

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**



**“CAMBIOS PRODUCIDOS POR LA COCCIÓN Y EL LAVADO
SOBRE LAS BETALAINAS DE LA QUINUA (*Chenopodium quinoa*
Willd)”**

Presentada por:

PAULA JOSEFA RAMÍREZ GARCÍA

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAGISTER SCIENTIAE EN
TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

**Lima – Perú
2015**

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

**“CAMBIOS PRODUCIDOS POR LA COCCIÓN Y EL
LAVADO SOBRE LAS BETALAINAS DE LA QUINUA
(*Chenopodium quinoa* Willd)”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE**

Presentada por:

PAULA JOSEFA RAMÍREZ GARCÍA

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Mg.Sc. Francisco Salas Valerio
PRESIDENTE

Dra. Ritva Repo de Carrasco
PATROCINADOR

Dra. Luz Gómez Pando
CO-PATROCINADORA

Mg.Sc. Beatriz Hatta Sakoda
MIEMBRO

Mg.Sc. Gloria Pascual Chagman
MIEMBRO

DEDICATORIA:

Elío, Gonzalo y María Fernanda

Mi motivación

Lucho y Josy

Mi inspiración

AGRADECIMIENTOS

A las Doctoras: Luz Gómez Pando, jefa del Programa de Cereales y Granos Nativos de la Universidad Nacional Agraria La Molina y Ritva Repo de Carrasco, profesora principal de la Facultad de Industrias Alimentarias, por su ayuda y orientación como patrocinadoras de la presente investigación

Al Programa de Investigación y Proyección Social (PIPS) en Cereales y Granos Nativos de la Universidad Nacional Agraria La Molina y al Programa de Colaboración Interuniversitaria VLIR-UNALM, por el apoyo prestado sin el cual no hubiera podido llevar a cabo el presente trabajo.

A los Laboratorio Físicoquímico de la Facultad de Industrias Alimentarias, al Laboratorio de Instrumentación e Investigación de la Especialidad de Tecnología de Alimentos y al Instituto de Biotecnología de la UNALM.

A Ing. Celso Gonzáles, por su asesoramiento y colaboración en el Análisis Estadístico.

A toda aquella persona que de una u otra manera colaboraron en la ejecución y culminación de la presente tesis.

INDICE GENERAL

RESUMEN

I.	INTRODUCCION	1
II.	REVISION DE LITERATURA	5
2.1	QUINUA	5
2.1.1	CULTIVO	5
2.1.2	CARACTERISTICAS DE LA QUINUA	8
2.1.3	COMPOSICIÓN QUIMICA	13
a.	Valor nutricional de la quinua	13
b.	Cocción de la quinua para consumo	20
c.	Saponina	22
2.2	PIGMENTOS EN QUINUA	25
2.2.1	BETALAÍNAS	30
2.2.1.1	ESTRUCTURA QUIMICA	30
2.2.1.2	PLANTAS FUENTES DE BETALAINAS	30
2.2.1.3	CARACTERISTICAS FISICAS	35
2.2.1.4	METODOS PARA LA DETERMINACION DE BETALAINAS	40
2.2.2	ANTOCIANINAS	43
2.2.2.1	ESTRUCTURA	44
2.2.2.2	ESTABILIDAD	45
2.2.2.3	PROPIEDADES	46
2.2.2.4	METODOS PARA LA DETRMINACION DE ANTOCIANINAS	48
2.3	COMPUESTOS FENOLICOS O POLIFENOLES	49
2.3.1	CARACTERISTICAS DE LOS COMPUESTOS FENOLICOS	49

2.3.2	CLASES DE COMPUESTOS FENOLICOS	52
a.	Fenoles, ácidos fenólicos y ácidos fenil acéticos	54
b.	Flavonoides	55
c.	Taninos	57
2.3.3	PRESENCIA DE COMPUESTOS FENOLICOS EN LEGUMBRES Y CEREALES	58
2.3.4	METODOS PARA DETERMINACION DE FENOLES	60
2.4	COLORIMETRIA	60
III.	MATERIALES Y METODOS	64
3.1	LUGAR DE EJECUCIÓN	64
3.2	MATERIALES	64
3.2.1	MUESTRAS	64
3.2.2	EQUIPOS	66
3.3	METODOS DE ANALISIS	66
3.3.1	METODOS FISICQUIMICOS	66
3.3.1.1	Contenido de humedad	66
3.3.1.2	Contenido de proteínas	67
3.3.1.3	Contenido de saponina	67
3.3.1.4	Determinación de los compuestos fenólicos	67
3.3.1.5	Determinación de betalaínas	67
a.	Extracción de betalaínas	68
b.	Cuantificación de betalaínas	68
3.3.1.6	Determinación de antocianinas	69
a.	Extracción de antocianinas	69
b.	Cuantificación de antocianinas	69
3.3.1.7	Caracterización del color por colorimetría	70
3.3.2	METODOS ESTADÍSTICOS	70
3.3.3	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL	71
3.3.3.1	Caracterización de los granos de quinua	71
3.3.3.2	TRATAMIENTOS APLICADOS A LOS GRANOS DE QUINUA	72
a.	Eliminación de la saponina mediante lavado	72

b. Cocción de la quinua lavada	72
IV. RESULTADOS Y DISCUSION	74
4.1 CONTENIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS, BETALAINAS, LUMINOSIDAD Y TONOS DE COLOR	74
4.1.1 EXTRACCION DE LOS PIGMENTOS BETALAINAS Y ANTOCIANINAS	76
4.2 EFECTO DEL PROCESO DE LAVADO Y COCCION EN EL CONTENIDO DE COMPUESTOS FENOLICOS, BETALAINAS (BETACIANINAS Y BETAXANTINAS), LUMINOSIDAD Y TONOS DE COLOR	81
4.2.1 FENOLES TOTALES	81
4.2.2 ANTOCIANINAS Y BETALAINAS: BETACIANINAS Y BETAXANTINAS	84
4.2.3 COLORIMETRIA	88
4.3 ESTABLECIMIENTO DE LA RELACION ENTRE EL CONTENIDO DE FENOLES Y BETALAINAS (BETACIANINAS Y BETAXANTINAS), EN TRES TIPOS DE TRATAMIENTO (CRUDO, LAVADO Y COCIDO)	93
4.3.1 VARIACION DEL CONTENIDO DE FENOLES TOTALES Y BETALAINAS (BETACIANINAS Y BETAXANTINAS) CON RESPECTO A LOS TONOS DE COLOR EN LOS GRANOS CRUDO, LAVADO Y COCIDO	95
V. CONCLUSIONES	105
VI. RECOMENDACIONES	108
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	109
VIII. ANEXOS	121

INDICE DE CUADROS

CUADRO	1.	Datos del cultivo de quinua en la región América del Sur	6
CUADRO	2.	Evolución de la exportación peruana de quinua excepto para siembra (año 2007 al 2011)	7
CUADRO	3.	Coloración en el fruto y grano de quinua	12
CUADRO	4.	Contenido de proteína de algunos granos comestibles de plantas	14
CUADRO	5.	Composición proximal de cereales y granos andinos	15
CUADRO	6.	Contenido de aminoácidos en granos	16
CUADRO	7.	Composición de amino ácidos en la proteína de la quinua comparado con patrones referenciales de la FAO/WHO/UNU	17
CUADRO	8.	Fracciones proteicas de la quinua y kañiwa	18
CUADRO	9.	Clasificación de las quinuas según características de color de las plantas, contenido de saponina y tamaño de grano	25
CUADRO	10.	Clasificación de los pigmentos vegetales y animales según su estructura química	26
CUADRO	11.	Características de los pigmentos naturales en vegetales	27
CUADRO	12.	Estudios realizados sobre pigmentos betalaínas en familias de plantas del orden <i>Centrospermeales</i> (o <i>Caryophyllales</i>)	33
CUADRO	13.	Clasificación de betacianinas encontradas en frutos, flores, hojas, raíces de betabel y cactus	37
CUADRO	14.	Ocurrencia natural de betacianinas	38
CUADRO	15.	Porcentaje de la Composición de pigmentos en extractos acuosos y secos de betacianinas en <i>Amarantus</i>	39
CUADRO	16.	Reportes de coeficientes de absorción molar en antocianinas	47
CUADRO	17.	Contenido de compuestos fenólicos (mg/ácido gálico/100 g) de las distintas variedades de quinua	51
CUADRO	18.	Resumen de grupos de compuestos bioactivos	53
CUADRO	19.	Características de color y espectro de pigmentos de <i>Amarantus</i> en 21 genotipos de siete especies ^a .	62
CUADRO	20.	Contenido de betacianina en granos de kiwicha de diferentes	

	colores	63
CUADRO	21. Muestras de granos de quinua	65
CUADRO	22. Características de 5 muestras de granos crudos de colores de quinua	75
CUADRO	23. Absorbancia del extracto acuoso en granos crudos de quinua (Betalaínas: betacianina λ 536nm y betaxantina λ 480nm)	76
CUADRO	24. Absorbancia del extracto con etanol acidulado en granos crudos de quinua (Antocianinas: λ 535nm)	78
CUADRO	25. Contenido de los pigmentos betaxantinas, betacianinas y betalainas totales en extractos acuosos de las 5 muestras de grano crudo	80
CUADRO	26. Variación del contenido de fenoles totales por efecto del lavado y la cocción	82
CUADRO	27. Promedios de Fenoles Totales y betalaínas en los tres tratamientos de las 5 muestras de granos de quinua	83
CUADRO	28. Variación del contenido de betacianinas (λ 536nm) por efecto del lavado y la cocción	86
CUADRO	29. Variación del contenido de betaxantinas (λ 480nm) por efecto del lavado y la cocción	87
CUADRO	30. Resultados promedios de colorimetría en los tres tratamientos de las 5 muestras de granos de quinua	89
CUADRO	31. Variación de la tonalidad amarilla (b*) por efecto de la cocción	93
CUADRO	32. Comparación del tono de color en granos crudos con el contenido de fenoles totales y betalaínas en granos cocidos.	103

INDICE DE FIGURAS

FIGURA	1. Anatomía del grano de quinua	10
FIGURA	2. Sección longitudinal media del grano de quinua	11

FIGURA 3.	Estructura de las antocianidinas	45
FIGURA 4.	Estructuras químicas de los ácidos fenólicos	55
FIGURA 5.	Muestras de granos de quinua	65
FIGURA 6.	Esquema del diseño experimental	73
FIGURA 7.	Absorbancia a λ de 450 a 650 nm en extracto acuoso de betalaínas en muestras de grano crudo de quinua	77
FIGURA 8.	Absorbancia a λ de 450 a 700 nm en extracto con etanol acidulado de antocianinas en muestras de grano crudo de quinua	79
FIGURA 9.	Variación de Fenoles Totales, expresado en ácido gálico con respecto al tratamiento de quinua	81
FIGURA 10.	Variación del contenido de betalaínas (betacianinas y betaxantinas) en las muestras de grano crudo de quinua	85
FIGURA 11.	Variación del contenido de betalaínas (betacianinas y betaxantinas) en las muestras de grano lavado y cocido	88
FIGURA 12.	Tonalidades de color en las muestras de grano crudo de quinua	90
FIGURA 13.	Variación colorimetría – Luminosidad L* - de la quinua cruda, lavada y cocida	91
FIGURA 14.	Variación colorimetría – tonalidad roja a* - de la quinua cruda, lavada y cocida	92
FIGURA 15.	Variación Colorimetría – tonalidad amarilla b* - de la quinua cruda, lavada y cocida	92
FIGURA 16.	Comparación del contenido de betalainas (betacianinas y betaxantinas) y fenoles totales en las cinco muestras de grano de quinua cruda	94
FIGURA 17.	Comparación del contenido de betalainas (betacianinas y betaxantinas) y fenoles totales en las cinco muestras de grano de quinua lavada	94
FIGURA 18.	Comparación del contenido de betalainas (betacianinas y betaxantinas) y fenoles totales en las cinco muestras de grano de quinua cocida	95
FIGURA 19.	Fenoles totales vs. tonos a* del color en granos de quinua crudo	96

FIGURA 20.	Fenoles totales vs. tonos b* del color en granos de quinua crudo	96
FIGURA 21.	Fenoles totales vs. tonos a* y b* del color en granos de quinua POQ/55 color Amarilla cruda, lavada y cocida	97
FIGURA 22.	Fenoles totales vs. tonos a* y b* del color en granos de quinua POQ/105 color Fucsia cruda, lavada y cocida	97
FIGURA 23.	Fenoles totales vs. tonos a* y b* del color en granos de quinua POQ/50 color Negra cruda, lavada y cocida	98
FIGURA 24.	Fenoles totales vs. tonos a* y b* del color en quinua Pasankalla	99
FIGURA 25.	Comparación tono de color rojo a* con la absorbancia del extracto de betalainas (betacianinas y betaxantinas) en granos crudos	100
FIGURA 26.	Comparación del tono de color amarillo b* con la absorbancia del extracto de betalainas (betacianinas y betaxantinas) en muestras de grano crudo	100
FIGURA 27.	Comparación del tono de color rojo a* en relación al contenido de betalainas (betacianinas y betaxantinas) en las muestras de grano cocido	101
FIGURA 28.	Comparación del tono de color amarillo b* en relación al contenido de betalainas (betacianinas y betaxantinas) en muestras de grano cocido	102
FIGURA 29.	Relación entre tonalidad a* del grano crudo con el contenido de fenoles totales en el grano cocido de las 5 muestras de quinua	104

**CAMBIOS PRODUCIDOS POR LA COCCION Y LAVADO
SOBRE LAS BETALAINAS DE LA QUINUA (*Chenopodium quinoa*
Willd)**

RESUMEN

La quinua, como grano andino, cumple con los principios de seguridad alimentaria, su cultivo está difundido en nuestro país por su adaptación a los diferentes pisos agroecológicos, convirtiéndose en un recurso a nuestra disposición y representa un alimento de alto valor nutritivo principalmente por la buena calidad de sus proteínas, compuesta por aminoácidos esenciales. Además contiene fenoles, que representan compuestos bioactivos con poder antioxidante que previenen enfermedades degenerativas. Actualmente existe gran interés en promover el consumo de la quinua e incorporarlo en la gastronomía peruana, incluyendo aquellos granos de diversos colores, dando un tinte natural a las comidas debido al contenido de pigmentos naturales, con efecto antioxidante. Las betalaínas, presentes en un número restringido de plantas, como la quinua, se presentan en tonalidades que varían desde el amarillo (betaxantinas) hasta el rojo - violeta (betacianinas). La presente investigación tuvo como objetivo determinar el contenido de compuestos fenólicos, betalainas (pigmento propio de la quinua y excluyente de la presencia de antocianinas), luminosidad y tonos de color; determinar el efecto del proceso de lavado y cocción en el contenido de compuestos fenólicos, betalainas, luminosidad y tonos de color, teniendo en cuenta que durante la cocción de el grano de quinua aumenta su volumen absorbiendo la totalidad de agua de cocción. Asimismo establecer la relación entre el contenido de fenoles y betalainas; contenido de fenoles y tonalidad de color, y contenido de betalainas y tonalidad del color, en tres tipos de tratamiento (crudo, lavado y cocido). Las muestras fueron proporcionadas por el Programa de Cereales y Granos Nativos de la Universidad Nacional Agraria, corresponden a Planteles de Observación de

Quinua (POQ), procedentes del Valle Mantaro 2010-B. Cada una de las 05 muestras tuvo tres tratamientos: crudo, lavado y cocido, en cada tratamiento se determinó, por triplicado, fenoles totales (expresado en ác. Gálico), betalainas (betaxantinas a una λ de 480nm y betacianinas a una λ de 536 nm, ambas expresadas en mg/100 g de extracto acuoso), luminosidad, tono rojo a* y tono amarillo b*, dando un total de 225 resultados. Asimismo, en los granos crudos se determinó el contenido de saponina, proteína, y humedad. También se determinó antocianinas en aquellas muestras con baja o nula absorbancia en el espectro correspondiente a las betalaínas. Los análisis se llevaron a cabo en el Laboratorio de Control de Calidad del Programa de Cereales y Granos Nativos de la UNALM y los laboratorios de la Facultad de Industrias Alimentarias. Se concluyó que como efecto de la cocción, el contenido de fenoles totales aumenta en diferentes proporciones con respecto al grano lavado, debido probablemente a la formación de compuestos fenólicos. En las muestras estudiadas predomina las betaxantinas (pigmento amarillo de las betalaínas). Las betalaínas en general, disminuyen con el lavado y en algunas muestras continúan disminuyendo por efecto de la cocción, a excepción de la muestra Rosada de Huancayo en la cual las betacianinas aumentaron en un 50% y las betaxantinas en un 38% luego de la cocción. Como efecto de la cocción las muestras Rosada de Huancayo, POQ/55 y POQ/105, tienden a los tonos de color amarillo. De las 5 muestras estudiadas, los granos crudos de la muestra POQ/105, presenta color con mayor tono rojo, mayor contenido de fenoles totales y mayor contenido de los pigmentos betacianinas y betaxantinas los cuales disminuyen drásticamente con el lavado, lo cual es importante por la relación con sus propiedades antioxidantes. La muestra Rosada de Huancayo, en la cual predomina la tonalidad amarilla, no presenta variación significativa por efecto del lavado y cocción. La muestra POQ/50 (negra) no presento absorbancia en los espectros de betalaínas ni antocianinas. Los tonos de color rojo predominan en los granos cocidos de las muestras Pasankalla y POQ/50 (negra). El contenido de Fenoles totales en los granos cocidos tiene relación directa con el contenido del tono rojo de los granos crudos de las muestras POQ/105 color fucsia, POQ/55 color amarilla y la Rosada de Huancayo.

