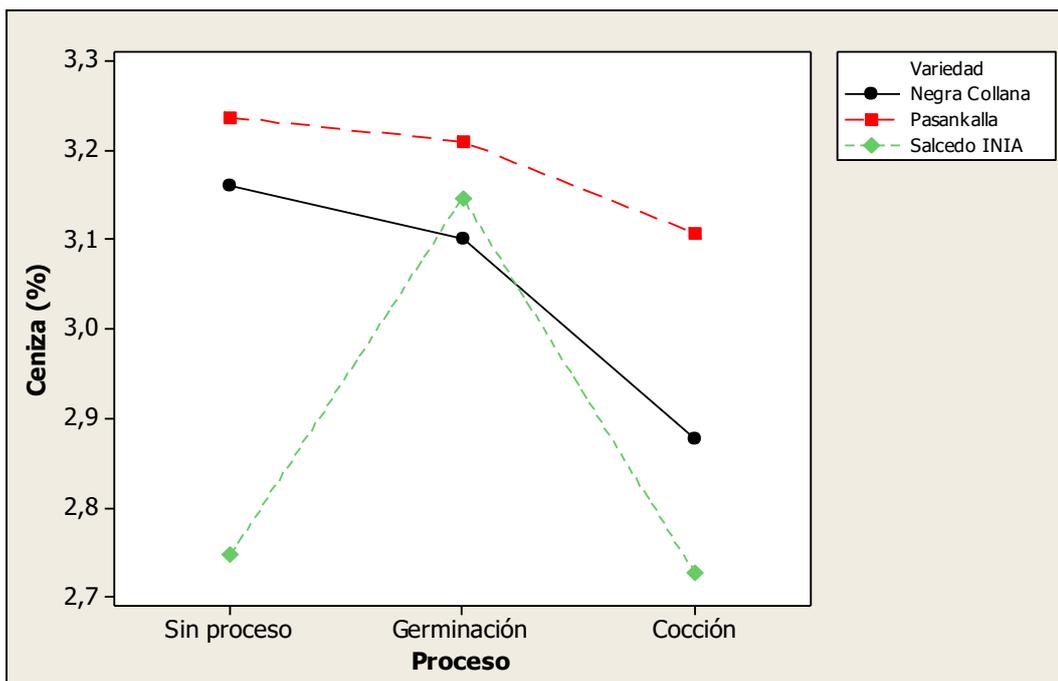


Figura 13. Gráfica de interacción (variedad por proceso) para la ceniza.

La figura 13 y el análisis estadístico mostrado en el anexo 10 indican que la tanto la variedad, proceso aplicado y la interacción de estos dos factores afectó significativamente ($p < 0.05$) el contenido de ceniza en la quinua.

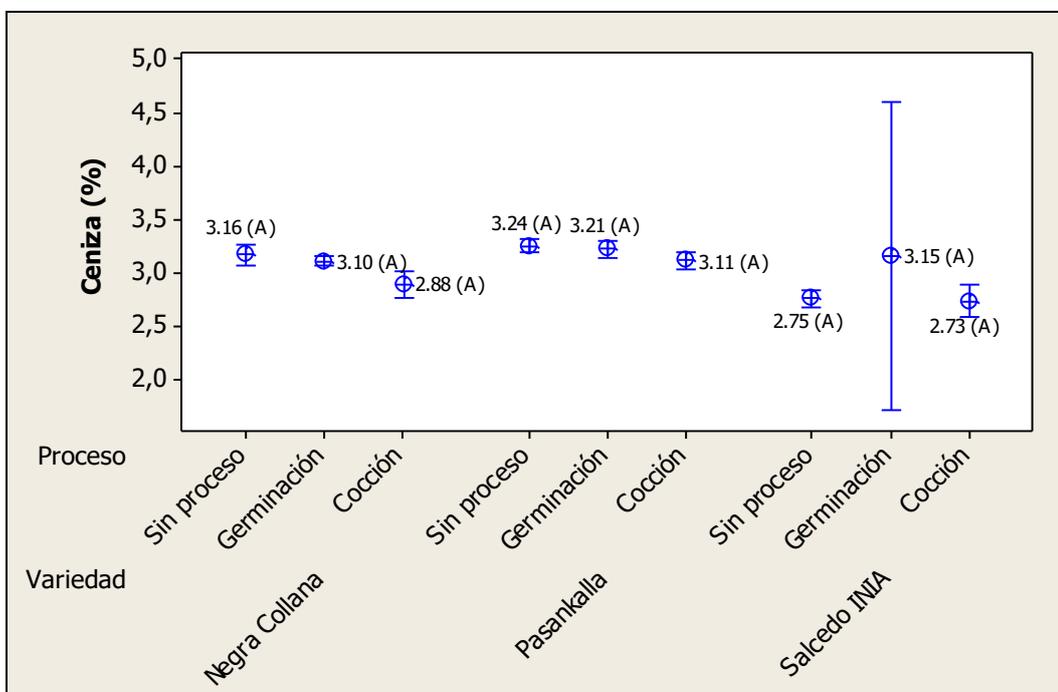


Figura 14. Gráfica de comparación de medias para la ceniza.

La figura 14 muestra la comparación de medias para la ceniza realizada con la prueba tukey, el cual se presenta en el anexo 10, en esta figura se aprecia que en las tres variedades de quinua, los procesos de germinación y cocción no causaron variación significativa sobre la ceniza.

Tabla 21.

Fibra de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.

Variedad	Fibra (sin proceso)	Estado	$\bar{X} \pm S$	C.V. (%)	Variación en puntos porcentuales
Negra Collana	3.62	Germinado	3.52 ± 0.04	1.00	-0.10
		Cocido	3.69 ± 0.03	0.72	0.07
Pasankalla	3.81	Germinado	3.73 ± 0.04	1.08	-0.08
		Cocido	3.88 ± 0.03	0.77	0.07
Salcedo INIA	3.24	Germinado	3.21 ± 0.04	1.09	-0.02
		Cocido	3.39 ± 0.04	1.06	0.15

En la tabla 21 se muestra que la germinación comparada con la quinua sin proceso generó una disminución mínima de la fibra en las tres variedades. El resultado para la variedad Negra Collana y Pasankalla es similar a lo reportado por Valenzuela *et al.* (2015) quien reporta un descenso del porcentaje de fibra en estas dos variedades. Sin embargo para la variedad Salcedo INIA reporta un incremento el cual es contradictorio al resultado obtenido en la presente investigación. Por otro lado, el resultado es similar al reportado por Bravo (2013) quien reporta un descenso del porcentaje de fibra en la variedad Blanca de Junín después de germinar por un periodo de dos días.

La cocción por su parte generó un incremento de la fibra en las tres variedades de quinua. Este resultado para la variedad Pasankalla es similar a lo reportado por Valenzuela *et al.*, (2015) quien reporta una incremento del porcentaje de fibra para esta variedad; sin embargo es contradictorio para la variedad Negra Collana y Salcedo INIA para los cuales reporta una disminución de la fibra.