Palabras claves: quinua, betalainas, betaxantinas, betacianinas, polifenoles, tonos de color

I. INTRODUCCION

Durante la Declaración de Roma sobre la Seguridad Alimentaria Mundial y Plan de Acción de la Cumbre Mundial sobre la Alimentación, del 13 al 17 de noviembre de 1996, los jefes de estado y de gobierno, prometieron consagrar su voluntad política y dedicación común y nacional a conseguir la seguridad alimentaria para todos y a realizar un esfuerzo constante para erradicar el hambre de todos los países, con el objetivo de reducir el número de personas desnutridas a la mitad, no más tarde del año 2015. Convinieron en aplicar políticas de comercio alimentario y de comercio en general que alienten a los productores y consumidores a utilizar de modo sostenible y económicamente sólido los recursos a su disposición, mejorando el acceso, en todo momento a alimentos suficientes, nutricionalmente adecuados e inocuos, y su utilización efectiva. (PROINPA, 2011). La Ley de Inocuidad de los Alimentos, vigente en el Perú, lo incluye en su anexo.

Los granos andinos, es decir la quinua, kañiwa y kiwicha, cumplen con las condiciones para ofrecer seguridad alimentaria en la región. Son plantas alimenticias, oriundas de los Andes, es decir, recursos a nuestra disposición, y en tiempos antiguos constituían la base de la dieta de estas regiones. Hoy en día, se ha reconocido su elevado potencial nutricional, especialmente en la alimentación de los niños.

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), por su alto valor alimenticio y nutritivo y su adaptación a diferentes pisos agroecológicos y suelos, ha generado gran interés entre los agricultores, empresas agroindustriales, instituciones públicas y privadas, nacionales e internacionales. En el Perú es producido por pequeños agricultores en una gran diversidad de las zonas agroclimáticas y pisos ecológicos con sistemas tradicionales de producción, procesamiento, almacenamiento y distribución. Los rendimientos y producción no sólo son

bajos sino variables entre zonas agroecológicas, años de producción y distribución estacional.(Mujica *et al.*, 1999).

Se trata de uno de los alimentos más balanceados y completos del mundo, conteniendo gran cantidad y calidad de proteínas y una decena de aminoácidos esenciales que intervienen en el desarrollo del ser humano. Es rico en vitaminas, calcio, hierro y fósforo. Además, es de fácil digestión, carece de gluten y no tiene colesterol. Por todo ello, resulta ideal para aquellos que realizan esfuerzo físico, para niños y mujeres embarazadas. Además, crece en condiciones de bajas precipitaciones y resiste las heladas, con lo que es una buena alternativa al cambio climático. En vista de este gran contenido proteico de la quinua, y su alto contenido de lisina, minerales y vitaminas, la Asamblea General de las Naciones Unidas, declaró al año 2013 como el Año Internacional de la Quinua, y así promover su consumo.

Asimismo, la quinua se ha incorporado en la llamada “Cocina Novoandina”, en la que es un ingrediente ineludible en infinidad de platos, es decir se la ha recuperado de la cocina más tradicional para trasladarla a la cocina andina más vanguardista, teniendo en cuenta que durante la cocción, el grano de la quinua aumenta su volumen absorbiendo la totalidad de agua de cocción. Su textura y sus colores, además de su reconocido valor nutritivo, son su mayor atractivo para el Grupo Saludable, por su asociación a los anti oxidantes. Sin embargo es necesario realizar mayor investigación sobre todo en los granos de colores y determinar si el color del grano influye en su valor alimenticio, nutritivo y en sus propiedades antioxidantes.

Entre los pigmentos naturales de interés para la industria alimentaria, están las betalaínas, que actualmente se reconocen como nutraceuticos ya que se ha evaluado su actividad antioxidante y su beneficio potencial a la salud. (Soriano *et.al*, 2007). Los pigmentos vegetales betalaínas son compuestos N-heterocíclicos solubles en agua y comprenden a las betacianinas de color rojo violeta y las betaxantinas de color amarillo,

siendo las betacianinas las más investigadas. No se han reportado casos de coexistencia, en una misma planta de betacianinas y antocianinas. Están presentes en flores, frutos, a veces en raíces, ramas y otras partes de la planta. Su distribución está limitada a 10 familias del orden Carophyllales o Centrosperma, a la cual pertenece las Amarantaceas y Chenopodiaceas). (Piatelli, 1964).

El estudio de los contenidos de radicales libres (RL) y de los antioxidantes ha cobrado un gran auge particularmente en el último decenio. Un número creciente de artículos que abordan aspectos clínicos y nutricionales ha puesto de manifiesto la importancia que está requiriendo el empleo de antioxidantes en la dieta, teniendo en cuenta que a menudo las combinaciones vitamínicas, comúnmente recomendadas en el mundo entero, no ejercen los efectos esperados o por el contrario, estos resultan dañinos. En este contexto los compuestos polifenólicos, y dentro de estos los flavonoides, ocupan un lugar destacado. Los mecanismos a través de los cuales ejercen su acción antioxidante resultan de una combinación de sus propiedades quelatantes de metales de transición y secuestradoras de RL, así como de la inhibición de oxidasas y acción sobre otras enzimas. (Pérez, 2003).

De acuerdo a Gracia (2007), los compuestos fenólicos presentan un numeroso grupo ampliamente distribuido en la naturaleza. El interés por estos compuestos fenólicos debido a sus propiedades antioxidantes, es debido a sus posibles implicancias beneficiosas en la salud humana efecto contra algunas enfermedades como ciertos cánceres y desordenes cardíacos.

Además de las frutas y algunas bebidas (té, vino tinto, café), los cereales también son fuentes de polifenoles, sin embargo existe poca información acerca de las propiedades antioxidantes y composición de polifenoles en los granos andinos como la quinua, y no existen datos acerca de la influencia del lavado y cocción, procedimientos necesarios previos al consumo.

Durante la 16ava reunión del Comité para América Latina y el Caribe del *Codex Alimentarius*, CX/LAC (2008), se aprobó el proyecto de norma regional de quinua propuesta por Bolivia con la asistencia de Cuba, Ecuador, Mexico y Perú. El propósito del Codex con esta norma es establecer requerimientos estándares para el “grano de quinua” y así proveer al consumidor de un producto sano y de calidad, lo cual facilitará su comercialización. Esta norma se aplicaría a variedades, cultivos y ecotipos de quinua producidos ecológicamente (biológicamente u orgánicamente) o convencionalmente, cuyos granos se destinen al consumo humano. Por ello resulta conveniente contar con mayor investigación acerca de características como son los pigmentos en las quinuas de colores.

En base a lo anteriormente señalado se plantean los objetivos de la presente investigación:

1.- Determinar el contenido de compuestos fenólicos, betalaínas, luminosidad y tonos de color.

2.- Determinar el efecto del proceso de lavado y cocción en el contenido de compuestos fenólicos, betalaínas, luminosidad y tonos de color.

3.- Establecer la relación entre el contenido de fenoles y betalaínas; en granos sometidos a tres tipos de tratamiento (crudo, lavado, cocido).

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. QUINUA

2.1.1. CULTIVO

Especie: *Chenopodium quinoa* Willdenow

Nombres comunes: quechua: quinua, kiuna (Ecuador, Perú, Bolivia); aymara: jiura (Bolivia); mapuche: quihua (Chile); chibcha: suba (Colombia); inglés: quinoa.

La quinua es una planta alimenticia que fue cultivada ampliamente en la región andina por culturas precolombinas desde hace unos 5000 años y utilizada en la dieta de los pobladores tanto de valles interandinos, zonas más altas y frías, como de altiplanos bolivianos, peruanos, ecuatorianos y argentinos. Después del maíz, entre los granos andinos ha ocupado el lugar más destacado. Crece desde el nivel del mar en el Perú, hasta los 4000 m de altitud en los Andes, encontrándose la mayor superficie cultivada a partir de los 2500 m. (Mujica, 1992).

De acuerdo al Programa nacional de investigación en cultivos andinos del INIA, la producción de quinua se incrementó de 8,014 t a 31,000 t entre los años 1985 y 2002 debido al aumento del área cosechada y de la productividad. De 11,860 ha cosechadas en el año 1985 se llegó a 31,500 ha en el año 2002; lo que representó un incremento de 166%. El rendimiento promedio anual mejoró en 46%, pasando de 0.68 t/ha a 0.98 t/ha en ese

mismo período. Esta productividad, aunque baja, es superior a la de Bolivia (0.64 t/ha) y Ecuador (0.5 t/ha). En Puno se concentra el 80% del área cosechada y el 81% de la producción nacional. En el Cuadro 1 se presentan datos de la superficie, producción y rendimiento de los países productores más importantes de quinua actualmente.

Cuadro 1: Datos del cultivo de quinua en la región América del Sur

Superficie (Ha)								
País	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012
Bolivia	39302	42431	45454	46369	59924	63010	64789	63000
Ecuador	929	950	980	1000	1100	1176	1277	1250
Perú	28632	29947	30381	31163	34026	35313	35475	38495
Rendimiento (kg/ha)								
País	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012
Bolivia	641.21	633.33	585.23	585.93	569.99	573.02	590.49	595.24
Ecuador	701.83	694.74	704.08	741.00	727.27	762.75	639.00	640.0
Perú	1138.24	1016.10	1047.50	958.41	1157.85	1163.28	1160.87	1148.46
Producción (t)								
País	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012
Bolivia	25201	26873	26601	27169	34156	36106	38257	37500
Ecuador	652	660	690	741	800	897	816	800
Perú	32590	30429	31824	29867	39397	41079	41182	44210

FUENTE: FAOSTAT (2013)

Desde el año 1993 se tienen reportes de exportaciones de quinua. De 45 t que se exportaron en dicho año, se pasó a 240 t en 2002, por un valor de \$288,109 dólares. Los principales importadores de quinua peruana en el año 2002 fueron Estados Unidos, Holanda, España y Alemania. Perú y Bolivia son los mayores productores y exportadores de este cultivo, seguidos por Ecuador y Colombia. (Mujica, 1992). En el Cuadro 2 se presenta la evolución de la exportación de quinua en el Perú en el periodo 2007 al 2011.

Cuadro 2: Evolución de la exportación peruana de quinua excepto para siembra (año 2007 al 2011)

Año	2007	2008	2009	2010	2011
Destino	EE.UU. 53.49%	EE.UU. 62.74%, y Japón 8.28%	EE.UU. 45.09%, Alemania 10.16%, Israel 13.87%	EE.UU. 64.48% y Alemania 8.13%	EE.UU. 60.26%, Canadá 7.94%, Alemania 8.09%
Valor FOB (US\$)	1'787,785	4'993,439	7'249,360	12'909,620	25'375,174
Peso neto (kg)	1'348,151	2'035,981	2'692,083	4'680,694	7'991,819
Valor unitario (US\$)	1.33	2.42	2.69	2.76	3.15

FUENTE: Aduanas – Perú, citado por Sierra Exportadora (2012)

Según Jacobsen (1999), las características nutricionales, rusticidad, amplia adaptabilidad y usos múltiples, explican el interés en el cultivo no sólo en América del Sur sino en gran parte del mundo. La exigencia de quinua está aumentando en Estados Unidos, Europa y Asia, pero el suministro de los países productores de América del Sur es insuficiente. La producción y la productividad podrían aumentar en las zonas de cultivo tradicionales de los Andes a través de la incorporación de mayor resistencia a los factores adversos y la siembra de más áreas con variedades atractivas al mercado de exportación. Se cree que un mayor consumo de quinua en los países desarrollados impulsaría la producción tradicional de quinua en los mercados internos urbanos.

La quinua se introdujo a Europa por Inglaterra en la década de 70 y posteriormente se comenzó a estudiarla en Dinamarca. En 1993, se aprobó un proyecto de la Unión Europea, titulado "Quinua: un cultivo multipropósito para la diversificación agrícola de la CE", que incluía ensayos en el campo en Inglaterra, Dinamarca, Holanda e Italia, además de laboratorios en Escocia y Francia. En Dinamarca, el bajo contenido de gluten despertó mucho interés de la industria de panificación. En los Países Bajos se han lanzado la primera variedad europea de quinua y se continúan los trabajos de mejoramiento, con mayor énfasis en el rendimiento y bajo contenido de saponina. Nuevos países, como Suecia, Polonia, República Checa, Austria y Grecia, han mostrado interés en el cultivo y vienen participando en la Prueba de quinua. En los Estados Unidos, el trabajo pionero con quinua comenzó en Colorado hace veinte años. (Jacobsen, 1999).

2.1.2. CARACTERÍSTICAS DE LA QUINUA

La quinua, quínoa o kinwa es una planta de la familia *Amaranthaceae* sub Familia *Chenopodioideae*, género *Chenopodium*, sección *Chenopodia* y subsección *Cellulata*. El género *Chenopodium* es el principal dentro de la sub familia *Chenopodioideae* y tiene amplia distribución mundial, cerca de 250 especies (Giusti, citado por Mujica, 2001). Dentro del género *Chenopodium* existen cuatro especies cultivadas como plantas alimenticias: como productoras de grano, *Ch. quinoa* Willd. y *Ch. pallidicaule* Aellen, en Sudamérica; como verdura *Ch. nuttalliae* Safford y *Ch. ambrosioides* L. en México; *Ch. carnosolum* y *Ch. ambrosioides* en Sudamérica; el número cromosómico básico del género es nueve, siendo una planta alotetraploide con 36 cromosomas somáticos. Este género también incluye especies silvestres de amplia distribución mundial: *Ch. album*, *Ch. hircinum*, *Ch. murale*, *Ch. graveolens*, *Ch. petiolare* entre otros.