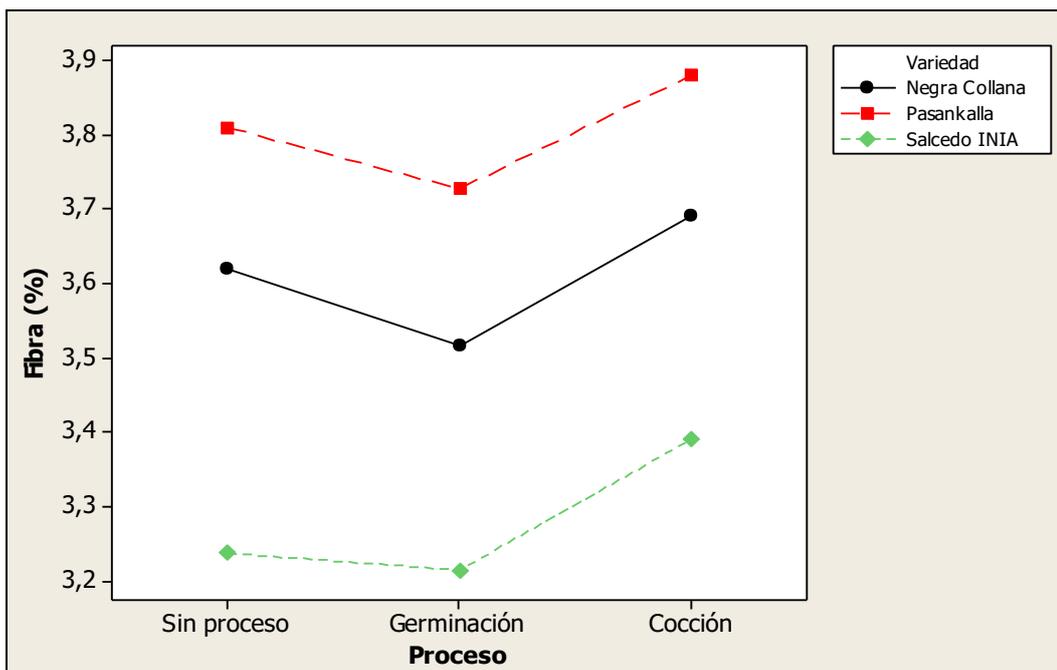


Figura 15. Gráfica de interacción (variedad por proceso) para la fibra cruda.

La figura 15 y el análisis estadístico mostrado en el anexo 11 indican que solamente la variedad y el proceso aplicado influyen significativamente sobre el contenido de fibra de la quinua, mas no la interacción de estos dos factores ($p > 0.05$).

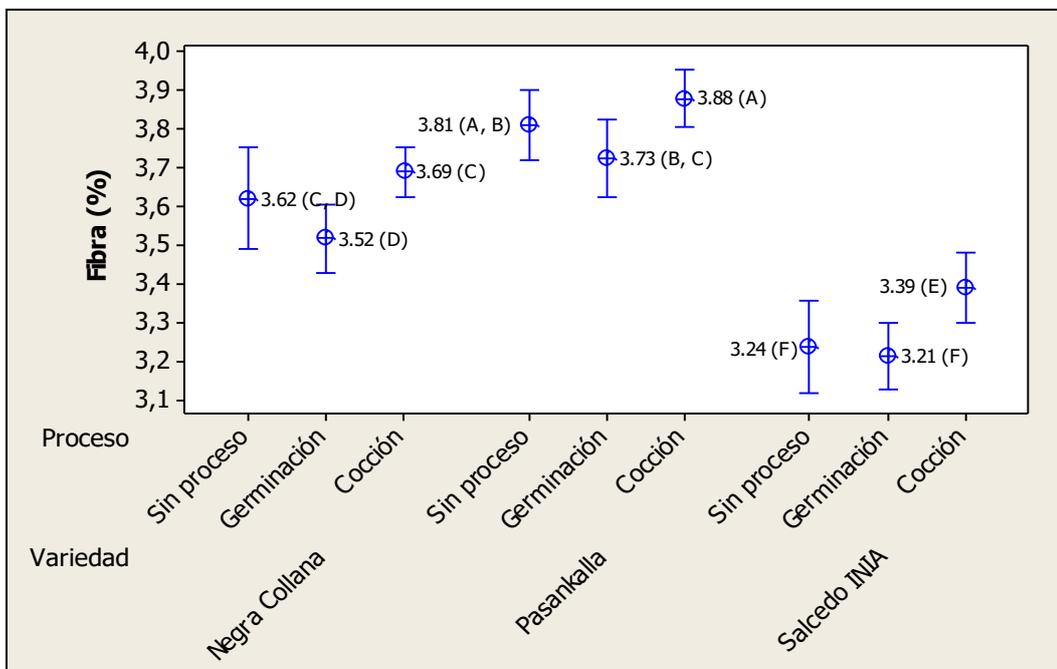


Figura 16. Gráfica de comparación de medias para la fibra cruda.

La figura 16 muestra la comparación realizada con la prueba tukey, que se presenta en el anexo 11 e indica que en las tres variedades los procesos de germinación y cocción no causaron variación significativa sobre el contenido de la fibra, en comparación con la fibra de la quinua sin aplicarle ningún proceso.

Tabla 22.

Carbohidratos de las tres variedades de quinua después de ser germinadas y cocidas así como su variación con respecto a la quinua sin proceso.

Variedad	Carbohidratos (sin proceso)	Estado	$\bar{X} \pm S$	C.V. (%)	Variación en puntos porcentuales
Negra Collana	67.05	Germinado	69.59 \pm 0.12	0.18	2.55
		Cocido	68.29 \pm 0.02	0.03	1.25
Pasankalla	68.21	Germinado	68.53 \pm 0.06	0.08	0.32
		Cocido	69.65 \pm 0.10	0.14	1.44
Salcedo INIA	68.57	Germinado	70.15 \pm 0.60	0.85	1.58
		Cocido	68.81 \pm 0.61	0.89	0.24

La tabla 22 muestra que la germinación comparada con la quinua sin proceso generó un incremento de carbohidratos en las tres variedades. Este resultado es similar a lo reportado por Valenzuela *et al.*, (2015) quien reporta un incremento del porcentaje de carbohidratos en estas tres variedades.

Este aumento puede ser consecuencia de que los carbohidratos son degradados a monosacáridos solubles, como la glucosa, fructosa, etc. (Thompson y Yoon, 1984).

La cocción por su parte también causó un incremento de carbohidratos en las tres variedades de quinua. Este resultado es similar a lo reportado por Valenzuela *et al.*, (2015) quien reporta un incremento del porcentaje de carbohidratos para estas tres variedades.

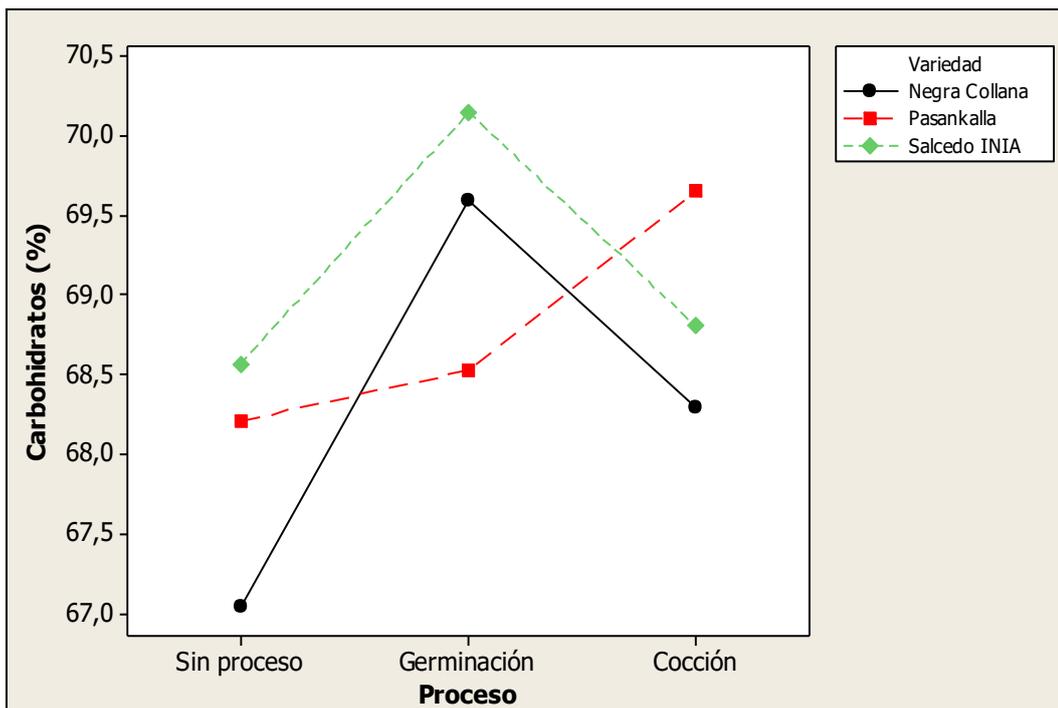


Figura 17. Gráfica de interacción (variedad por proceso) para los carbohidratos.

La figura 17 y el análisis estadístico mostrado en el anexo 12 muestran que existen una influencia significativa de la variedad, proceso aplicado y la interacción de estos factores sobre el porcentaje de carbohidratos de la quinoa.

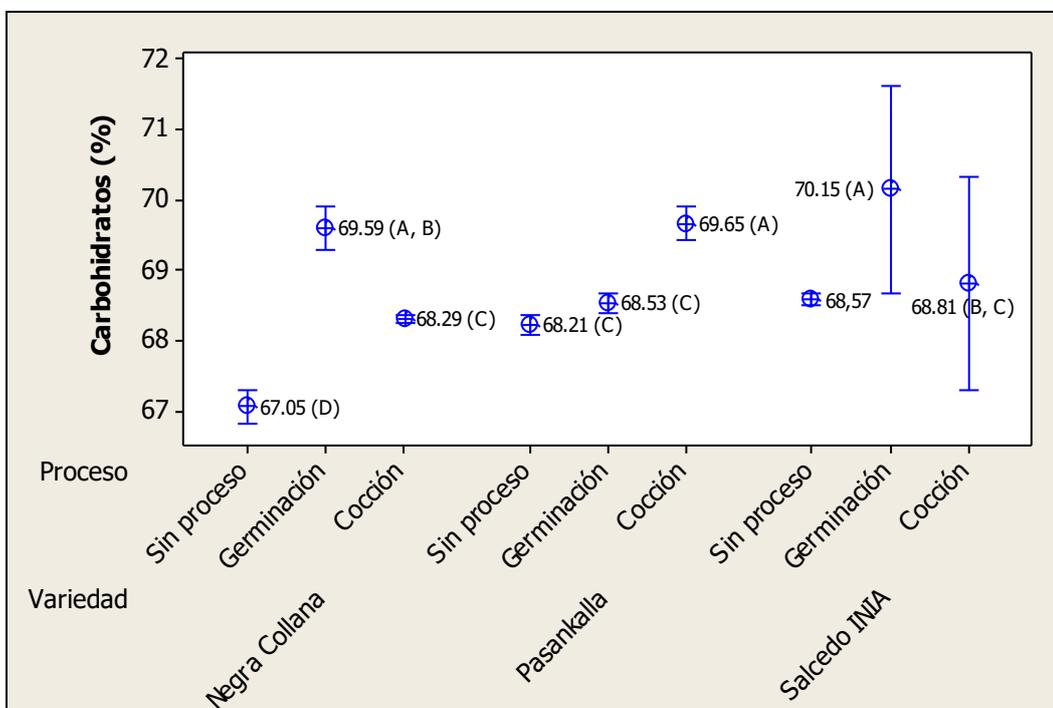


Figura 18. Gráfica de comparación de medias para los carbohidratos.

La figura 18 muestra la comparación de medias para los carbohidratos realizado con la prueba tukey que se presenta en el anexo 12, lo cual indica que en la variedad Pasankalla y Salcedo INIA la germinación no causó una variación significativa en comparación con la quinua sin proceso, por lo contrario el proceso de germinación si causó una variación significativa de los carbohidratos en la variedad Negra Collana. Por otro lado el proceso de cocción no generó una variación significativa de los carbohidratos en las variedades Pasankalla y Salcedo INIA. Sin embargo el proceso de cocción ocasionó una variación significativa de los carbohidratos en la variedad Negra Collana.

CONCLUSIONES

- ✓ La germinación y la cocción generaron aumentos de la digestibilidad de la proteína en las tres variedades de quinua estudiadas. Al comparar estos dos procesos, la cocción generó mayor aumento de la digestibilidad. Sin embargo la germinación disminuye la proteína en estas tres variedades, mientras que la cocción incrementa este componente.
- ✓ Al realizar el análisis estadístico se concluye que la variedad de quinua y proceso aplicado influyen significativamente en la variación de la digestibilidad de la proteína y componentes nutricionales de la quinua, sin embargo la interacción de variedad por proceso sólo influye en la digestibilidad, proteína, grasa y carbohidratos, mas no en la ceniza y fibra cruda.
- ✓ La proteína, grasa y fibra de las tres variedades de quinua sin aplicarles ningún proceso son significativamente diferentes, mientras que los carbohidratos y las cenizas de las tres variedades son estadísticamente iguales.

RECOMENDACIONES

- ✓ Realizar un estudio de la variación de la digestibilidad de la proteína y la composición nutricional de la quinua en diferentes tiempos de germinación.
- ✓ Realizar un estudio de la variación o comportamiento durante la germinación y cocción de la quinua de otros nutrientes como los elementos minerales (calcio, fosforo, zinc y hierro) y vitaminas.
- ✓ Analizar la composición de aminoácidos y los cambios que en estas ocurren durante el proceso de germinación.
- ✓ Realizar estudios de la influencia de la temperatura y humedad sobre la germinación de granos de quinua.
- ✓ Realizar un estudio de disminución de los componentes antinutricionales de la quinua al aplicarles el proceso de germinación y cocción.
- ✓ Evaluar las características de aceptabilidad de la quinua germinada y cocida para consumo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ✓ A.O.A.C. (1997). Métodos de la A.O.A.C. Métodos Verifed de Pares, Manual sobre Políticas y Procedimientos. Arlington, Estados Unidos.
- ✓ Adjei, D.C., y Splittstoesser, W.E. (1976). Uso de la soja como brotes. HortScience, 11 (3), pp. 235 - 236.
- ✓ Akenson, W.R and Stahmann, M.A. (1964). "A pepsin pancreatin digest of protein quality evaluation". Journal.Nutr .83:257.
- ✓ Alvarez-Jubete, L.; Arendt, E.K.; and Gallagher, E. (2009). Nutritive value and chemical composition of pseudocereals as gluten-free ingredients. Int. J. Food Sci. Nutr. 60, 240-257.
- ✓ Ancco, V., Ramos, H., Toro, R., y Prieto, M. (2016). Efecto de la quinoa (*Chenopidium quinoa* Will.) en sistema cerrado sobre los parámetros culinarios. UNAJMA.
- ✓ Armada, L. y Ros, C. (2007). Manipulador de alimentos: La importancia de la higiene en la elaboración y servicio de comida (2da. ed.). Pontevedra, España: Ideaspropias Editorial.
- ✓ Badui, S. (2006). Química de los Alimentos. Pearson Educación. México.
- ✓ Barceló, J., Nicolás, G., Sabater, B., y Sánchez, R. (2001). Maduración y germinación de las semillas: Fisiología Vegetal, Luca de Tena J.I. Ediciones Pirámide, España, pp. 477-503.
- ✓ Bartolomé, B., Estrella, I., y Hernández, T. (1997). Cambios en los compuestos fenólicos en las lentejas (*Lens culinaris*) durante la germinación y la fermentación, pp. 290 - 294.
- ✓ Bau, H.M., Villaume, C., Nicolas, J. P., y Méjean, L. (1997). Efecto de la germinación sobre la composición química, los constituyentes bioquímicos y los factores antinutricionales de las semillas de soja Revista de Sci. Food Agric., pp. 1-9.