CLASIFICACIÓN CIENTÍFICA (TAXONOMÍA)

- Reino: Plantae
- División: Magnoliophyta

- Clase: Magnoliopsida
- Orden: Caryophyllales
- Familia: Amaranthaceae
- Subfamilia: Chenopodioideae
- Género: Chenopodium

Según Mujica, citado por PROINPA (2011), la quinua, es una planta herbácea anual, de amplia dispersión geográfica, presenta características peculiares en su morfología, coloración y comportamiento en diferentes zonas agroecológicas donde se la cultiva, fue utilizada como alimento desde tiempos inmemoriales, presenta enorme variación y plasticidad para adaptarse a diferentes condiciones ambientales, se cultiva desde el nivel del mar hasta los 4000 msnm, desde zonas áridas, hasta zonas húmedas y tropicales, desde zonas frías hasta templadas y cálidas; muy tolerante a los factores abióticos adversos como son sequía, helada, salinidad de suelos y otros que afectan a las plantas cultivadas. Es un cultivo que se produce en los Andes de Perú, Argentina, Bolivia, Chile, Colombia y Ecuador y además de los Estados Unidos, siendo Bolivia el primer productor mundial seguido del Perú y de los Estados Unidos.

Su período vegetativo varía desde los 90 hasta los 240 días, la coloración de la planta es también variable con los genotipos y etapas fenológicas, desde el verde hasta el rojo, pasando por el púrpura oscuro, amarillento, anaranjado, granate y demás gamas que se pueden diferenciar.

El fruto de la quinua es un aquenio, pero se le denomina grano o semilla por ser similar al grano de los cereales, Figuras 1 y 2; el perigonio cubre una sola semilla y se desprende con facilidad al frotarlo. A su vez la semilla está envuelta por un episperma casi adherido, el cual presenta cuatro capas: (Tapia, 1997)

- a. Capa externa que determina el color de la semilla y que es de superficie rugosa, quebradiza, seca y que se desprende fácilmente con agua caliente.
- b. El color de la segunda capa difiere de la primera y se observa sólo cuando la primera capa es traslúcida;
- c. La tercera capa es una membrana delgada, opaca, de color amarillo;
- d. La cuarta capa es traslúcida y está formada por una sola hilera de células que cubre el embrión.

La saponina se ubica en la primera membrana. Su contenido en los granos es muy variable y confiere un sabor amargo al grano.

El color del grano está determinado por el color del pericarpio y cuando este es traslúcido, está determinado por el color del episperma. Las diferentes coloraciones del perigonio, pericarpio y episperma se presentan en el Cuadro 3 y son la razón para que la inflorescencia de la quinua presente tan variados colores.

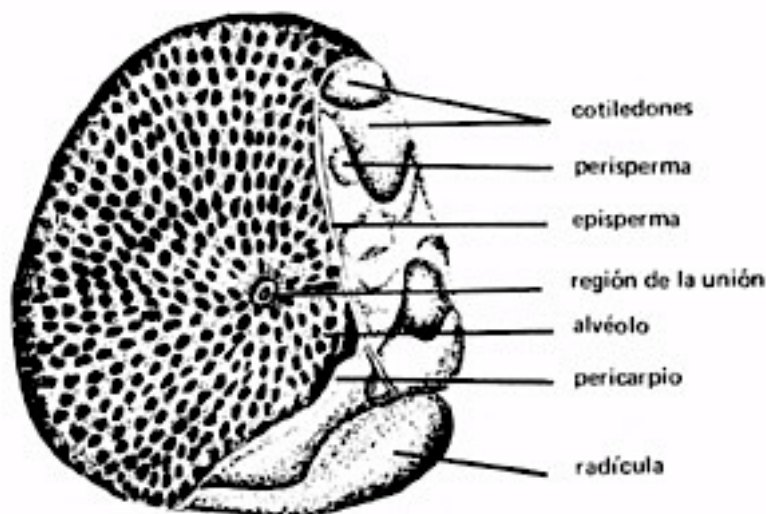
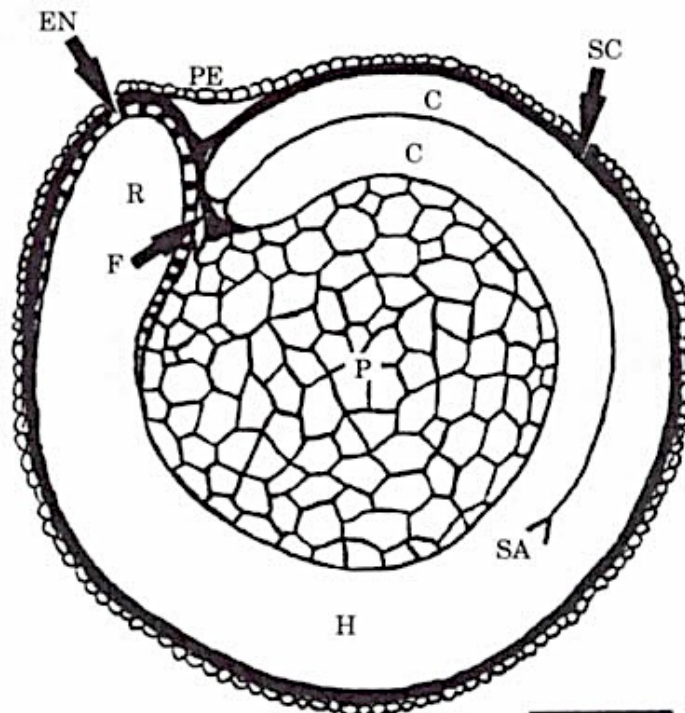


Figura 1: Anatomía del grano de quinua

FUENTE: Tapia (1997)



PE: Pericarpio, SC: Cubierta de la semilla, EN: Endosperma; C: Cotiledones, H: Hipocotilo; SA: Apice del meristemo; R: Radícula, P: Perisperma; F: Funiculo

Figura 2: Sección longitudinal media del grano de quinua (Chenopodium quinoa Willd.)

FUENTE: Prego et al., citado por PROINPA (2011).

De acuerdo a la empresa española Oro de Los Andes dedicada a importar granos andinos hacia Europa, la quinua roja y negra de Puno, conocidas respectivamente como Pasancaya y Koitu, ambas junto con la quinua blanca Sajama, son variedades de grano pequeño revalorizadas y recuperadas de la extinción gracias a una nueva demanda en el mercado mundial.

La variedad Pasancaya es de un color rojo castaño, y la variedad Koitu es de un color cercano al negro, ambas presentan como ventaja principal su color natural, proporcionando un atractivo adicional al plato en relación con la quinua blanca. Al

cocinarse revientan conservando su color externo en contraste con el blanco del interior. Su textura es crujiente al masticarla, resultando más aromática.

Cuadro 3: Coloración en el fruto y grano de quinua

Perigonio	Pericarpio	Episperma
Verde Rojo púrpura	Traslúcido Blanco sucio Blanco opaco Amarillo claro Amarillo intenso Anaranjado Rosado Rojo bermellón Guinda Café Gris negro	Traslúcido Blanco Café Café oscuro Negro marrón Negro brillante.

FUENTE: Tapia *et al.* (1979)

Durante Mixtura 2012, se ofrecieron 25 tipos y colores diferentes de quinua, el Sr. Simeón Miranda Vilca, presidente de la Asociación de Productores Agropecuarios “Musoc Illary” y miembro de la Cooperativa Agroindustrial Cabana Ltda de Puno, indicó que, ahora la gama de tipos de quinua tiene entre sus estandartes a la “Chullpi” de colores rojo, naranja y blanca; la “Cuchiwila”, “Kancolla”, “Cheweca”, “Q’oito” y “Misa” de colores rojo y rosado; la “Flor” de color lila, y la “Pasankalla” de tono rojo oscuro, entre otras.

2.1.3. COMPOSICIÓN QUÍMICA

a. Valor nutricional de la quinua

Según su contenido de nutrientes, los alimentos andinos nativos se pueden dividir en:

- Los que aportan una cantidad importante de proteínas (quinua, qañiwa y amaranto);
- Los que tienen un elevado contenido de proteínas y grasas (tarwi o chocho);
- Los que aportan principalmente carbohidratos (tubérculos y raíces);
- Los que contienen buenas cantidades de carotenos, como el tomate de árbol, el aguaymanto o capulí (*Physalis peruviana*) y la arracacha; y
- Los que tienen un buen contenido de minerales como la maca, la quinua y la qañiwa. (Tapia *et al.*, 2000).

- **Proteínas**

La calidad nutricional de un producto depende tanto de la cantidad como de la calidad de sus nutrientes. La quinua y la qañiwa no tienen un alto contenido de proteínas comparado con otros cereales, como se aprecia en los Cuadros 4 y 5. El rango de los constituyentes químicos para cada cereal varía según las variedades, ecotipos etc.

Cuadro 4: Contenido de proteína de algunos granos comestibles de plantas

	Grano	Contenido de proteína (% de materia seca)
Cereales	Cebada	7.0 - 14.6
	Maíz	8.8 - 11.9
	Avena	8.8 - 14.6
	Arroz	8.3 - 10.1
	Centeno	7.0 - 14.0
	Triticale	11.7 - 16.3
	Trigo	8.0 - 17.5
Legumbres	Garbanzos	17.1 - 21.0
	Frijol común	17.0 - 30.0
	Guisante	20.0 - 26.0
	Soya	38.0 - 40.0
	Frijol faba	26.0 - 34.0
	Lenteja	22.0 - 25.0
	Maní	27.0
	Lupino	28.0 - 45.8
Semillas proteicas emergentes	Semillas oleaginosas	
	Semillas de cártamo	10.8 - 19.1
	Semillas de sésamo	20.0 - 25.0
	Semillas de girasol	3.7 - 23.4
	Pseudo-cereales	
	Amaranto	13.7 - 17.8
Quinoa	11.0 - 13.7	

FUENTE: Guzmán-Maldonado y Mora-Aviles (2006)

Cuadro 5: Composición proximal de cereales y granos andinos (g/100 g materia seca)

	Proteína	Grasa	Fibra cruda	Cenizas	Carbohidratos
Trigo Manitoba	16.0	2.9	2.6	1.8	74.1
Trigo Inglés	10.5	2.6	2.5	1.8	78.6
Cebada	11.8	1.8	5.3	3.1	78.1
Avena	11.6	5.2	10.4	2.9	69.8
Centeno	13.4	1.8	2.6	2.1	80.1
Triticale	15.0	1.7	2.6	2.0	78.7
Arroz	9.1	2.2	10.2	7.2	71.2
Maíz	11.1	4.9	2.1	1.7	80.2
Sorgo	12.4	3.6	2.7	1.7	79.7
Quinoa	14.4	6.0	4.0	2.9	72.6
Kañiwa	18.8	7.6	6.1	4.1	63.4
Kiwicha	14.5	6.4	5.0	2.6	71.5

FUENTE: Kent; Repo-Carrasco citados por Repo-Carrasco *et al.* (1999)

Cuadro 6: Contenido de amino ácidos en granos (mg amino ac./16 g de N)

Amino ácido	Quinua	Kañiwa	Kiwicha	Arroz	Trigo
Ácido aspártico	7.8	7.9	7.4	8.0	4.7
Treonina	3.4	3.3	3.3	3.2	2.9
Serina	3.9	3.9	5.0	4.5	4.6
Ácido glutámico	13.2	13.6	15.6	16.9	31.3
Prolina	3.4	3.2	3.4	4.0	10.4
Glicina	5.0	5.2	7.4	4.1	6.1
Alanina	4.1	4.1	3.6	5.2	3.5
Valina	4.2	4.2	3.8	5.1	4.6
Isoleucina	3.4	3.4	3.2	3.5	4.3
Leucina	6.1	6.1	5.4	7.5	6.7
Tirosina	2.5	2.3	2.7	2.6	3.7
Fenilalanina	3.7	3.7	3.7	4.8	4.9
Lisina	5.6	5.3	6.0	3.2	2.8
Histidina	2.7	2.7	2.4	2.2	2.0
Arginina	8.1	8.3	8.2	6.3	4.8
Metionina	3.1	3.0	3.8	3.6	1.3
Cistina	1.7	1.6	2.3	2.5	2.2
Triptofano	1.1	0.9	1.1	1.1	1.2
% N del grano	2.05	2.51	2.15	1.52	2.24
% proteína	12.8	15.7	13.4	9.5	14.0

FUENTE: Repo-Carrasco *et al.* (1999)

Las proteínas de la quinua se encuentran en mayor concentración en el embrión sin embargo se distribuyen en todos los tejidos del grano. Predomina el tipo globulina y albumina. En el Cuadro 7 se observa la lista de los amino ácidos que conforman la proteína

de la quinua. Se puede observar que la proteína de la quinua es rica en lisina, el cual es el primer amino ácido esencial limitante en la mayoría de cereales. Con la excepción de la leucina, la proteína de la quinua se acerca a la proteína ideal para niños, referida por la FAO/OMS/UNU. La metionina es el primer aminoácido limitante en la quinua, como es el caso en muchas legumbres. Un aspecto interesante de la composición de los aminoácidos de la proteína de la quinua es que no se ve muy afectada por el fraccionamiento de las partes del grano durante el molido. (Taylor y Parker, 2002).

Cuadro 7: Composición de amino ácidos en la proteína de la quinua comparado con los patrones referenciales de la FAO/WHO/UNU (g 100 g⁻¹ proteína)

Amino ácidos esenciales	FAO (1970)	Becker and Hanners (1990)	FAO/WHO/UNU Patrones referenciales	
			Adulto	Niño
Histidina	2.4	2.6	1.6	1.9
Isoleucina	3.6	3.7	1.3	2.8
Leucina	6.0	5.9	1.9	6.6
Lysine	5.6	5.6	1.6	5.8
Metionina + Cysteina	3.7	3.8	1.7	2.5
Fenilalanina + Tirosina	6.9	6.6	1.9	6.3
Treonina	3.5	3.5	0.9	3.4
Triptofano	0.9 – 1.1	0.9 – 1.1	0.5	1.1
Valina	4.5	4.9	1.3	3.5

FUENTE: Taylor y Parker (2002).

Algunos estudios han mostrado que la quinua contiene entre 11,6 a 14,96% proteína y 6,8% lípidos y generalmente se compara favorablemente con los otros granos en términos de nutrientes y valor energético. Su complejo de aminoácidos muestra que no

solo se destaca por su cantidad de proteína, sino también por la alta calidad de la misma. (Jacobsen, 2002).

En cuanto a los aminoácidos, contiene alto contenido de arginina y histidina, aminoácidos esenciales para bebés y niños pequeños. Tiene un alto porcentaje de ácidos grasos no-saturados.

La importancia de las proteínas de estas plantas andinas radica en la calidad de las mismas. Las proteínas de quinua, como también las de kañiwa, son principalmente del tipo albúmina y globulina (Cuadro 8). Estas, tienen una composición balanceada de aminoácidos esenciales parecida a la composición aminoácido de la caseína, la proteína de la leche. Brinegar & Goundan, citado por Repo-Carrasco *et al.* (1999), aislaron y caracterizaron la proteína principal de la quinua, la chenopodina. La chenopodina es una proteína tipo globulina 11S, encontrando valores mayores para la quinua que para la caseína, en las pruebas biológicas realizadas. La composición de los aminoácidos de la quinua y de otros cereales se presenta en el Cuadro 6. Se ha encontrado también que las hojas de quinua tienen alto contenido de proteínas de buena calidad.

Cuadro 8: Fracciones proteicas de la quinua y kañiwa (% de proteína total)

	Albúminas + globulinas	Prolaminas	Glutelinas+proteínas insolubles
Quinua	45	23	32
Kañiwa	41	28	31

FUENTE: Scarpati & Briceño, citado por Repo-Carrasco *et al.* (1999)

- **Carbohidratos**

El principal carbohidrato presente en la quinua es el almidón. Sin embargo el contenido de almidón en la quinua es menor que en los cereales. Como en el amaranto, el almidón se localiza en el perisperma (Schoenlechner *et al.*, 2011).

- **Minerales y vitaminas**

El contenido de fibra varía entre 2 y 4%. La harina de quinua no contiene gluten. Según investigaciones, contiene importantes porcentajes de Ca, Mg, K, Zn y Fe y altos contenidos de vitaminas A, B₂ y E.