- ✓ Bewley, J.D. (1997). Germinación de semillas y latencia. La célula vegetal. Revista American Society of Plant Physiologists, pp. 1055 - 1066.
- ✓ Boticario, B. C. y Cascales, A. M. (2012). Digestión y metabolismo energético de los nutrientes. UNED. Plasencia, pp. 181-230.
- ✓ Bravo, A., Reyna, R., Gómez, P., y Huapaya, H. (2013). Estudio químico y nutricional de granos andinos germinados de quinua (*Chenopodium quinoa*) y kiwicha (*Amarantus caudatus*). Revista Peruana de Ingeniería Química, 16(1), pp. 54-60.
- ✓ Bruin, A. (1964). Investigación del valor alimenticio de la semilla quinua y cañihua. Revista Food Sci, pp. 872 – 876.
- ✓ Buchanan, R.A and Byers, M. (1969). "Interference by cyanide with the measurement of papain hydrolysis". Journal Science Food Agr. 20:843.
- ✓ Camacho, M. F. 1994. Dormición de semillas, causas y tratamientos. TRILLAS, S. A. de C. V. México, D. F. pp. 9-60.
- ✓ Caracuel, A. (2008). Técnicas de cocción saludables aplicables a la alimentación mediterránea. Real Academia de Ciencia Veterinarias de Anadalucia Oriental. Andalucía.
- ✓ Cardella, R. y Hernandez, F. (2007). Bioquímica Humana. Editorial Ecomed. La Habana, pp. 201-203.
- ✓ Cardenas, M. 1944. Descripción preliminar de las variedades de *Chenopodium quinoa* de Bolivia. Revista de Agricultura. Universidad Mayor San Simón de Cochabamba (Bol.) Vol. 2, No. 2, pp. 13-26.
- ✓ Casas, F. N., Salgado, Y. N., Moncayo, D. C. y Cote, S. P. (2016). Efecto del proceso de malteado en la calidad y estabilidad de una bebida de quinua (*Chenopodium quinoa Willd*) y mango (*Mangifera indica*). Programa de Ingeniería de Alimentos. Revista de Ciencia Agroindustrial, univerisdad Nacional de Trujillo, pp. 77-83.

- ✓ Cervilla, N. S., Mufari, J. R., Calandri, E. L. y Guzmán, C. A. (2014). Pérdidas nutricionales durante la cocción de semillas de *Chenopodium quinoa Willd* bajo presión de vapor. *Revista de Nutrición y Dietética Hospitalaria*, 24(1), pp. 72-76.
- ✓ Chachi, T. K. (2009). Demanda de la quinua (*Chenopodium quinoa Willdenow*) a nivel industrial (tesis de maestría). UNALM. Lima, Perú.
- ✓ Chaparro, R. D., Pismag, P. R., Elizalde, C. A., Vivas, Q. N. y Erazo, C. C. (2010). Efecto de la germinación sobre el contenido y digestibilidad de proteína en semillas de amaranto, quinua, guandul y soya. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*. 9(1), pp. 35-36.
- ✓ Colmenares, A. (1989). Efecto de la Germinación sobre la composición química y nutricional de la semilla de amaranto (Tesis de Maestría). Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Guatemala.
- ✓ Czukor, B. (2000). Tratamiento: Carbohidratos en Semillas de Legumbres de Grano, Mejora de la Calidad Nutricional y Características Agronómicas, Hedley C.L. (Ed.), CABI Publishing, Norwich, Reino Unido, pp. 112 - 115.
- ✓ De La Cuadra C. (1993). Germinación, latencia y dormición de las semillas. Hojas Divulgadoras. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación.
- ✓ Dizes, J. y Bonifacio, A. (1992). Estudio en microscopia electrónica de la morfología de los órganos de la quinua (*Chenopodium quinoa W.*) y de la cañihua (*Chenopodium pallidicaule A.*) en relación con la resistencia a la sequía. *Actas del VII Congreso Internacional sobre Cultivos Andinos*, pp. 69-74.
- ✓ Espinoza, P. (s.f.). Agroindustria. Universidad Católica Agropecuaria del Trópico Seco Pbro. "Francisco Luis Espinoza Pineda" Fundación 1968-2011, p. 31.
- ✓ FAO. (1994). Control de Calidad de Insumos y Dietas Acuícolas. México, D.F.
- ✓ FAO. (2011). La Quinua: Cultivo milenario para asegurar la seguridad alimentaria mundial. Oficina Regional para América Latina y el Caribe.

- ✓ FAO/INIA. (2013). Catálogo de Variedades Comerciales de Quinoa en el Perú. Lima.
- ✓ Gallardo, M.G. y Gonzalez, J.A. (1992). Efecto de algunos factores ambientales sobre la germinación de *Chenopodium quinoa* W. y sus posibilidades de cultivo en algunas zonas de la Provincia de Tucumán, pp. 55-64.
- ✓ Gandarillas, H. (1968). Caracteres botánicos más importantes para la clasificación de la quinoa. Universidad Nacional Técnica del Altiplano. Anales de la Primera convención de Quenopodiáceas quinoa - cañihua. Puno, Perú. pp 41-49.
- ✓ García, B. F. (2015). Germinación de semillas. Universidad Politécnica de Valencia. España.
- ✓ García, P., y Primo, E. (1993). Germinación de las semillas. En: Fisiología y Bioquímica Vegetal. McGraw Hill Interamericana. España.
- ✓ Gauthier, C.; Vachon, C.; Savoir, L. (1986). "Enzymatic Conditions of an in Vitro Method to Study Protein Digestion". Journal of Food Science 51(4):960-963.
- ✓ Ghorpade, V.M., y Kadam, S.S. (1989). Germinación: Manual de Legumbres Alimentarias Mundiales: Química Nutricional, Procesamiento de Tecnología y Utilización. EEUU.
- ✓ Giusti, K. (1970). El género *Chenopodium* en la Argentina. Número de cromosomas. Revista Darwiniana, pp. 98-105.
- ✓ González, J.; Roldan, A.; Gallardo, M.; Escudero, T. and Prado, F. (1989). Quantitative determination of chemical compounds with nutritional value from Inca crops: *Chenopodium quinoa* ('quinoa'). Plant Foods Hum. Nutr. 39, 331-337.
- ✓ Gutiérrez, H., y De La Vara, R. (2008). Análisis y Diseño de Experimentos, McGraw-Hill/Interamericana Editores, S.A. Mexico.

- ✓ Hegazy, M.I., y Marquardt, R.R. (1983). Desarrollo de un procedimiento simple para la extracción completa de vicina y convicine de fababeans (*Vicia faba* L.), Revista. Sci. Food Agric, pp. 100 - 108.
- ✓ Heisser, C.B. & Nelson, D.C. (1974). On the origin of the cultivated chenopods (*Chenopodium*). Genetic, pp. 503-505.
- ✓ Hernandez, C. y Campos, A. (1993). Efecto de la coccion sobre algunas características nutricionales del frijol. Revista: Agronomía Mesoamericana, pp. 42-47.
- ✓ Hernández, M.; De la Vega, A.; Sotelo.A. (1984). "Determinación de la Digestibilidad Proteinica in vitro e in vivo en Cereales y Leguminosas Crudos y Cocidos".Archivos Latinoamericanos de Nutrición, pp. 515-522.
- ✓ Hewitt, P. (2004). Física Conceptual (9na. ed.). México D.F., México: Editorial Pearson Educación de México S.A.
- ✓ Hsu, W.H., Sava, L.D.; Satterly, L.D and Miller, G.A (1977)."A Multienzyme Technique for Estimating Protein Digestibility" Journal of Food Science 42(5):1269-1273.
- ✓ IICA/INIA. (2015). El mercado y la producción de quinua en el Perú. Lima.
- ✓ Khalil, A.H., & Mansour, E.H. (1995). El efecto de la cocción, el autoclave y la germinación sobre la calidad nutricional de las habas. Revista de Food Chem, pp. 177 - 182.
- ✓ Koziol, M. J. (1992). Chemical composition and nutritional evaluation of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd), J. Food Comp. Anal.5, 35–68.
- ✓ Lescano, J.L. (1989). Recursos fitogenéticos altoandinos y bancos de germoplas. In: Curso: "Cultivos altoandinos". Potosí, Bolivia, pp. 1-18.
- ✓ Lescano, J.L. 1994. Genética y mejoramiento de cultivos altoandinos: quinua, kañihua, tarwi, kiwicha, papa amarga, olluco, mashua y oca. Programa Interinstitucional de Waru Waru, Convenio INADE/PELT - COTESU. 459 p.

- ✓ Lupano, C.E. (2013). Modificaciones de Componentes de los Alimentos: cambios químicos y bioquímicos por procesamiento y almacenamiento. Buenos Aires.
- ✓ Montgomery, D. (2004). Diseño y Análisis de Experimentos, 2da. Edición. México, Editorial Limusa, S.A.
- ✓ Moreno Casasola, Patricia, 1996, 1996. Vida y obra de granos y semillas. FONDO DE CULTURA ECONÓMICA, México, D.F. (Ver: <http://biblioteca.digital.ilce.edu.mx/sites/ciencia/volumen3/ciencia3/146/htm/vidayob.htm>).
- ✓ Mujica, A. (1992). Granos y leguminosas andinas. In: J. Hernández, J. Bermejo & J. León (eds). Cultivos marginados: otra perspectiva de 1492. Organización de la Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO, Roma. pp 129-146.
- ✓ Mujica, A., Cahahua, A. & Saravia, R. (2004). Agronomía de la quinua. In: A. Mujica, S. Jacobsen, J. Izquierdo y JP. Marathee. Quinua: Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. FAO. UNA. CIP. Santiago, Chile. pp 26-59.
- ✓ Mujica, A., Ortiz, R., Bonifacio, A., Saravia, R., Corredor, G. y Romero, A. (2006). Informe final: Proyecto Quinua: cultivo multipropósito para los países andinos. Universidad Nacional de Colombia. Lima.
- ✓ Muriel, L. & Rodríguez, A. (2007). Evaluación del tratamiento térmico sobre la textura y digestibilidad del garbanzo (*Cicer arietinum* L.) precocido. Universidad Privada Antenor Orrego.
- ✓ Murillo, C. A y Mujica, S. A. (2013). Quinua: pasado, presente y futuro. Lima.
- ✓ NTC 719, (1994). Alimento para animales. Determinación de la digestibilidad con pepsina de la proteína de origen animal. ICONTEC.
- ✓ NTC 282, (1986). Industrias alimentarias. Harina de trigo. Métodos de ensayo. ICONTEC.

- ✓ Opik H., & Simon E. W. (1963). Contenido de agua y tasa de respiración de los cotiledones de frijol. *Journal of Experimental Botany*, 14 (41): 299-310.
- ✓ Parra, G. C. (2006). EFECTO DEL ÁCIDO GIBERÉLICO SOBRE LA CAPACIDAD DE GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE CHILTEPÍN (*Capsicum frutescens*), pp. 1-73.
- ✓ Ponce de León, C., Torija, M. E., y Cruz, M. M. (2013). Utilidad en la alimentación de algunas semillas germinadas: brotes de soja y trigo. *Revista del Departamento de Nutrición y Bromatología II, Facultad de Farmacia, Universidad Complutense de Madrid*.
- ✓ Repo-Carrasco, R. (1992). Cultivos Andinos y la Alimentación infantil. Investigaciones Nº 1. Servicio Editoriales Didi de Arteta S.A. Lima. 180 pág.
- ✓ Rhinehart, D. (1975). "A nutritional characterization of the distiller's grain protein concentrates". MS thesis. Universidad of Nebraska. Lincoln NE.
- ✓ Risi, J. 1991. La Investigación de la quinua en Puno. In: L. Arguelles y R. Estrada (eds) *Perspectivas de la investigación agropecuaria para el Altiplano*. Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo. Proyecto de Investigación en Sistemas Agropecuarios Andinos. Convenio ACIDI-CIID-INIAA. Lima, Perú. pp 209-258.
- ✓ Rojas, W. (2003). Análisis multivariado de la diversidad genética del germoplasma de quinua boliviana, 19 (1): pp. 9-23.
- ✓ Rojas, W., J. L. Soto, M. Pinto, M. Jager, & Padulosi. (2010). *Granos Andinos. Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia*, Roma.
- ✓ Ruales, J. and Nair, B. (1992). Nutritional quality of the protein in quinua (*Chenopodium quinua*, Willd) seeds. *Plant Foods Hum. Nutr.* 42,1-11.
- ✓ Ruales, J. y Nair, B.M. (1992). Efecto del procesamiento sobre la digestibilidad de proteínas y disponibilidad de almidón en semillas de quinua (*Chenopodium quinua* willd). Departamento de Nutrición Aplicada, Universidad de Lund, Suecia. Escuela Politécnica Nacional. Quito, Ecuador.