De acuerdo a las investigaciones realizadas en quinua y kiwicha, por Espinoza *et al.* (1999), los aceites vegetales son ricos en vitamina E, la forma más abundante y potente de esta vitamina es el alfa-tocoferol. El beta-tocoferol, gamma-tocoferol y delta-tocoferol tienen también poder vitamínico y se encuentran, junto con el alfa-tocoferol en los aceites vegetales. Los aceites más ricos en tocoferoles son los aceites de germen seguido del aceite de soya. Sus efectos en el hombre es el de disminuir la tasa de colesterol en la sangre.

Entre los tocoferoles, el alfa-tocoferol tiene la actividad vitamínica E más elevada y la menor actividad antioxidante. Las concentraciones de a y g tocoferol en aceites de quinua y kañiwa, fueron los siguientes: para quinua :de 797.2 ppm de g tocoferol y 721.4 ppm de a tocoferol y para kañiwa:788.4 ppm de g y 726 ppm de a tocoferol.

La quinua, posee un alto contenido de vitamina B6 y folatos totales cuyos contenidos en 100g cubren los requerimientos de niños y adultos. La rivo flavina contenida en 100 g contribuye al 80% de las necesidades diarias de un niño y el 40% de los adultos.

Los carotenos presentes en la quinua, de 0.12 a 0.53 mg/100g de materia prima, también son los responsables de la coloración en las diferentes variedades de quinua, Ames y Solveig, citado por Azaña y Sumire (2011). Por otro lado la reacción de Maillard, también conocida como pardeamiento no enzimático, es la responsable de muchos de los colores y sabores existentes en todos los alimentos. La intensidad de color también depende del tipo de aminoácido, sobre todo con los básicos ya que son los más reactivos (Ej. Lisina); la intensidad de la reacción aumenta a pH alcalinos ($\text{pH} > 7$) y disminuye a pH ácidos ($\text{pH} < 7$), como también al aumentar la cocción, aumenta la intensidad de la reacción, Herrera y otros, citado por Azaña y Sumire (2011).

Los granos de quinua son ricos en micronutrientes como minerales y vitaminas, de acuerdo a la Academia Nacional de Ciencias, citado por Abugoch (2009), el magnesio, manganeso, cobre y hierro presente en 100 g de grano de quinua cubre las necesidades diarias de infantes y adultos, mientras que el contenido de fósforo y zinc en 100 g es suficiente para un niño pero solo cubre del 40 al 60 % de las necesidades de un adulto, en general el contenido de minerales en quinua es mayor que el contenido en otros cereales como avena (a excepción de fósforo) o cebada.

Konishi *et al.* (2004), citado por Abugoch (2009), encontró que al eliminar la saponina del grano de quinua por abrasión, decrece el contenido de calcio, sin embargo el fósforo y magnesio se ubican en el tejido embrionario, mientras que el Ca y K se presentan en el pericarpio

b. Cocción de la quinua para consumo

Según Tapia *et al.* (2000), es indispensable un buen lavado, frotando los granos sin dañar el germen, además de eliminar las piedritas y la tierra. La quinua se pone a hervir en abundante agua que se decanta antes de romper el hervor; no se debe añadir sal, ni azúcar. Durante la cocción el grano de la quinua aumenta su volumen absorbiendo la totalidad de

agua de cocción. Una vez cocida se la puede usar en la preparación de platos salados o dulces, o bien congelarla hasta su posterior uso.

Los granos de color blanco y suaves se prestan con preferencia para la molienda. Esta se puede efectuar sin mayores dificultades en la casa. Basta lavar los granos y secarlos totalmente al sol o en un horno ligeramente calentado, para luego molerlos en un batán o licuadora y tamizar la harina. Se prefiere la quinua de color púrpura y morado para elaborar bebidas como refresco, api, chicha o mazamoras.

Muchos son los platos tradicionales a lo largo de los Andes:

- En Bolivia y Perú el más popular son los kispñños, unos panecillos elaborados con quinua cocida, también harina de quinua o qañiwa, grasa animal, agua de cal y que se cocinan al vapor. Tienen buena conservación y son apreciados como fiambre.
- En el sur del Perú, la misma masa se la fríe en grasa animal para obtener los taqte.
- Mazamoras dulces y saladas (lawa), estas últimas con agregado de agua de cal en el sur del Perú y Bolivia (katawi lawa).
- En Ecuador, pastelitos de quinua con zanahoria blanca (arracacha).
- El sankhu o sango, mazamorra espesa, con harina tostada y grasa animal.
- El pesqe: quinua bien cocida que se bate luego con una cuchara de palo hasta que se vuelve cremosa. Se le agrega grasa animal y opcionalmente queso y leche.

Tiene la mayor versatilidad de uso en todo tipo de preparaciones: sopas, ensaladas, guisos, platos fuertes, torrejadas, pasteles, postres y bebidas, panificación, galletas, etc. La agroindustria transforma el grano preferentemente en hojuelas y harina, ampliando sus posibilidades de uso.

En la investigación realizada por Repo-Carrasco *et al.* (2010a) los granos de quinua, kañiwa y kiwicha fueron hervidos sumergidos en agua por 20 minutos en una proporción de 250 g de granos en un litro de agua.

c. Saponina

La presencia de factores anti nutricionales en la quinua es de suma importancia en relación con el valor nutritivo de los alimentos. De los siguientes compuestos antinutricionales: taninos, inhibidores de proteasa, ácido fítico y saponinas; solo se detectaron saponinas y ácido fítico. Las saponinas son glicoalcaloides que se encuentran en la cubierta del grano de quinua y que le dan un sabor amargo que impide su consumo directo. (Nieto y Valdivia, 2001).

Según Ruales y Nair (1992), las saponinas consisten de una a seis unidades de hexosas o pentosas, unidas a una saponina aglicona. Las saponinas pueden tener agliconas esteroidales o triterpenoidales. Estas son capaces de producir espuma estable en soluciones acuosas, bajar el nivel de plasma del colesterol y producir hemólisis en la células sanguíneas. Un gran número de saponinas presentan sabor amargo. Las saponinas de la quinua son glucósidos triterpenoidales, localizadas en el pericarpio de las semillas y solubles en metanol y agua. Estas son tóxicas para especies acuáticas (de sangre fría), producen intoxicación a animales de sangre caliente, si se las administra intravenosamente, pero no son tóxicas si es administrada oralmente, ya que no son absorbidas por el intestino.

En quinua, se encontraron dos tipos de saponinas: saponina A: (b-D-glupiranosil-[b-D-glucopiranosil-(1->3)-a-L-arabino-piranosil-(1->3)]-3-b-23 dihidroxil-12-en-28-oate-metilester), en aproximadamente 0.7% y saponina B: (b-D-glupiranosil [b-D-glucopiranosil-(1->3)-a-L-arabinopiranosil -(1->3)]-3-b-23-dihidroxil-olean- 12-en-38-oate), en aproximadamente 0.2%; ambas en base seca. Sin embargo Mizui *et al.*, citados por Ruales y Nair (1992), describieron hasta seis tipos de saponinas en la quinua.

Bacigalupo y Tapia (2000), señalan que los granos de quinua, tal como salen de la trilladora, no deben ser utilizados directamente en la elaboración de alimentos por tener generalmente un sabor amargo notorio. De allí que estos granos tienen que pasar por un

proceso de limpieza y desamargado, es decir de eliminación de compuestos químicos amargos en los que predominan las saponinas, las cuales son moléculas orgánicas pertenecientes ya sea al grupo de los esteroides o de los triterpenoides y que tienen alta solubilidad en agua, soluciones de CINA, NaOH o etanol. Al tratar de definir los procedimientos para eliminar la saponina se ha estudiado su localización en el grano y se ha encontrado que se sitúa en las coberturas externas. De las cuatro capas que recubren el grano y componen en conjunto el epispermo, la primera capa externa se presenta bajo el microscopio como una membrana rugosa, formada por células sin núcleos, quebradiza, seca y fácilmente desprendible de las otras. Estas rugosidades, que asemejan las celdas de un panal, albergan una sustancia blanca, opaca y amarga que se asume sea la saponina. Esta capa se puede extraer con agua fría o caliente. Sus paredes contienen además una serie de inclusiones en forma de cristales.

Una buena proporción de los granos de quinua que se comercializan tienen algún grado de amargor. Por ello, no sería de extrañar que este sabor amargo haya sido por sí solo el factor más importante que ha frenado el desarrollo agroindustrial y consumo de la quinua.

Bacigalupo y Tapia (1990), indican que existen varios compuestos orgánicos e inorgánicos que podrían contribuir a conferir o modificar el sabor amargo de la quinua. En algunos casos los alimentos preparados en base a quinua, podrían presentar sabores, astringentes, jabonosos, picantes o rancios, que podrían aparecer al momento de la preparación o minutos después. Entre los compuestos orgánicos detectados en la quinua se encuentran los siguientes: saponinas, sapogeninas, sustancias precursoras de saponina (escualeno, terpenoides, esteroides), ácidos grasos oxidados, oxalatos, y sales de magnesio. Estos mismos autores indican que durante el proceso de eliminación de saponinas de la quinua, se corre el riesgo de eliminar otros compuestos orgánicos, los que podrían ser responsables del sabor y olor característicos, los que le dan la identidad a la quinua, respecto a otros alimentos, incluso podría considerarse una de las ventajas comparativas de la quinua, su carácter de insaboro e inodoro, características que le permiten ser un alimento

acompañante, es decir que se puede combinar con casi todos los alimentos conocidos y dar el sabor que el usuario crea conveniente.

No obstante todo lo anterior, el limitante más serio del consumo del grano de quinua es sin duda su contenido de saponinas. Según Zabaleta, citado por Bacigalupo y Tapia (1990), el nivel máximo aceptable de saponina en la quinua para consumo humano oscila entre 0.06 y 0.12%. Esto concuerda con los resultados de pruebas sensoriales realizadas en la Universidad de Ambato, Ecuador, en donde determinó que el límite máximo de aceptación del contenido de saponina en el grano cocido, fue de 0.1%. (Nieto y Valdivia, 2001)

Como las saponinas están en la superficie de la semilla y son solubles en agua, son relativamente fáciles de eliminarlas mediante lavado con agua o sacarlas a través de escarificación. (Jacobsen, 2002).

Según Gandarillas, citado por Tapia (2000), afirma que el carácter amargo o contenido de saponina estaría determinado por un simple gen dominante. Sin embargo, la presencia de una escala gradual de contenido de saponina indicaría más bien su carácter poligénico (Cuadro 9).

Cuadro 9: Clasificación de las quinuas según características de color de las plantas, contenido de saponina y tamaño del grano

Color	Contenido de saponina	Tamaño del grano
1. Blanco	Amargo	Pequeño
2. Blanco	Amargo	Grande
3. Blanco	Dulce	Pequeño
4. Blanco	Dulce	Grande
5. Blanco	Amargo	Chullpi
6. Mixtura	Semiamargo	Medianamente grande
7. Rojo y púrpura	Amargo	Mediano
8. Anaranjado y amarillo	Amargo	Mediano
9. Kcoito	Casi dulce	Mediano
10. Negro	Amargo	Mediano

FUENTE: Tapia *et al.*, 1980 citado Tapia (2000)

2.2. PIGMENTOS EN QUINUA

Los pigmentos son sustancias naturales presentes en células y tejidos animales y vegetales que aportan color. Los pigmentos que ocurren de manera natural en tejidos animales y vegetales son sintetizados, acumulados o excretados por células vivas. Además, las transformaciones que ocurren en los alimentos durante su procesado pueden provocar la aparición o la transformación de estos colorantes. Cabe indicar que muchos de los compuestos responsables de los brillantes colores de las frutas y verduras poseen actividad antioxidante (Fennema, 2000).

De acuerdo a diversos autores, (Cai *et.al.*, 1998b; Stafford, citado por Azaredo, 2009), nunca se ha reportado antocianinas y betalainas en una misma planta, presentándose como mutuamente excluyentes en el reino vegetal.

Cuadro 10: Clasificación de los pigmentos vegetales y animales según su estructura química

Categoría química	Pigmento	Ejemplos	Color	Fuente (ejemplos)
Tetrapirroles	Compuestos hemo	Oximioglobina	Rojo	Carnes frescas
		Mioglobina	Purpura / rojo	
		metamioglobina	pardo	Carnes envasadas
	Clorofilas	Clorofila a	Azul – verde	Lechuga, espinaca
		Clorofila b	verde	
Tetraterpenoides	Carotenoides	Caroteno	Amarillo - naranja	Zanahoria, naranja, melocotón, pimiento
		licopeno	Naranja - rojo	Tomate
Compuestos O – heterocíclicos / quinonas	Flavonoides / fenólicos	Antocianinas	Naranja / rojo / azul	Bayas, manzana roja, rábano
		Flavonoles	Blanco – amarillo	Cebollas, coliflor
		Taninos	Rojo – pardo	Vino madurado
Compuestos N – heterocíclicos	Betalainas	Betanina	Púrpura / rojo	Remolacha roja, acelga, fruto de la chumbera
		Betaxantinas	amarillo	

Fuente: Fennema (2000)

Los pigmentos naturales en alimentos, son los componentes naturales que absorben la energía de la luz visible, proveen la coloración a los alimentos y representa una cualidad importante. En los alimentos existen predominantemente cinco grandes clases de pigmentos que ocurren naturalmente, los cuales difieren ampliamente en su estructura química y en su origen, tal como se muestra en el Cuadro 10. Algunos de estos compuestos

naturales, son solubles en agua, tales como antocianinas, betalaínas, y ácido carmínico, así como los lipo solubles carotenoides y clorofilas. En el Cuadro 11 se presenta un resumen de algunas características de los pigmentos naturales en vegetales. Las propiedades benéficas a la salud de los pigmentos naturales han sido enfocados en diversos trabajos, especialmente sobre carotenoides y antocianinas, cuyas propiedades antioxidantes han sido ampliamente estudiados. Debido a la escasez de las betalainas en la naturaleza, no ha sido muy explorado como compuesto bioactivo, pero algunos estudios indican su potencial como pigmentos antioxidantes (Azeredo, 2009).

Cuadro 11: Características de los pigmentos naturales en vegetales

Pigmentos naturales del reino vegetal	Color	Característica	Solventes para la extracción del pigmento de la planta	Absorbancia del extracto conteniendo el pigmento
Carotenos	Amarillo - naranja	Liposolubles	Solventes polares: acetona, metanol o etanol.	470 nm
Clorofilas	Azul - verde	Liposolubles	Este extracto se transfiere a un solvente como diethyl eter	645 - 660 nm
Flavonoides: antocianinas	Naranja / rojo / azul	Hidrosolubles Por su carácter polar puede ser soluble en Alcohol, acetona, dimethyl sulfoxido y agua	Etanol o metanol acidulado con HCl 0.1N	535 nm
Betalaínas: betacianina y betaxantina	Púrpura / rojo amarillo	Hidrosolubles	agua	538 nm 476 nm

Fuente: Elaboración propia a partir de Schwartz (2005) y Guerrero *et al.* (2006).

En el reino vegetal, los pigmentos mas abundantes son los liposolubles clorofilas y carotenoides. Su principal rol es la fotosíntesis y fotoprotección y se encuentran en todas las plantas superiores. El pigmento carotenoide frecuentemente está enmascarado por el mas dominante pigmento verde de la clorofila, excepto durante el otoño, cuando el color amarillo-naranja de los carotenos son evidentes. Dentro del grupo flavonoide de los compuestos fenólicos, están las hidrosolubles antocianinas. Estos pigmentos son unos de los grupos de pigmentos mas ampliamente distribuidos en el mundo de las plantas, responsables de los colores azul, morado, rojo y naranja de muchas plantas incluyendo muchas frutas y bayas. Las plantas que contienen betalaínas, otro grupo de pigmentos hidrosolubles tienen ambos colores: rojo y amarillo. Estos pigmentos son, en su mayoría limitados a los alimentos que contienen betarraga (Schwartz, 2005).