- ✓ Santamarina Siurana, Ma. Pilar, García Breijo, Francisco José, Roselló Caselles, Josefa y Vilella Fayos, Vicente (1997). Biología y Botánica (Tomo I). Parte III, Tema 14, 16 y 17. Servicio de Publicaciones de la Universidad Politécnica de Valencia. (ver <http://www.euita.upv.es./varios/biologia/programa.htm#Parte%20III:%20Fisiología%20Vegetal>).
- ✓ Saunders, R.M.; Connor, M.A.; Booth, A.N.; Bickoff, E.M.; and Khoeler, G.O. (1973). "Measurement of digestibility of alfalfa protein concentrates by in vivo and in vitro methods". Journal Nutr. 103:530.
- ✓ Tapia, M. (1990). Cultivos Andinos sub explotados y su aporte a la alimentación. Instituto Nacional de Investigación Agraria y Agroindustrial, Oficina para América Latina y El Caribe, Santiago de Chile.
- ✓ Thompson L.U., y Yoon J.H. (1984). La digestibilidad del almidón como afectada por polifenoles y ácido fítico. Revista de Food Sci, pp. 1228 - 1229.
- ✓ Toro, M. Y., Guerra, M., Espinoza, C., y Newman, A. (2011). Cambios en la composición proximal de harina de maíz precocida, arroz, pastas y cereales infantiles al prepararlos en el hogar para su consumo. Anales Venezolanos de Nutrición, Instituto Nacional de Nutrición, 24(1).
- ✓ Valenzuela, A. R., Mita, Zapana, T. G, Rufo, M. A., y Mita, C. U. (2015). Efecto de la germinación y cocción en las propiedades nutricionales de tres variedades de quinua (*Chenopodium quinoa Willd.*). Revista de Investigación Alto Andina. 17(2): pp. 169-172.
- ✓ Vidal C., Frias J., Estrella, I., Gorospe M.J., Ruiz R., y Bacon J. (1994). Efecto del procesamiento sobre algunos factores antinutricionales de las lentejas. Revista de Agric. Food Chem., pp. 2291 - 2295.
- ✓ Wilson, H.D. (1980). Hibridación artificial entre especies de la sección *Chenopodium* *Chenopodium*. Botánica sistemática, pp. 253 - 263.
- ✓ Yeung, V.R. (1991). "Soy protein in relation to human protein and amino acid nutrition". Journal of American Diet Association. 91(7):828-835.

ANEXOS

ANEXO 1. RESULTADOS DE ANÁLISIS DE LA DIGESTIBILIDAD *IN VITRO* DE LA PROTEÍNA DE LAS TRES VARIEDADES DE QUINUA SIN PROCESO, GERMINADO Y COCIDO

Digestibilidad de la proteína de quinua sin proceso (%)			
Replicas	Variedad		
	Negra Collana	Pasankalla	Salcedo INIA
R1	68.30	65.90	69.20
R2	68.00	66.60	70.00
R3	68.80	65.90	69.30
Digestibilidad de la proteína de quinua germinada (%)			
R1	81.80	82.00	82.80
R2	82.50	81.90	83.00
R3	83.40	81.80	83.60
Digestibilidad de la proteína de quinua cocida (%)			
R1	86.60	84.30	84.00
R2	86.80	83.50	84.90
R3	85.40	84.40	85.20

**ANEXO 2. RESULTADOS DE ANÁLISIS DE LA PROTEÍNA DE LAS TRES
VARIEDADES DE QUINUA SIN PROCESO, GERMINADO Y COCIDO**

Proteína de quinua sin proceso (%)			
Réplicas	Variedad		
	Negra Collana	Pasankalla	Salcedo INIA
R1	14.24	13.52	12.91
R2	14.20	13.46	12.88
R3	14.27	13.44	12.92
Proteína de quinua germinada (%)			
R1	13.40	13.06	11.83
R2	13.48	13.10	11.69
R3	13.50	13.10	11.72
Proteína de quinua cocida (%)			
R1	15.69	14.57	13.96
R2	15.71	14.62	13.91
R3	15.61	14.55	13.94

**ANEXO 3. RESULTADOS DE ANÁLISIS DE LA GRASA CRUDA DE LAS TRES
VARIEDADES DE QUINUA EN SIN PROCESO, GERMINADO Y COCIDO**

Grasa de quinua sin proceso (%)			
Réplicas	Variedad		
	Negra Collana	Pasankalla	Salcedo INIA
R1	5.80	6.12	5.39
R2	5.76	6.15	5.42
R3	5.82	6.19	5.44
Grasa de quinua germinada (%)			
R1	6.20	5.90	5.81
R2	6.24	5.94	5.88
R3	6.28	5.95	5.90
Grasa de quinua cocida (%)			
R1	6.10	5.80	5.57
R2	6.06	5.85	5.46
R3	6.12	5.88	5.51

**ANEXO 4. RESULTADOS DE ANÁLISIS DE CENIZA DE LAS TRES
VARIEDADES DE QUINUA SIN PROCESO, GERMINADO Y COCIDO**

Ceniza de quinua sin proceso (%)			
Réplicas	Variedad		
	Negra Collana	Pasankalla	Salcedo INIA
R1	3.16	3.26	2.74
R2	3.12	3.21	2.72
R3	3.20	3.24	2.78
Ceniza de quinua germinada (%)			
R1	3.12	3.18	2.78
R2	3.08	3.21	2.84
R3	3.10	3.24	3.82
Ceniza de quinua cocida (%)			
R1	2.91	3.08	2.66
R2	2.82	3.14	2.75
R3	2.90	3.10	2.77

**ANEXO 5. RESULTADOS DE ANÁLISIS DE FIBRA CRUDA DE LAS TRES
VARIEDADES DE QUINUA SIN PROCESO, GERMINADO Y COCIDO**

Fibra de quinua sin proceso (%)			
Réplicas	Variedad		
	Negra Collana	Pasankalla	Salcedo INIA
R1	3.58	3.84	3.20
R2	3.60	3.82	3.22
R3	3.68	3.77	3.29
Fibra de quinua germinada (%)			
R1	3.52	3.77	3.18
R2	3.55	3.72	3.21
R3	3.48	3.69	3.25
Fibra de quinua cocida (%)			
R1	3.66	3.91	3.40
R2	3.70	3.85	3.35
R3	3.71	3.88	3.42

ANEXO 6. RESULTADOS DE ANÁLISIS DE CARBOHIDRATOS TOTALES DE LAS TRES VARIEDADES DE QUINUA SIN PROCESO, GERMINADO Y COCIDO

Carbohidratos de quinua sin proceso (%)			
Réplicas	Variedad		
	Negra Collana	Pasankalla	Salcedo INIA
R1	67.05	68.17	68.59
R2	67.14	68.28	68.59
R3	66.95	68.18	68.53
Carbohidratos de quinua germinada (%)			
R1	69.73	68.58	70.45
R2	69.56	68.53	70.53
R3	69.49	68.47	69.46
Carbohidratos de quinua cocida (%)			
R1	68.30	69.76	69.51
R2	68.31	69.57	68.53
R3	68.27	69.63	68.38

ANEXO 7. ANOVA Y TEST TUKEY PARA EL DISEÑO FACTORIAL 3² PARA EL PORCENTAJE DE DIGESTIBILIDAD *IN VITRO* DE LA PROTEÍNA

Cuadro de análisis de varianza					
Fuente	SC	GL	CM	F	Valor- <i>p</i>
Modelo	1547.79	8	193.47	682.85	0.0001
Variedad	17.81	2	8.90	31.42	0.0001
Proceso	1520.21	2	760.10	2682.72	0.0001
Variedad*Proceso	9.78	4	2.45	8.63	0.0005
Error	5.10	18	0.28		
Total	1552.89	26			

Test Tukey				
Factor variedad				
Variedad	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Salcedo INIA	79.11	9	0.18	A
Negra Collana	79.07	9	0.18	A
Pasankalla	77.37	9	0.18	B

Factor Proceso				
Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Cocción	85.01	9	0.18	A
Germinación	82.53	9	0.18	B
Sin proceso	68.00	9	0.18	C

Factor interacción					
Variedad	Tratamiento	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Negra Collana	Cocción	86.27	3	0.31	A
Salcedo INIA	Cocción	84.70	3	0.31	B
Pasankalla	Cocción	84.07	3	0.31	B C
Salcedo INIA	Germinación	83.13	3	0.31	C D
Negra Collana	Germinación	82.57	3	0.31	C D
Pasankalla	Germinación	81.90	3	0.31	D
Salcedo INIA	Sin proceso	69.50	3	0.31	E
Negra Collana	Sin proceso	68.37	3	0.31	E
Pasankalla	Sin proceso	66.13	3	0.31	F

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$)

ANEXO 8. ANOVA Y TEST TUKEY PARA EL DISEÑO FACTORIAL 3² PARA EL PORCENTAJE DE PROTEÍNA CRUDA

Cuadro de análisis de varianza					
Fuente	SC	GL	CM	F	Valor- <i>p</i>
Modelo	29.79	8	3.72	1983.05	0.0001
Variedad	11.44	2	5.72	3046.68	0.0001
Proceso	17.63	2	8.81	4693.71	0.0001
Variedad*Proceso	0.72	4	0.18	95.90	0.0001
Error	0.03	18	1.90E-03		
Total	29.82	26			

Test Tukey				
Factor variedad				
Variedad	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Negra Collana	14.46	9	0.01	A
Pasankalla	13.71	9	0.01	B
Salcedo INIA	12.86	9	0.01	C

Factor proceso				
Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Cocción	14.73	9	0.01	A
Sin tratamiento	13.54	9	0.01	B
Germinación	12.76	9	0.01	C

Factor interacción					
Variedad	Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Negra Collana	Cocción	15.67	3	0.03	A
Pasankalla	Cocción	14.58	3	0.03	B
Negra Collana	Sin proceso	14.24	3	0.03	C
Salcedo INIA	Cocción	13.94	3	0.03	D
Pasankalla	Sin proceso	13.47	3	0.03	E
Negra Collana	Germinación	13.46	3	0.03	E
Pasankalla	Germinación	13.09	3	0.03	F
Salcedo INIA	Sin proceso	12.90	3	0.03	G
Salcedo INIA	Germinación	11.75	3	0.03	H

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

ANEXO 9. ANOVA Y TEST TUKEY PARA EL DISEÑO FACTORIAL 3² PARA EL PORCENTAJE DE GRASA CRUDA

Cuadro de análisis de varianza					
Fuente	SC	GL	CM	F	Valor- <i>p</i>
Modelo	1.83	8	0.23	159.18	0.0001
Variedad	1.03	2	0.52	359.79	0.0001
Proceso	0.27	2	0.13	92.40	0.0001
Variedad*Proceso	0.53	4	0.13	92.26	0.0001
Error	0.03	18	1.4E-03		
Total	1.86	26			

Test Tukey				
Factor variedad				
Variedad	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Negra Collana	6.04	9	0.01	A
Pasankalla	5.98	9	0.01	B
Salcedo INIA	5.60	9	0.01	C

Factor Proceso				
Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Germinación	6.01	9	0.01	A
Sin proceso	5.82	9	0.01	B
Cocción	5.79	9	0.01	B

Factor interacción					
Variedad	Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Negra Collana	Germinación	6.24	3	0.02	A
Pasankalla	Sin proceso	6.15	3	0.02	A B
Negra Collana	Cocción	6.09	3	0.02	B
Pasankalla	Germinación	5.93	3	0.02	C
Salcedo INIA	Germinación	5.86	3	0.02	C D
Pasankalla	Cocción	5.84	3	0.02	C D
Negra Collana	Sin proceso	5.79	3	0.02	D
Salcedo INIA	Cocción	5.51	3	0.02	E
Salcedo INIA	Sin proceso	5.42	3	0.02	E

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$)

ANEXO 10. ANOVA Y TEST TUKEY PARA EL DISEÑO FACTORIAL 3² PARA EL PORCENTAJE DE CENIZA

Cuadro de análisis de varianza					
Fuente	SC	GL	CM	F	Valor- <i>p</i>
Modelo	0.94	8	0.12	2.99	0.0255
Variedad	0.44	2	0.22	5.59	0.0130
Proceso	0.28	2	0.14	3.59	0.0487
Variedad*Proceso	0.22	4	0.05	1.39	0.2768
Error	0.70	18	0.04		
Total	1.64	26			

Test Tukey					
Factor variedad					
Variedad	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos	
Pasankalla	3.18	9	0.07	A	
Negra Collana	3.05	9	0.07	A	B
Salcedo INIA	2.87	9	0.07	B	

Factor proceso					
Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos	
Germinación	3.15	9	0.07	A	
Sin proceso	3.05	9	0.07	A	B
Cocción	2.90	9	0.07	B	

Factor interacción					
Variedad	Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Pasankalla	Sin proceso	3.24	3	0.11	A
Pasankalla	Germinación	3.21	3	0.11	A
Negra Collana	Sin proceso	3.16	3	0.11	A
Salcedo INIA	Germinación	3.15	3	0.11	A
Pasankalla	Cocción	3.11	3	0.11	A
Negra Collana	Germinación	3.10	3	0.11	A
Negra Collana	Cocción	2.88	3	0.11	A
Salcedo INIA	Sin proceso	2.75	3	0.11	A
Salcedo INIA	Cocción	2.73	3	0.11	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$)

ANEXO 11. ANOVA Y TEST TUKEY PARA EL DISEÑO FACTORIAL 3² PARA EL PORCENTAJE DE FIBRA CRUDA

Cuadro de análisis de varianza					
Fuente	SC	GL	CM	F	Valor-p
Modelo	1.41	8	0.18	118.58	0.0001
Variedad	1.27	2	0.63	428.34	0.0001
Proceso	0.13	2	0.06	43.14	0.0001
Variedad*Proceso	0.01	4	2.1E-03	1.42	0.2676
Error	0.03	18	1.5E-03		
Total	1.43	26			

Test Tukey				
Factor variedad				
Variedad	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Pasankalla	3.81	9	0.01	A
Negra Collana	3.61	9	0.01	B
Salcedo INIA	3.28	9	0.01	C

Factor proceso				
Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Cocción	3.65	9	0.01	A
Sin proceso	3.56	9	0.01	B
Germinación	3.49	9	0.01	C

Factor de interacción					
Variedad	Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Pasankalla	Cocción	3.88	3	0.02	A
Pasankalla	Sin proceso	3.81	3	0.02	A B
Pasankalla	Germinación	3.73	3	0.02	B C
Negra Collana	Cocción	3.69	3	0.02	C
Negra Collana	Sin proceso	3.62	3	0.02	D
Negra Collana	Germinación	3.52	3	0.02	D
Salcedo INIA	Cocción	3.39	3	0.02	E
Salcedo INIA	Sin proceso	3.24	3	0.02	F
Salcedo INIA	Germinación	3.21	3	0.02	F