La mayoría de los pigmentos que ocurren naturalmente son lábiles y pueden degradarse en otros componentes coloreados, especialmente durante el tratamiento térmico de los alimentos. frecuentemente, los pigmentos son compartimentados o localizados dentro de plantas, se puede encontrar dificultad para liberar y extraer el pigmento para su análisis. A pesar de ello, se han desarrollado muchas excelentes metodologías y técnicas, especialmente para la extracción, separación, identificación y medición cuantitativa de pigmentos y colorantes (Schwartz, 2005).

Antocianinas: el carácter polar de la molécula antocianina permite su solubilidad en diferentes solventes tales como alcohol, acetona, dimetil sulfoxido y agua. La elección del método de extracción debe maximizar la recolección de pigmento con una mínima cantidad de ajustes y mínima degradación o alteración de su estado natural.

Betalaínas: actualmente el análisis de betalaínas ha sido muy restringido a la determinación del contenido de pigmento en el tejido de betarraga.

La mayoría de los pigmentos vegetales se localizan en el protoplasma de las células, dentro de los organelos especializados llamados plástidos que se observan al microscopio; en algunos casos, cuando son solubles en agua, se encuentran disueltos en las vacuolas de las células. La estructura química determina propiedades de los pigmentos que van más allá del color. La estabilidad durante el procesamiento y almacenamiento; su reactividad con otros compuestos químicos para determinar tanto el color como la durabilidad o cambio de éste; su posible toxicidad, por lo que es necesario en algunos casos certificarlos para que cumplan las normas oficiales; y su posible capacidad como micronutrientes, son algunas de las características de los pigmentos (Guerrero *et al.*, 2006).

Tres tipos de pigmentos con características antioxidantes, flavonoides, antocianinas y carotenoides, han tenido particular interés para la reducción de la incidencia de enfermedades degenerativas en humanos, incluyendo el cáncer y enfermedades coronarias; por otro lado, algunos flavonoides se han reportado como antivirales, antihepatotóxicos y antiinflamatorios.

Los colores de la mayoría de las flores y frutos se deben a dos tipos principales de pigmentos: los carotenoides y antocianinas. Sin embargo, en un número restringido de plantas los colores tienen su origen en otra clase de pigmentos: las betalainas; las que confieren a las partes vegetales tonalidades que varían desde el amarillo pasando por tonos naranjas y rojos hasta el violeta (Piattelli, 1981, citado por Gallardo *et al.*, 1999)). Los problemas surgidos en el aislamiento de estos pigmentos derivó en su desconocimiento químico-estructural durante mucho tiempo. El primer progreso en el establecimiento de su estructura recién ocurrió en el año 1957 con el aislamiento en forma cristalina de la betalaina: un glucósido rojo-violeta de la raíz de remolacha (*Beta vulgaris*).

2.2.1. BETALAÍNAS

2.2.1.1. ESTRUCTURA QUIMICA

Las betalainas son pigmentos solubles en agua que contienen nitrógeno, con peso molecular entre 400 y 500. Son sintetizadas del amino ácido tirosina en dos grupos estructurales: las betacianinas (rojo-violeta) con picos máximos de absorción alrededor de 540 nm y las betaxantinas (amarillo-naranja) con picos máximos de absorción de 480 nm. El ácido betalámico es el cromóforo común en todos los pigmentos de betalaínas. La adición natural de residuo del ácido betalámico determina la clasificación del pigmento, como betacianina o betaxantina. La betacianina más común es la betanidina-5-*O*- β -glycoside (betanina), el principal pigmento en la betarraga roja. Por otro lado, las betaxantinas contienen diferentes cadenas laterales de amino ácido o aminas (Azeredo, 2009).

2.2.1.2. PLANTAS FUENTES DE BETALAINAS

Piattelli (1964), investigó la distribución de betacianinas en treinta y siete plantas, dentro de las cuales, siete correspondían a familias del orden Centrospermae; para lo cual empleó un método automático de análisis en columna de poliamida. Un gran número (cuarenta y cuatro) de betacianina, muchos de ellos previamente no descritos, fueron observados y se determinó las propiedades espectrofotométricas y electroforéticas de estos pigmentos.

No se conoce de casos que en una misma planta coexistan betacianinas y antocianinas. En un principio las betacianinas solo se encontraron en ocho familias (entre ellas Amarantaceas y Chenopodaceas) usualmente agrupado en el orden de Centrospermae. De acuerdo al contenido de betacianina o antocianina, incluyeron o excluyeron,

respectivamente, algunas familias del orden Centrospermae. Estos significativos resultados taxonómicos dieron lugar a una mayor investigación acerca de la relación entre patrones de betacianina y la clasificación botánica de plantas del Centrospermae (Piattelli, 1964). El orden Centrospermae, actualmente también se le denomina orden Caryophyllales (Bittrich, 1993).

Las betalaínas, las cuales incluyen las betacianinas rojo-violeta y betaxantinas amarillas, representan una clase distinta estructural y biosintéticamente de pigmentos presentes en la naturaleza. Estos pigmentos son encontrados en las flores de plantas solamente en miembros de ciertas familias del orden Caryophyllales (Centrospermae). (Clements *et al.*, 1994). Las betalaínas reemplazan a las antocianinas en las flores y frutos de plantas de muchas de las familias de Orden Caryophyllales (Castellanos, 2008).

Las betalaínas son pigmentos hidro solubles característicos de la mayoría de las familias del Orden Caryophyllales (con la excepción de Caryophyllaceae y Moluginaceae). (Cai *et al.*, 2001; Clement, 1996, citado por Castellanos, 2008). De acuerdo a Schwartz *et al.* (2000), Soriano (2007), Cai *et al.* (1998b), las plantas que contienen estos pigmentos se limitan a diez familias del orden Centrospermae. Al orden Centrospermae pertenecen las sub órdenes: Chenopodiaceae, Amaranthaceae, Portulacaceae, Nyctaginaceae, Phytolacaceae, Stegnospermaceae, Arizoaceae, Bascallaceae, Mesembryanthemaceae, Cactaceae y Didieraceae. Este orden, muy heterogéneo, incluye cactus, ciertas plantas carnívoras, amarantos, acelga, espinaca, buganvillas, entre los taxones y especies más representativos.

Los pocos estudios encontrados sobre las betalaínas, corresponden a las familias amaranthacea (género *Amaranthus*) y Cactáceas (géneros *Optunia*, *Beta*, etc.). Con respecto a la quinua (familia Amaranthaceae, género *Chenopodium*), solamente existen el estudio realizado por Gallardo *et al.* (1999), a fin de dilucidar el proceso metabólico de las betalaínas en plántulas de *Chenopodium quinoa* Willd, variedad chucapaca. Determinando

que la betalaína presente fue betacianina, no se han encontrado trabajos anteriores con respecto al contenido de pigmentos ni el efecto del calor. En el Cuadro 12 se presenta una recopilación de las investigaciones encontradas con respecto a este pigmento en diversos vegetales, todas ellas corresponden al Orden Centrospermaes.

De acuerdo a Jacobsen (2001) la quinua (familia Chenopodacea) contiene betalaina, como colorante natural, que se usa tradicionalmente para la tintura de tela y preparación alimentaria. Los colorantes son rojos, púrpuras, amarillos, rosados y pálidos que todavía permanecen en los bancos de germoplasma, pero están en proceso de erosión genética debido al uso reducido. Asimismo indica que los colorantes naturales que se presentan en la quinua pueden utilizarse en los alimentos similares a aquellos que son actualmente extraídos de cochinilla, obtenido de *Opuntia ficus*. Es necesario seleccionar este carácter y optimizar las técnicas de extracción.

La betacianina de la betarraga (*Beta vulgaris*) ha sido extensamente estudiada y ampliamente usada. El pigmento del *Amarantus* es muy similar a los pigmentos de la betarraga (betanina) en estructura y propiedades, lo cual probablemente incluya sus aplicaciones en yogurt, helados, postres congelados a base de frutas, caramelos, pudines, embutidos y bebidas y frutas en conserva (Cai y Corke, 1999).

Las betacianinas del *Amarantus* fueron identificadas como amarantina e isoamarantina (Piatelli, citado por Cai y Corke, 2000 y Cai *et al.*, 1998a). La mayor betacianina en betarragas rojas (*Beta vulgaris*) fueron identificadas como betanin (la mas estudiada actualmente) e isobetanina. Otras betacianinas en *Beta vulgaris* son: isobetanina, prebetanina, isoprebetanina, betanidina e isobetanidina (Franco, 2004).

Cuadro 12: Estudios realizados sobre los pigmentos Betalainas en familias de plantas del orden *Centrospermales* (o *Caryophyllales*)

ORDEN CENTROSPERMAES		
	Bittrich, 1993	Características generales, propiedades y fuentes
	Piatelli y Minale, 1964	
	Clements <i>et al</i> , 1994	
	Azaredo, 2009	
FAMILIA AMARANTHACEA		
género <i>Chenopodium</i> Quinoa	Gallardo, 1999	Radiación tallos y cotiledones
	Jacobsen, 1999	mención
género <i>Amaranthus</i> Kiwicha	Repo, 2010	determinación
	Cai y Corke, 2000	atomizado de semillas, hojas e inflorescencia,
	Cai <i>et al</i> , 1998a	Estabilidad térmica
	Cai <i>et al</i> , 1998b	Caracterización y cuantificación
	Cai y Corke, 1999	Evaluación colorante
	Stintzing <i>et al</i> , 2004	Tallos, Cuantificar colorante
género <i>Beta</i> Betarragas / betabel / remolacha	Martinez, <i>et al.</i> , 2000	Identificar y cuantificar en callos y suspensiones celulares
	Franco, 2004	Caracterización
	Schwartz; von Elbe, 1980	determinación
	Morales, 2007	estabilidad
género <i>Celosia</i> Celosia	Cai <i>et al</i> , 2001	Estabilidad térmica
FAMILIA CACTÁCEA		
género <i>Escondria</i> Jiotilla	Soriano, 2007	Caracterización
	Franco, 2004	Caracterización
género <i>Optunia</i> Mexican prickly pear	Castellanos, 2008	betalainas
Género <i>Tunilla</i> Ayrampo, Cactus, Tuna	Gamarra, 2003	Influencia de temperatura
	Sarmiento, 2003	atomizado
	Chirinos, 1994	Atomizado y liofilizado
	Morales, 2007	estabilidad
Género <i>Stenocereus</i> Pitaya	Mandujano, 2006	Identificar, estabilidad
FAMILIA NYCTAGINACEAE		
género <i>Boerhavia</i> Boerhavia erecta	Stintzing <i>et al</i> , 2004	Cuantificar como colorante

Con respecto a las betaxantinas (pigmentos amarillos), se tienen pocos datos ya que han sido poco estudiadas, debido principalmente a que son más difíciles de aislar, pero se tienen indicios de que son mucho más lábiles que las betacianinas. La primera betaxantina aislada y caracterizada fue la indicaxantina por Piatelli y Minale en 1964 a partir de los frutos del cactus *Opuntia ficus-indica*. Estructuralmente las betaxantinas son muy semejantes a las betacianinas, solo difieren de ellas en que el grupo indol es sustituido por un aminoácido. En el caso de la indicaxantina el aminoácido es la prolina. Posteriormente de la *Beta vulgaris* se han aislado dos betaxantinas llamadas vulgaxantina I y II. Ambas difieren en que la prolina ha sido sustituida por glutamina y ácido glutámico, respectivamente. También han sido aisladas varias miraxantinas (Franco, 2004).

Desde el punto de vista taxonómico resulta llamativo el hecho de que exista una sustitución excluyente entre la presencia de los antocianos y las betalaínas. (Gallardo *et al.*, 1999).

Como ocurre con otros "metabolitos secundarios" resulta difícil asignar "una razón de ser específica" a las betalaínas dentro de la economía del organismo que las produce. Así, su presencia en flores y frutos puede, al igual que los antocianos, actuar como atractivos ya sea de los vectores que garanticen una adecuada polinización o de aquellos que faciliten la dispersión de las semillas. Sin embargo, la existencia de betalaínas en otras partes de la planta tales como hojas, tallos y raíces; o en diferentes estadios ontogénicos (plántulas pequeñas y hojas senescentes), no parecen sugerir una única función ni un significado fisiológico-ecológico definido. A pesar del poco conocimiento que se tiene sobre la producción de betalaínas por los vegetales que las contienen, las mismas son usadas, desde hace bastante tiempo en la industria alimenticia de los yogures, vinos y quesos como colorantes atóxicos. Por otra parte, existencia de datos históricos avalarían su empleo en cosmética desde antes de la Dinastía China Tsin (Gallardo *et al.*, 1999).

Repo-Carrasco *et al.* (2010b) indica que recientemente se han publicado varios estudios acerca de la actividad antiradical y anti oxidante de las betalainas (principalmente betanina) a partir de betarragas (*Beta vulgaris*). Asimismo cita que Cai *et al.*, 2003, han estudiado la actividad anti- oxidativa de las betalainas de las plantas de Amaranthaceae; demostrando que estas plantas conteniendo betacianina y betaxantina tienen una fuerte actividad anti – oxidante. En el estudio realizado determinaron Betalainas en muestras de kiwicha.

El género *Amaranthus* contiene especies y genotipos que pueden ser usados con un alto potencial de cosecha multipropósito de alta calidad para la agricultura moderna, para alimento, forraje y usos alimenticios, incluso como planta ornamental o fuente de pigmentos debido al rico colorido de sus hojas, inflorescencia, tallos y semillas (Paredes-López, 1994, citado por Cai *et al.* (1998b).

2.2.1.3. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS

Aunque se ha visto que las betaxantinas también ocurren en *Amanita muscaria*, tanto las betacianinas como las betaxantinas poseen una fracción dihydropyridine la cual está pegada mediante un grupo vinilo a otro grupo nitrogenado. En las betacianinas el último es un anillo glyeosyl-hydroxylated dihydroindole; en las betaxantinas es cualquiera de los diversos amino ácidos o aminos. El cromóforo básico de los pigmentos betalainas es el sistema 1,7-diazaheptamethinium, tal como lo discutieron Mabry *et al.* (1967) y Mabry and Dreiding (1968), citados por Clements *et al.*, (1994). Las diferentes propiedades espectrales de las betacianinas y betaxantinas se debe a la extensión de este sistema conjugado a través de la fracción dihydroindole en las betacianinas. El término “betalainas” fue introducido por Mabry y Dreiding (1968) para enfatizar las características biogénicas y estructurales comunes para estos dos grupos, lo cual diferencia claramente este tipo de pigmentos de los pigmentos mas comunes en las plantas, las antocianinas. (Clements *et al.*, 1994)

Las betalainas absorben intensamente la luz. Los coeficientes de extinción molar de 1.120 para la betanina y de 750 para la vulgaxantina sugieren un gran poder tintorial en estado puro. Los espectros de las soluciones de betanina no cambian en el intervalo de pH 4,0-7,0, y muestran máximos de absorción en 537-538 nm. En este rango no cambia el tono del color. (Schwartz *et al*, 2000).

Se ha observado que las betacianinas exhiben un máximo de absorción de luz aproximadamente a 537-538 nm y las betaxantinas en 480 nm. Schwartz y Von Elbe, citados por Franco (2004), determinaron la absorbancia molar de la betanina con un valor de 60 500 litro mol⁻¹ cm⁻¹; convirtiendo la absorbancia molar, al coeficiente ideal de extinción ($E_{1\text{cm}}^{1\%}$) se obtiene un valor de 1120 % mol⁻¹ cm⁻¹ (Nilsson, 1970, citado por Franco, 2004) que se usa para calcular la concentración real de la betanina. Y para la vulgaxantina- I se ha determinado un valor de 750 y máx.= 478 nm (Piatelli, 1964 y 1969, citados por Franco, 2004). Cuadro 13. Estos valores son altos comparados con otras betalainas encontradas en otros productos, lo cual sugiere una fuerte y alta capacidad tintórea.