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

ANEXO 12. ANOVA Y TEST TUKEY PARA EL DISEÑO FACTORIAL 3² PARA EL PORCENTAJE DE CARBOHIDRATOS TOTALES

Cuadro de análisis de varianza					
Fuente	SC	GL	CM	F	Valor-p
Modelo	20.89	8	2.61	30.37	0.0001
Variedad	3.37	2	1.69	19.60	0.0001
Proceso	10.19	2	5.09	59.25	0.0001
Variedad*proceso	7.33	4	1.83	21.31	0.0001
Error	1.55	18	0.09		
Total	22.44	26			

Test Tukey				
Factor variedad				
Variedad	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Salcedo INIA	69.17	9	0.10	A
Pasankalla	68.80	9	0.10	B
Negra Collana	68.31	9	0.10	C

Factor proceso				
Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Germinación	69.42	9	0.10	A
Cocción	68.92	9	0.10	B
Sin proceso	67.94	9	0.10	C

Factor interacción					
Variedad	Proceso	Medias	n	E.E.	Grupos homogéneos
Salcedo INIA	Germinación	70.15	3	0.17	A
Pasankalla	Cocción	69.65	3	0.17	A
Negra Collana	Germinación	69.59	3	0.17	A B
Salcedo INIA	Cocción	68.81	3	0.17	B C
Salcedo INIA	Sin proceso	68.57	3	0.17	C
Pasankalla	Germinación	68.53	3	0.17	C
Negra Collana	Cocción	68.29	3	0.17	C
Pasankalla	Sin proceso	68.21	3	0.17	C
Negra Collana	Sin proceso	67.05	3	0.17	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$)

ANEXO 13. FOTOGRAFÍAS DE LAS TRES VARIEDADES DE QUINUA EN DISTINTOS PROCESOS

Quinoa variedad Negra Collana sin procesar



Quinoa variedad Pasankalla



Quinoa variedad Salcedo INIA



Quinoa variedad Negra Collana en proceso de germinación



Quinoa Pasankalla en germinación



Quinoa variedad Salcedo INIA en proceso de germinación



Quinuas germinadas en proceso de secado



Quinuas germinadas envasadas para análisis



Quinuas listas para cocinar



Quinuas en autoclave para cocción



Quinuas cocidas



Quinuas cocidas envasadas para análisis



ANEXO 14. ANÁLISIS QUÍMICOS



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS, FÍSICAS Y MATEMÁTICAS

Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIONES DE SERVICIO DE ANÁLISIS QUÍMICO
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

N90672-16-LAQ

SOLICITANTE: RAUL PEZUA CESPEDES
MUESTRA : QUINUA CRUDA (SIN PROCESAR)
FECHA : 0/16/09/2016

RESULTADO ANALISIS FISICOQUIMICO Y DIGESTIBILIDAD:

1ra	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
=====			
Humedad %	9.74	8.93	10.37
Proteína %	14.25	13.52	12.91
Grasa %	5.80	6.12	5.39
Ceniza %	3.16	3.26	2.74
Fibra %	3.58	3.84	3.20
Carbohidratos %	67.05	68.17	68.59
Digestibilidad Proteína %	68.30	65.90	69.20
=====			
2da	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
=====			
Humedad %	9.78	8.90	10.29
Proteína %	14.20	13.46	12.88
Grasa %	5.76	6.15	5.42
Ceniza %	3.12	3.21	2.72
Fibra %	3.60	3.82	3.22
Carbohidratos %	67.14	68.28	68.59
Digestibilidad Proteína %	68.00	66.60	70.00
=====			
3ra	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
=====			
Humedad %	9.76	8.95	10.33
Proteína %	14.27	13.44	12.92
Grasa %	5.82	6.19	5.44
Ceniza %	3.20	3.24	2.78
Fibra %	3.68	3.77	3.29
Carbohidratos %	66.95	68.18	68.53
Digestibilidad Proteína %	68.80	65.90	69.30
=====			

Cusco, 04 de Octubre 2016

Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco
Unidad de Prestación de Servicios Académicos

Merquinos Marrero Arceles
RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE ANÁLISIS QUÍMICO



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS, FÍSICAS Y MATEMÁTICAS

Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIONES DE SERVICIO DE ANÁLISIS QUÍMICO
 DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

Nº0673-16-LAQ

SOLICITANTE: RAUL PEZUA CESPEDES

MUESTRA : QUINUA GERMINADA

FECHA : C/16/09/2016

RESULTADO ANALISIS FISICOQUIMICO Y DIGESTIBILIDAD:

1ra	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
Humedad %	7.55	9.28	9.13
Proteína %	13.40	13.06	11.83
Grasa %	6.20	5.90	5.81
Ceniza %	3.12	3.18	2.78
Fibra %	3.52	3.77	3.18
Carbohidratos %	69.73	68.58	70.45
Digestibilidad Proteína %	81.80	82.00	82.80

2da	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
Humedad %	7.61	9.22	9.06
Proteína %	13.48	13.10	11.69
Grasa %	6.24	5.94	5.88
Ceniza %	3.08	3.21	2.84
Fibra %	3.55	3.72	3.21
Carbohidratos %	69.56	68.53	70.53
Digestibilidad Proteína %	82.50	81.90	83.00

3ra	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
Humedad %	7.63	9.24	9.10
Proteína %	13.50	13.10	11.72
Grasa %	6.28	5.95	5.90
Ceniza %	3.10	3.24	3.82
Fibra %	3.48	3.69	3.25
Carbohidratos %	69.49	68.47	69.46
Digestibilidad Proteína %	83.40	81.80	83.60

Cusco, 04 de Octubre 2016


 Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco
 Unidad de Prestación de Servicios Analíticos
 Melquides Herrera Arizola
 RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE ANALISIS QUÍMICO



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS, FÍSICAS Y MATEMÁTICAS

Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIONES DE SERVICIO DE ANÁLISIS QUÍMICO
 DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

Nº0674-16-LAQ

SOLICITANTE: RAUL PEZUA CESPEDES

MUESTRA : QUINUA COCINADA

FECHA : 0/16/09/2016

RESULTADO ANALISIS FISICOQUIMICO Y DIGESTIBILIDAD:

1ra	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
Humedad %	7.00	6.79	9.30
Proteína %	15.69	14.57	13.96
Grasa %	6.10	5.80	5.57
Ceniza %	2.91	3.08	2.66
Fibra %	3.66	3.91	3.40
Carbohidratos %	68.30	69.76	69.51
Digestibilidad Proteína %	86.60	84.30	84.00

2da	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
Humedad %	7.10	6.82	9.35
Proteína %	15.71	14.62	13.91
Grasa %	6.06	5.85	5.46
Ceniza %	2.82	3.14	2.75
Fibra %	3.70	3.85	3.35
Carbohidratos %	68.31	69.57	68.53
Digestibilidad Proteína %	86.80	83.50	84.90

3ra	NEGRA COLLANA	PASANKALLA	SALCEDO INIA
Humedad %	7.10	6.84	9.40
Proteína %	15.61	14.55	13.94
Grasa %	6.12	5.88	5.51
Ceniza %	2.90	3.10	2.77
Fibra %	3.71	3.88	3.42
Carbohidratos %	68.27	69.63	68.38
Digestibilidad Proteína %	85.40	84.40	85.20

Cusco, 04 de Octubre 2016


 Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco
 Unidad de Prestación de Servicios Analíticos
 LABORATORIO DE ANÁLISIS QUÍMICO
 Melquides FERRERA Arillo
 RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE ANÁLISIS QUÍMICO