Muchos de los pigmentos naturales de las plantas, incluyendo betacianinas y antocianinas, son fácilmente afectadas por la temperatura, oxígeno, luz y actividad de agua. El secado por congelamiento es considerado la mejor manera de secar los pigmentos sensibles de las plantas. (Cai y Corke, 2000). Cai *et al.* (1998a) indican que además son susceptibles al deterioro del color durante el procesamiento y almacenamiento, con baja estabilidad, bajo poder de tintura y alto costo lo cual limita su desarrollo y aplicación.

Las betalainas son muy termolábiles y su velocidad de degradación se incrementa con la temperatura, siendo las betaxantinas mucho más sensibles que las betacianinas. Se ha observado que el efecto de la temperatura sigue una cinética de primer orden, lo cual ha permitido expresar la estabilidad de los pigmentos en términos de su vida media. Las betalainas son estables en el intervalo de pH 3-7 y por lo tanto su uso como colorantes es

factible ya que la mayoría de alimentos cae dentro de ese intervalo. Las betalainas son severamente afectadas por el oxígeno; la reacción entre betalainas y oxígeno molecular parece ser una de las principales causas de la pérdida del pigmento (Cai *et al.*, 2001).

Cuadro 13: Clasificación de todas las betacianinas encontradas en frutas, flores, hojas, raíces de betabel y cactus

Pigmento	$E_{1cm}^{1\%}$ *	$\lambda_{m\acute{a}x.}$ (nm)	Movilidad pH 4.5**	Electroforética pH 2.4 ***
Amarantina		536	1.6	1.0
Isoamarantina		536	1.16	1.0
Betanina	1120	538	1.0	1.0
Isobetanina	1120	538	0.93	0.93
Filocactina	740	538	1.25	1.0
Celosianina		544-546	1.26	1.11
Isofilocactina	740	538	1.14	0.93
Isocelosianina		542-544	1.26	1.11
Prebetanina		540-546	1.34	1.78

* Para los pigmentos cuyo valor de $E_{1cm}^{1\%}$ se desconoce se asume que este es de 1000

** Movilidades electroforéticas relativas a betanina con formato de piridina 0.05 M

*** Con ácido fórmico 0.1 M

FUENTE: Piatelli y Minalle, citado por Franco (2004)

La pérdida de betalainas a diferentes temperaturas depende de varios factores como pH y la actividad de agua. Generalmente, una alta temperatura por corto tiempo, seguida de un enfriado inmediato después del procesamiento resulta en pérdidas aceptables. La

pérdida de betanina durante el calentamiento es parcialmente reversible si no se trata con temperaturas altas y tiempos prolongados. (Sarmiento, 2003).

Como resultado de la investigación realizada por Piatelli (1964), establecieron la distribución de las betacianinas en las plantas estudiadas, en el Cuadro 14 se muestran la ocurrencia natural de betacianinas correspondientes a la familia Chenopodiaceas.

Cuadro 14: Ocurrencia natural de betacianinas

	Amarantina	Isoamarantina	Betanina	Isobetantina	Filocactina	Celosianina	Isofilocactina	Isocelosianina	Prebetanina
Chenopodacea									
<i>Beta vulgaris</i> L.var. rubra			+++	+					+
<i>Chenopodium álbum</i> L.	++	+	+++	+		+			
<i>Ch. Amaranticolor</i> Coste	+++	+	++			++			
<i>Kochia scoparia</i> Schrad.			+++	+	++		+		
<i>Salsola soda</i> L.	++	++				+++			
<i>Spinacia oleracea</i>	++		+	+	++	+++		+	

FUENTE: Piattelli (1964)

De acuerdo a la investigación realizada por Chirinos (1994) determinó que existen diferencias en el % de betanina sobre polvo atomizado del pigmento de la tuna (*Opuntia ficus indica*) por efecto de la luz y el O₂, almacenado a 25°C, con presencia de aire, solución de 0.5 gr/100ml). El % de betanina (b.s.) fue mayor en la muestra almacenada por 7 días en frasco oscuro, en comparación a aquella almacenada por el mismo tiempo pero en frasco blanco.

Cuadro 15: Porcentaje de la Composición de pigmentos en extractos acuosos y secos de betacianinas en *Amarantus*

genotipo	Extracto acuoso		Extracto seco	
	amarantina	isoamarantina	amarantina	isoamarantina
Cr010	76.5	23.5	60.2	39.8
Cr015	81.0	19.0	71.3	28.7
Cr020	84.3	15.8	63.8	36.2
Cr044	88.9	11.1	70.7	29.3
Cr072	85.6	14.4	73.6	26.4
Japon 19	76.6	23.4	57.8	42.2
V69	84.9	15.1	67.5	32.5
Tr010	90.3	9.7	75.7	24.3
Tr015	88.8	11.2	70.3	29.7
Sheng07	81.1	18.9	73.5	26.5
Sheng12	74.4	25.6	65.4	34.7
Hy003	71.1	28.9	60.5	39.5
Lv001	60.3	39.7	52.6	47.4
Amarillo Tibet	78.0	22.0	56.9	43.1
Promedio	80.9	19.2	67.1	32.9

FUENTE: Cai *et al.* (1998b)

Según el estudio realizado por Cai *et al.* (1998a), encontraron diferencias significativas en la estabilidad del extracto acuoso del pigmento Betacianina en *Amarantus*, a temperaturas entre 4 a 25°C y estas diferencias disminuyeron a temperaturas mayores o menores a este rango (80 – 100°C y debajo 4°C). En una siguiente investigación (Cai, 1998b), también encontraron diferencias entre los extractos acuosos y secos como se muestra en el Cuadro 15.

2.2.1.4. METODOS PARA LA DETERMINACION DE BETALAINAS

Cai y Corke (2000) determinaron el contenido de betacianina en plantas frescas de *Amaranthus*, midiendo el contenido de pigmento con un espectrofotómetro Spectronic Genesys 5, expresado como el valor de absorbancia ($E^{1\%}_{1\text{cm}} 536 \text{ nm}$) ó el porcentaje de amarantina y el porcentaje de betanina. Las muestras de pigmento en polvo ($W5 \pm 0.1 \text{ g}$) se pesaron exactamente en fioles volumétricas de 100 ml. y se enrasó con el tampón de McIlvaine (pH 5,6). Los valores de Absorbancia (A) de las soluciones de pigmento se registraron a 536 nm de longitud de onda, en celdas de cuarzo de 1.0 cm. El porcentaje de amarantine y % betanina del polvo de pigmento secado por aspersión se calculó mediante la fórmula: $(A \times 10^2) / (W \times E^{1\%}_{1\text{cm}} 536 \text{ nm})$, donde $E^{1\%}_{1\text{cm}} 536 \text{ nm}$ es la absorbitidad para betacianina, 779 nm para amarantina y 1120 nm para betanina. (Piattelli *et al.* 1969, citados por Cai, 2000)

En un posterior trabajo en *Celosia argentea*, planta herbácea perteneciente a la familia Amaranthaceae, (Cai et al., 2001) determinan el contenido de Betalaina midiendo en el espectrofotómetro Spectronic Genesys 5 a 474 nm para betaxantina y 538 nm para betacianina. El contenido de Betalaina se expresó como mg de betaxantina o betacianina por litro, y calculado de acuerdo a Cai y Corke (1999), indicando que el valor de la capacidad de absorción molar ó coeficiente de extinción (ϵ) para betaxantinas es 4.80×10^4 , para amarantina es 5.66×10^4 y para betanina es 6.16×10^4 .

Cai y Corke (1999) definen la intensidad de tintura (TS) como la absorbancia a la máxima longitud de onda de absorbancia $\lambda_{\text{max}} = 536 \text{ nm}$. $TS = A_{536} \times DF$ (abs), donde DF = factor de dilución. Asimismo indican, que en vista que la amarantina e isoamarantina, con la misma λ_{max} y similar estructura, son los mayores componentes de las betacianinas de los *Amarantus*, el contenido de betacianina en *Amarantus* (AC) en bebidas puede ser expresado como mg de amarantina / L:

$$AC = TS \times MW \times 10^3 \epsilon \times L \text{ (mg/L)}$$

Para amarantina $\epsilon = 5.66 \times 10^4 \text{ cm}^{-1} \text{ mol}^{-1}$, y $MW = 726.6 \text{ g mol}^{-1}$. Donde TS = intensidad de tintura (abs); L (longitud de celda) = 1.0 cm.

El objetivo del estudio de Cai *et al.* (1998b) fue esclarecer la identificación, composición y contenido de betacianinas en 21 genotipos de *Amaranthus* y 7 especies, mediante las siguientes determinaciones cuantitativas:

1. El contenido de pigmento para el extracto acuoso (AC_a) y extracto seco (AC_d) crudos de Amarantho, se calculó y expresó en amarantina según la siguiente fórmula:

$$AC_a = A_{536} (MW) V_a (DF) \times 10^2 / \epsilon L W_a \text{ (mg/100g de peso fresco)}$$

$$AC_d = A_{536} (MW) V_d (DF) / \epsilon L W_d \text{ (mg/100g de peso de extracto seco)}$$

Para amarantina: ϵ (absorbividad molar) = $5.66 \times 10^4 \text{ cm}^{-1} \text{ mol}^{-1} \text{ L}$, y $MW = 726.6$.

A_{536} = absorbancia a 536 nm (λ_{\max}); L (longitud de la celda) = 1 cm; DF = factor de dilución; V_a es el volumen total de extracto (ml); V_d es el volumen de la solución del pigmento seco (ml); W_a es el peso fresco de los materiales extraídos (g); W_d es el peso del pigmento seco (g).

2. El contenido de las betacianinas individuales del *Amaranthus* (amarantina e isoamarantina) contenido en las muestras de pigmentos secos, fue determinado por el método de HPLC.

En las investigaciones de Stintzing *et al.* (2004) y Castellanos y Yahia (2008), la cuantificación de betacianinas se llevó a cabo usando un espectrofotómetro (Perkin-Elmer / Beckman). El pigmento se extrajo usando el buffer McIlvaine (pH 6.5, citrato-fosfato) 0.05 M, usando el coeficiente de extinción de betaninas ($\epsilon = 60000 \text{ l/mol-cm}$; $\lambda = 538 \text{ nm}$; peso molecular = 550) y neobetánina ($\epsilon = 18200 \text{ l/mol-cm}$; $\lambda = 476 \text{ nm}$; peso molecular = 548)

para las muestras de *Boerhavia erecta* (familia Nyctaginacea) y de amarantina ($\epsilon = 56600$ l/mol-cm; $\lambda = 538$ nm; peso molecular = 726) para las muestras de *Amaranthus spinosus* (Stintzing *et al*, 2003, citado por Stintzing *et al*, 2004).

Castellanos y Yahia (2008) determinaron el contenido de betalaina en muestras de nopal o tuna mexicana (*Opuntia* spp., familia cactáceas), siguiendo la fórmula propuesta por Cai *et al*, 1998b, con algunas modificaciones:

$$\text{Contenido de betalaina (BC) mg/g} = [(A(DF)(MW)Vd / \epsilon LWd)]$$

Donde A es el valor de la absorción a 535 y 483 nm para betacianinas y betaxantinas, respectivamente, DF es el factor de dilución, Vd es el volumen (mL) de la solución de pulpa seca, Wd es el peso de la pulpa seca (g), y L es la longitud (1 cm) de la cubeta. El peso molecular (MW) y el coeficiente de extinción (ϵ) de la betanina [MW = 550 g/mol; $\epsilon = 60,000$ L/(mol cm) en agua] fueron aplicados para cuantificar las betacianinas. La equivalencia cuantitativa de la mayor betaxantina (Bx) fue determinada aplicando el coeficiente de extinción [$\epsilon = 48,000$ L/(mol cm) en agua]. En todos los casos, el agua extrae el mayor nivel de pigmentos.

De acuerdo a Franco 2004, el contenido de pigmentos del jugo líquido y jugo deshidratado en el fruto de la jiotilla (*Escontria chiotilla*, familia cactáceas), se determinó empleando el método espectrofotométrico desarrollado por Nilsson (1970) para pigmentos rojos (betacianinas) y pigmentos amarillos (betaxantinas) se consideró que la betanina (betacianina) presenta una absorción máxima entre 536-538 nm y un coeficiente de absortividad ($E^{1\%}_{1\text{cm}}$) de 1120. Se tomaron alícuotas de 1ml del jugo líquido natural, jugo ajustado y 100 mg de jugo deshidratado y se hicieron diluciones convenientes en buffer de citrato pH 5.8, posteriormente se determinaron los valores de absorbancia a tres longitudes de onda: 480, 538 y 600 nm.

Las ecuaciones que se utilizaron fueron las siguientes:

BETACIANINAS (λ_{\max} . 538 nm)

$$\frac{\text{g de betacianinas}}{\text{kg de jiotilla}} = \frac{(\text{Ax factor de dilución}) \times (\text{volumen del extracto}) (\text{g colorante}) \times 1000 (\text{ g jiotilla/ kg jiotilla})}{\text{Peso de la muestra (g jiotilla)}}$$

BETAXANTINAS (λ_{\max} 480 nm)

$$\frac{\text{g de betaxantinas}}{\text{kg jiotilla}} = \frac{\text{Ax factor de dilución}(\text{g/l}) \times \text{vol del extracto (g colorante) } \times 1000 (\text{ g jiotilla/ kg jiotilla)}}{\text{Peso de la muestra (g de jiotilla)}}$$

2.2.2. ANTOCIANINAS

Las antocianinas son uno de los grupos de pigmentos mas ampliamente distribuidos en la naturaleza. Son las responsables de un amplio abanico de colores en los vegetales, que van desde el azul, pasando por el púrpura, el violeta, el magenta y el rojo hasta el amarillo. (Schwartz et al 2000).

El contenido del pigmento antocianina tiene un rol crítico en la calidad de color de muchas frutas y vegetales frescos y procesados. Por lo tanto la medición exacta de las antocianinas, junto con sus índices de degradación, son muy útiles para los tecnólogos de alimentos y horticultores a fin de evaluar la calidad de la materia prima y alimentos procesados. Existe un gran interés en el contenido de antocianinas en los alimentos y nutracéuticos por sus posibles beneficios para la salud como reducción de las enfermedades cardio coronarias, mejoramiento de la agudeza visual, actividades antioxidantes y actividades anti cancerígenas. (Giusti, 2001).

Las antocianinas se localizan principalmente en la piel de frutas como manzanas, peras, uvas, zarzamoras, ciruelas, de flores como la Jamaica, rosas y verduras como col morada y cebolla morada. La función que cumplen es la de atraer seres vivos (principalmente insectos y pájaros) para propósitos de polinización y dispersión de semillas. La diferencia de color entre las flores, frutas y verduras depende de la naturaleza y concentración de antocianinas. Existen factores adicionales que afectan el color como el pH de la célula, el efecto de copigmentación determinado por la presencia de otros flavonoides, temperatura, luz, etc. (Gross, 1987) citado por Acevedo (2003).

2.2.2.1. ESTRUCTURA

Las antocianinas pertenecen al grupo de los flavonoides debido a su característico esqueleto carbonado $C_6C_3C_6$. (figura 3). Las antocianinas existen como glicósidos de polihidroxi-/o polimetoxi-derivados de la sal. (Schwartz et al 2000).

A pesar que son seis las antocianidinas mas comunes, se han identificado mas de 540 pigmentos antocianinas en la naturaleza (Anderson & Francis, 2004, citado por Wrolstad, 2005), con una gran variación en su estructura, desde glicosido con sustitución en las posiciones 3 y 5 y posible acilación de residuos de azúcar con ácidos orgánicos. Las antocianinas se prestan a ser identificadas sistemáticamente como el componente antocianidina, azúcares y ácidos acilantes, pueden ser liberados por hidrólisis ácida y luego identificado por proceso cromatografico. La saponificación de la antocianina acilada producirá el glucósido antocianina y ácidos acilados para su posterior identificación. (Wrolstad, 2005).

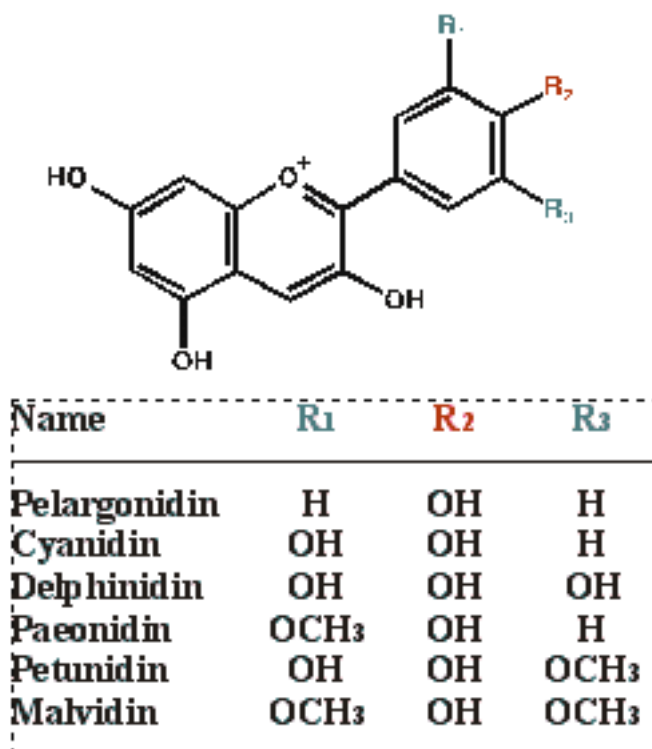


Figura 3: Estructura de las antocianidinas

2.2.2.2. ESTABILIDAD

Los principales factores que gobiernan la degradación de las antocianinas son el pH, la temperatura y la concentración de oxígeno. Factores de menor importancia son la presencia de enzimas degradativas, de ácido ascórbico, de dióxido de azufre, de iones metálicos y de azúcares. Además la copigmentación puede afectar o parece afectar la tasa de degradación. (Schwartz et al 2000).

Las antocianinas, al igual que otras sustancias polifenólicas, se encuentran en la naturaleza en forma de glicósidos, siendo conocidas sus agliconas como antocianidinas, a las cuales se les une un azúcar por medio de un enlace B-glicósido. Se trata de flavonoides,

es decir, sustancias derivadas del núcleo flavano (Charley, 1982) citado por Acevedo (2003).

El color azul, rojo y morado depende de los grupos que estén atadas a la estructura así como la posición del carbono que esté siendo atacado. En un medio básico vira el color del pigmento de rojo a azul, en cambio entre más ácido se encuentre el medio los colores de la antocianina se hace mas rojos (Charley, 1982) citado por Acevedo (2003).

2.2.2.3. PROPIEDADES

Las antocianinas presentan una alta coloración en medio ácido debido a que contienen un cromóforo de ocho dobles enlaces conjugados. El espectro de absorción de los flavonoides se caracteriza por tener dos bandas separadas, una a longitudes de onda largas (banda I) determinada por la conjugación del anillo B, y la segunda en la región ultravioleta (banda II) determinada por la conjugación del anillo A. A mayor sustitución del anillo B, la absorbancia máxima de las antocianinas se desplaza hacia el extremo del rojo del espectro. Las sales de antocianinas de alta coloración en una solución ácida poseen dos absorciones máximas, una en la región visible entre los 465 y 550 nm, y otra menos intensa en la región ultravioleta entre los 270 y 280 nm (Gross, 1987) citado por Acevedo (2003).

Frecuentemente no es posible aplicar un simple método para la determinación directa de Antocianinas totales, debido a la interfase a causa de la clorofila o sus productos de degradación, así como en frutas maduras o pardeamiento en productos de degradación formado tanto por reacciones azúcar – amino ácido o de la degradación de antocianinas. (Fuleki, 1968).

Los pigmentos de antocianinas experimentan una transformación reversible en su estructura con el cambio de pH manifestado por una diferencia impresionante en el espectro de absorción. La forma coloreada oxonium predomina a pH 1.0 y la forma incolora hemiketal a pH 4.5. El método por diferencial de pH se basa en esta reacción, y permite una medición exacta y rápida de las antocianinas totales, incluso en presencia de pigmentos polimerizados degradados y otros compuestos que interfieran (Guisti, 2001).

Cuadro 16: Reportes de coeficientes de absorción molar en antocianinas

Antocianina	Sistema solvente	$\lambda_{\text{vis-max}}$ (nm)	Absorción molar (ϵ)
Cyanidin (Cyd)			
Cyd	0.1% HCl en etanol	510.5	24600
	0.1% HCl en etanol	547	34700
Cyd-3-ara	15:85 0.1N HCl/etanol	538	44400
	15:85 0.1N HCl/etanol	535	44460
Cyd-3, 5-diglu	0.1N HCl	520	30175
	methanolic HCl	508.5	35000
Cyd-3-gal	0.1% HCl en metanol	530	34300
	15:85 0.1N HCl/etanol	535	44900
	15:85 0.1N HCl/etanol	535	46200
	15:85 0.1N HCl/etanol	535	46230
Delphinidin (Dpd)	0.1% HCl en etanol	522.5	34700
Malvidin (Mvd)	0.1% HCl en etanol	520	37200
Pelargonidin (Pg)	0.1% HCl en etanol	504.5	17800
Peonidin (Pnd)	0.1% HCl en etanol	511	37200
Petunidin (Ptd) Ptd-3,5-diglu	0.1N HCl	520	33040

FUENTE: Guisti (2001)

De acuerdo a las investigaciones realizadas por Harborne (1958), el espectro de algunas 30 antocianinas han sido medidas en el rango de 240 a 600 nm. Todas las antocianinas simples muestran similar absorbancia en la región ultravioleta y solamente se aprecian diferencias en el espectro visible. La posición del máximo visible, y el porcentaje de intensidad de absorción a 440 nm comparado con la máxima longitud de onda (entre 500 y 550 nm), han sido medidas. Cuadro 16.

2.2.2.4. METODOS PARA LA DETERMINACION DE ANTOCIANINAS

Método espectrofotométrico reportado por Fuleki y Francis (1968a). El contenido de antocianinas totales se calcula usando la siguiente ecuación:

$$(1) \text{ TOD para 100 ml de extracto} = \text{OD} \times \text{DV} \times \text{VF}$$

TOD = absorbancia total

OD = lectura de absorbancia de la muestra diluida (celda de 1 cm)

DV = volumen de dilución o el volumen en ml del extracto diluido preparado para la medición de OD

VF = factor de volumen el cual corrige para la diferencia de tamaño entre 100 ml, el volumen original (OV) para el cual se hace el cálculo y el del volumen de la muestra (SV) o el volumen del extracto usado para la medición de la absorbancia

$$\text{VF} = \text{OV/SV}$$

$$(2) \text{ TOD para 100 g de muestra} = \text{TOD para 100 ml de extracto} \times \text{TEV} / \text{W}$$

TEV = volumen total del extracto. El volumen total del extracto en ml obtenido de la muestra usada para la extracción

W = peso de la muestra usada para la extracción

$$(3) \text{ mg de Antocianina total por 100 g} = \text{TOD} / (\text{E}^{1\%}_{1\text{cm } 535} / 10)$$

$$\text{E}^{1\%}_{1\text{cm } 535} = 982$$

(4) mg de Antocianina total por 100 g = OD x DV x 100/SV x TEV/W x 1/98.2

De acuerdo a Guisti (2001), si no se conoce la composición de antocianinas de la muestra, entonces se calcula el contenido de pigmento como cianidin-3-glucoside, siendo su peso molecular $PM = 449.2$ y E (absorción molar) = 26,900. La concentración del pigmento de antocianina en la muestra original se calcula con la siguiente fórmula:

$$\text{Pigmento de antocianina (mg/litro)} = (A \times MW \times DF \times 1000) / (E \times 1)$$

$MW = PM =$ peso molecular

$DF =$ factor de dilución (ej si 0.2 ml de muestra es diluida en 3 ml, $DF = 15$)

El único documento encontrado acerca de antocianinas en quinua corresponde a la investigación realizada por Pasko (2009) en semillas y brotes de quinua y amaranto. El pigmento se extrajo con una mezcla 8:1:1 de metanol, 0.16M ácido hidrociorhídrico y agua. La absorbancia se midió a 510 nm. Determinando un contenido de 120.4 +/- 7.2 mg CGE (cianidine-3-glucoside equivalente) en 100g. Sin embargo no especifican el color de grano, ni la variedad de quinua empleada, solamente indican que proceden de Bolivia. Asimismo indican no encontrar investigaciones anteriores al respecto, razón por la cual los resultados los comparan con otros granos y cereales.

2.3. COMPUESTOS FENOLICOS O POLIFENOLES

2.3.1. CARACTERÍSTICAS DE LOS COMPUESTOS FENÓLICOS

Los compuestos fenólicos o polifenoles constituyen un amplio grupo de sustancias químicas, considerados metabolitos secundarios de las plantas, con diferentes estructuras químicas y actividad, englobando más de 8.000 compuestos distintos. Su forma más frecuente es la de polímeros o lignina insoluble, mientras que su presencia en los tejidos animales está relacionada con el consumo e ingestión de alimentos vegetales. La

distribución de los compuestos fenólicos en los tejidos y células vegetales varía considerablemente de acuerdo al tipo de compuesto químico que se trate, situándose en el interior de las células o en la pared celular. Shahidi y Andary, citados por Martínez – Valverde *et al.*. (2000).

Sus principales funciones en las células vegetales son las de actuar como metabolitos esenciales para el crecimiento y reproducción de las plantas, y como agentes protectores frente a la acción de patógenos, siendo secretados como mecanismo de defensa.

Los compuestos fenólicos están relacionados con la calidad sensorial de los alimentos de origen vegetal, tanto frescos como procesados. Su contribución a la pigmentación de los alimentos vegetales está claramente reconocida, a través de las antocianidinas, responsables de los colores rojo, azul, violeta, naranja y púrpura de la mayoría de las plantas y de sus productos. (Martínez – Valverde *et al.*, 2000).

En la actualidad este grupo de compuestos fitoquímicos presenta un gran interés nutricional por su contribución al mantenimiento de la salud humana. Así, muchas de las propiedades beneficiosas descritas en los alimentos de origen vegetal, asociadas principalmente a la actividad antioxidante y las propiedades antinutritivas de estos compuestos, están relacionadas con la presencia y con el contenido de compuestos fenólicos.

De acuerdo a las investigaciones de Repo y Encina (2008), determinaron el contenido de compuestos fenólicos (mg/ácido gálico/100 g) en quince muestras de quinua, cuyos resultados se muestran en el Cuadro 17. Asimismo concluyeron que la variedad que presentó el mayor contenido de compuestos fenólicos también presentó la mayor capacidad antioxidante en la fase hidrofílica medida por el radical DPPH.

Cuadro 17: Contenido de compuestos fenólicos (mg/ácido gálico/100 g) de las distintas variedades de quinua

quinua (variedades)				
Achachino (a)	Ayrampo (b)	Huariponcho (c)	Rosada frutilla (d)	Pasankalla (e)
68,26±0,97	83,49±0,27	37,15±0,09	75,93±0,47	53,78±1,74
quinua (variedades)				
Kello (f)	Kcoyto (g)	Khuchiwila (h)	PIQ031179 (i)	PIQ030723 (j)
92,82±4,68	77,19±2	87,21±0,93	61,60±1,14	88,07±1,24
quinua (variedades)				
PIQ031147 (k)	PIQ031052 (l)	PIQ031119 (m)	PIQ031058 (n)	PIQ031046 (o)
64,25±1,40	58,74±0,57	35,29±0,07	84,79±1,27	139,94±1,80

FUENTE: Repo y Encina (2008)

Los compuestos fenólicos intervienen como antioxidantes naturales de los alimentos, por lo que la obtención y preparación de alimentos con un alto contenido en estos compuestos se asocia con su papel protector en las enfermedades cardiovasculares y en el cáncer así como en procesos de envejecimiento.

Desde la antigüedad, las enfermedades han deteriorado la calidad de vida de los seres humanos, ya que avanzan progresivamente, e incluso puede llegar a terminan con la vida de la persona sin que exista alguna cura para detenerlas. Al hablar de estas enfermedades, nos referimos a aquellas que van degradando física o mentalmente a quienes las padecen, pues provocan un desequilibrio en los mecanismos de regeneración celular. Algunas de las enfermedades degenerativas más comunes son la diabetes, la obesidad, el cáncer, la aterosclerosis, artritis, Alzheimer y algunas enfermedades cardiovasculares, las cuales han aumentado mundialmente. Muchas de las diferentes causas de su aparición en el organismo se deben principalmente a la alimentación alta en

grasas y azúcares, los malos hábitos como el tabaquismo y el alcoholismo; la contaminación o en algunos de los casos porque simplemente son hereditarias como en el caso del Alzheimer, donde la herencia es un factor importante para su aparición.

La prevención para estas enfermedades puede lograrse con el consumo moderado de antioxidantes de origen vegetal. Existen reportes en donde destacan alimentos a los que se les atribuye propiedades benéficas en la prevención de estas patologías, como el caso de algunas frutas: granada, uva, arándano, algunas verduras, y el consumo moderado de vino debido a su gran contenido de antioxidantes. Una dieta rica y balanceada, basada principalmente en alimentos de origen vegetal, sustituyendo los alimentos altos en azúcares, grasas y los alimentos de origen animal, pueden prevenir o corregir algunas de estas enfermedades degenerativas.

De acuerdo a las investigaciones realizadas por Gálvez *et al.* (2009), en muestras de granos andinos, incluyendo la quinua, la actividad antioxidante basada en la inhibición del radical DPPH, tuvo una moderada pero estadísticamente significativa correlación con el contenido de fenoles totales. Aunque la muestra de quinua no presentó el nivel más alto en fenoles, sí presentó la más alta actividad antioxidante.

De las investigaciones realizadas en 4 variedades de frijol, Huamán (2006), determinó que la cocción a 15 Psi por 30 minutos fue el más severo por el cual se perdió el más alto contenido de compuestos fenólicos.

2.3.2. CLASES DE COMPUESTOS FENOLICOS

Los alimentos de origen vegetal además de aportar nutrimentos que son fuentes importantes de energía, vitaminas y minerales, contienen una serie de compuestos, los cuales desempeñan un papel fundamental en la fisiología vegetal que intervienen en su

metabolismo. Dichos compuestos reciben el nombre de fitoquímicos secundarios también denominadas sustancias bioactivas, los cuales son responsables de otorgar características sensoriales, como lo es el color (pigmentos), sabor e incluso olores a los frutos, además son reguladores del crecimiento y protectores naturales frente a parásitos y fitopatógenos de las plantas; además estos compuestos tienen un impacto significativo en el mejoramiento de la salud humana y en la prevención de algunas enfermedades degenerativas como lo es el cáncer (Gómez *et al.*, 2012). En el Cuadro 18 se presenta ejemplos de los principales compuestos bioactivos sobre los cuales se han demostrado sus efectos benéficos en la salud humana y animal.

Cuadro 18: Resumen de grupos de compuestos bioactivos

Clases y subclases	Ejemplos fitoquímicos	Alimentos
Taninos		
Condensados	Catequina, polímeros de Epicatequina	Lentejas, frijoles de ojo negro, uva oscura, vino tinto y blanco, jugo de manzana
Flavonoides		
Flavonoles	Queracetina, Kaempferol, Myricetina	Olivas, cebolla, cereza, lechuga, arándalos, tomate, manzana, té verdes
Flavonas	Apigenina, Luteolina	Apio, olivas
Flavanoles	Catequina, Epicatequina	Pera, vino tinto y blanco, manzana
Ácidos Fenólicos		
Hidroxicinámicos	Ácidos cafeico, clorogénico, ferúlico	Granos de café, arándanos, cerezas dulces, naranja, patata blanca, uva
Hidroxibenzoicos	Ácidos elágico y gálico	granada, jugo de uva negra y verde

FUENTE: Gómez *et al.* (2012)

Los polifenoles, conocidos como taninos, son compuestos de alto peso molecular que se clasifican en: taninos hidrolizables y taninos condensados. Los flavonoides son el grupo más grande de fenoles vegetales y el más estudiado. Los ácidos fenólicos pertenecen a los grupos fenólicos simples que tienen un anillo aromático con uno o más sustituyentes hidroxilo, incluyen los derivados del ácido hidroxibenzoico y del ácido hidroxicinámico. Algunos ejemplos pueden ser ácido caféico (3,4-hidroxicinámico), ácido ferúlico (4-hidroxi-3-metoxicinámico), ácido p-cumárico (4-hidroxicinámico), ácido sinámpico (4-hidroxi-3,5-dimetoxicinámico) y ácido clorogénico (5 cafeoil quínico).

Según Harbome, citado por Martínez–Valverde *et al.* (2000), los compuestos fenólicos se puede agrupar en diferentes clases dependiendo de su estructura química básica, describiéndose a continuación aquellas con un mayor interés nutricional:

- Fenoles, ácidos fenólicos y ácidos fenil acéticos
- Ácidos cinámicos, cumarinas, isocumarinas y cromonoles
- Lignanós y neolignanós
- Flavonoides
- Taninos

Los ácidos hidroxicinámicos se encuentran ligados covalentemente a los polisacáridos de la pared celular vegetal y en forma soluble están en el citoplasma, siendo el más abundante el ácido ferúlico (Naczki y Shahidi, citados por Martínez-Velarde, 2000). Su distribución en la pared celular vegetal depende del tipo estructura celular de la planta (Ishii, citados por Gómez *et al.*, 2012). La Figura 4 presenta las estructuras químicas de los ácidos hidroxicinámicos e hidrobenczoicos.

a. Fenoles, ácidos fenólicos y ácidos fenil acéticos:

Dentro de este grupo los fenoles simples como el fenol, cresol, timol y resorcinol están ampliamente distribuidos entre todas las especies vegetales. Igualmente, los ácidos

fenólicos tales como el gálico, vainillínico, *p*-hidroxibenzoico, y los aldehídos como la vainillina, también son abundantes en plantas superiores y helechos. Por el contrario existe poca información en la literatura científica sobre los ácidos fenilacéticos en los vegetales (Belitz, 1992).

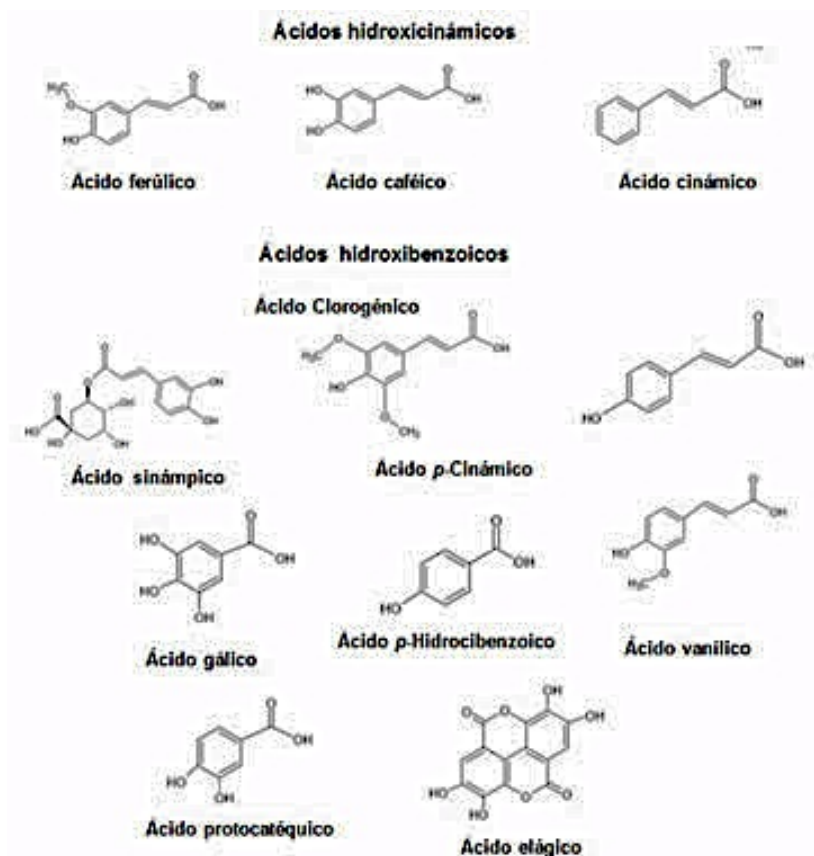


Figura 4: Estructuras químicas de los ácidos fenólicos

FUENTE: Gómez *et al.* (2012)

b. Flavonoides

Los flavonoides constituyen el grupo más importante dentro de esta clasificación. Son sustancias polifenólicas de bajo peso molecular, su estructura básica permite una

multitud de sustituciones y variaciones en el anillo pirona dando lugar a flavonoles, flavonas, flavanonas, flavanololes, isoflavonoides, catequinas, calconas, dihidrocalconas, antocianidinas, leucoantocianidinas o flavandiols y proantocianidinas o taninos condensados (taninos no hidrolizables). Dentro de todos estos grupos las flavonas (p.e. apigenina, luteolina y diosmetina), los flavonoles (p.e. quercitina, mirecitina y kampferol) y sus glicósidos son los compuestos más abundantes en vegetales (Martínez – Valverde *et al.*, 2000).

Está comprobado que los flavonoides son importantes para el desarrollo y buen funcionamiento de las plantas al protegerlas contra agentes agresores externos, como la radiación UV, microorganismos, animales herbívoros y del medio ambiente. Pueden actuar como señalizadores químicos, indicando a los insectos que planta es apropiada para su alimentación, oviposición o simplemente guiándolos y facilitando así la polinización.

En su relación con el hombre, se utilizan para tratar enfermedades relacionadas con procesos inflamatorios y desordenes cardiovasculares debido a la actividad que ejercen sobre el sistema circulatorio mejorando la circulación periférica, la movilización del colesterol y disminuyendo la fragilidad capilar. Algunos flavonoides pueden presentar actividad hepática protectora, antialérgica, antitrombótica, anticancerígena, antibacteriana, antifúngica, e incluso pueden ejercer efectos inhibidores sobre algunas enzimas.

Otra de las propiedades de los flavonoides es su contribución a ciertas características de los alimentos, como el sabor o la dulzura. Utilizados en la industria de los cosméticos por su actividad desodorante y reductora de la hiperpigmentación causada por la vejez.

Un gran y diverso grupo de sustancias fenólicas, conocidas como flavonoides son responsables del color y sabor de muchos alimentos. De acuerdo a Harborne (1988), citado por Shaidi y Naczki (2006), se han identificado más de 4000 flavonoides en plantas

vasculares, entre ellos las antocianinas. La mayoría de los flavonoides están presentes en las células de las plantas en forma de glicósidos. Usualmente la parte de azúcar consiste de mono-, di-, y trisacáridos de glucosa, ramnosa, galactosa, xilosa y arabinosa. Casi la mitad del total de flavonoides es antocianinas, catequinas y 4-oxoflavonoides.

La extracción de los diferentes flavonoides se realiza a partir del material fresco o incluso seco, siempre y cuando no se altere su composición. Se utilizan inicialmente disolventes no polares o ligeramente polares para separar las clorofilas gomas y agliconas de flavonoides altamente metoxiladas. Los flavonoides, que poseen un gran número de grupos hidroxilos insustituídos o azúcares, son considerados polares, por lo que son ligeramente solubles en disolventes polares, como el metanol, etanol, acetona, DMSO (dimetil sulfóxido) o agua. El filtrado final se concentra y todo el disolvente se remueve. Este proceso es favorable para la extracción de la mayoría de los flavonoides pero no para antocianidinas o flavonoides de baja polaridad los cuales aparecen en la superficie de las plantas.

c. Taninos

Son compuestos fenólicos hidrosolubles con un peso molecular entre 500 y 3000 Daltons, contienen gran número de grupos hidroxilo, por tanto son capaces de unirse a proteínas y otras macromoléculas. Pueden clasificarse en dos grupos: taninos hidrolizables y no hidrolizables o condensados. Los taninos condensados tienen un núcleo esterificado parcial o totalmente con ácido gálico ó con ácido hexahidroxidifénico, lo cual, tras la hidrólisis con ácido, base ó enzimas, forman glucosa y ácido gálico (Gamarra 2003).

Los taninos son considerados sustancias antinutritivas presentes en las judías y en los guisantes, encontrándose en concentraciones del 2% expresado como equivalentes de catequinas o de ácido tánico. Las legumbres con un mayor contenido en compuestos

fenólicos son las de color oscuro entre las que destacan las judías rojas y las negras. Las isoflavonas son compuestos fenólicos también presentes en las legumbres.

2.3.3. PRESENCIA DE COMPUESTOS FENÓLICOS EN LEGUMBRES Y CEREALES

En legumbres y cereales los principales compuestos fenólicos son los flavonoides, ácidos fenólicos y taninos. El contenido de polifenoles en cereales es < 1 % de la materia seca, excepto para alguna variedad de sorgo (*Sorghum bicolor*) en los que alcanzan contenidos superiores al 10%. (9,91) La harina de arroz contiene 85.6 mg/100 g de ácidos fenólicos, siendo este contenido similar al que tienen las harinas de trigo y avena respectivamente. Tanto en la harina de arroz como en la de trigo destaca el ácido ferúlico como el principal componente fenólico, constituyendo en la última el 89.1 % del total de los ácidos fenólicos.

De acuerdo a Repo-Carrasco *et al.* (2010b), no conocen de datos previos acerca del contenido de ácido fenólico y flavonoides de semillas de especies de *Chenopodium*. Se han publicado resultados en semillas de *Amarantos*, sin embargo, cita, que Pasko *et al.* (2009) analizó el contenido de polifenoles totales y la actividad antioxidante en dos variedades de *Amarantos* y semillas y brotes de quinua. En trabajos realizados en dos variedades de *Kiwicha* por Repo *et al.* (2009), se encontró que el contenido fenoles totales, ácido fítico y la actividad antioxidante decrecen durante el proceso de extrusión, indicando que el ácido fenólico puede sufrir una descarboxilación durante el proceso de alimentos.

La publicación de datos sobre las propiedades antioxidantes y composición de los polifenoles en los seudocereales amaranto y quinua es limitado, existen considerables reportes sobre las propiedades antioxidantes del trigo sarracero, sin embargo estas

propiedades pueden modificarse con el procesamiento, por ejemplo el germinado y el horneado (Alvarez-Jubete *et al.* 2010)

De acuerdo a las investigaciones de Miranda *et al.* (2011), el contenido total de fenoles está comprendido en un rango de 14.22 a 65.53 mg ac. gálico/100 g en bs para los 6 ecotipos de quinua estudiados.

La germinación de granos como la quinua incrementa el contenido de fenoles totales, particularmente los glicósidos kaempferol y quercetina en los brotes de quinua aumentaron con respecto a las semillas de quinua; también aumentó la capacidad antioxidante, contrariamente, el horneado de pan a base de estos granos, a altas temperaturas tiene un impacto negativo en las propiedades antioxidantes. Todos los pseudocereales libre de gluten, muestran una capacidad antioxidante y contenido de fenoles totales, significativamente alta (Alvarez-Jubete *et al.* 2010).

Awika *et al.*, citado por Astuhuaman (2007) analizaron los compuestos fenólicos en diferentes variedades de sorgo (*Sorghum bicolor*) obteniendo valores desde 1 hasta 13 expresados en mg de ácido gálico/ g muestra, atribuyendo la variación a factores como la pigmentación entre variedades (grano blanco, rojo, negro). Asimismo Bressani, citado por Huaman (2006) menciona que el contenido de compuestos fenólicos varía de acuerdo a la coloración de la cáscara, encontrando frijoles marrones, negros, rojos y blancos con valores diferentes.

Entre los frutos promisorios estudiados por Muñoz *et al.* (2007), concluyeron que existe una correlación directa entre los valores ácido ascórbico equivalente (VCEAC) y trolox equivalente (TEAC), los cuales indican la actividad antioxidante, y los valores de compuestos fenólicos totales, lo que explica que las frutas de mayor poder antioxidante, como es el camu-camu y el tumbo serrano, contienen mayor cantidad de compuestos

fenólicos, recomendándose el consumo de estos frutos promisorios en una alimentación saludable para una mejor calidad de vida.

2.3.4. METODOS PARA DETERMINACION DE FENOLES

Los métodos usados comúnmente para determinar y cuantificar fenoles totales en alimentos y vegetales son el ensayo de la vainillina y el de Folin – Ciocalteu. Este último se basa en la capacidad de los fenoles para reaccionar con agentes oxidantes. El reactivo de Folin- Ciocalteu contiene molibdato y tungstato sódico, que reaccionan con cualquier tipo de fenol, formando complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico. La transferencia de electrones a pH básico reduce los complejos fosfomolibdico-fosfotúngstico en óxidos, cromógenos de color azul intenso, de tungsteno (W_8O_{23}) y molibdeno (Mo_8O_{23}), siendo proporcional este color al número de grupos hidroxilo de la molécula (Gutierrez *et al.*, 2008).

2.4. COLORIMETRIA

El método más utilizado en la industria de alimentos para la medición de color es el de colorimetría de triestímulos. El colorímetro de triestímulos consiste en luz blanca proveniente de una fuente patrón de la CIE (International Commission on Illumination), que incide sobre la muestra bajo un ángulo de 0° y es reflejada a un ángulo de 45° (reflexión difusa) o viceversa. La luz reflejada pasa a través de filtros, siendo medida por una fotocélula, Ferreira, 1981, citado por Von Atzingen *et al.* (2005).

En 1905, Munsell identificó los tres atributos básicos de color: *tono, valor y croma*. Tono es el nombre del color, la cualidad por la cual se distingue una familia de otra, de colores cromáticos, como el rojo del amarillo. Valor es la luminosidad del color, cualidad a través de la cual se distinguen los colores claros de los oscuros. Croma es la fuerza del

color o la intensidad de un tono distinto. En el sistema de colores CIE-Lab, los valores de luminosidad L^* van de cero (negro) a 100 (blanco), a^* indica el ángulo de color o tono (hue) en una escala de verde (-60) a rojo (+60); b^* indica el ángulo de color o tono (hue) en una escala de azul (-60) a amarillo (+60), Beerling, 1999 (García y Calixto, 2000, citado por Von Atzingen *et al.* 2005).

Los colorímetros triestímulo, (Jimenez y Gutierrez, 2001), han sido diseñados para que los valores de reflectancia sean procesados directamente para entregar como respuesta los valores triestímulos. La muestra es irradiada por un iluminante de luz policromática a 45° y la luz reflejada se pasa a través de tres filtros (a veces cuatro) y es medida por una fotocelda; la combinación de la distribución espectral de energía iluminante, las características de transmisión de los filtros y la respuesta espectral de la fotocelda hacen que estas tres o cuatro señales sean procesadas por el equipo a valores triestímulos X, Y y Z. Este sistema tiene ventajas con relación a otros, ya que pueden construirse gráficas de modelos tridimensionales que dan una idea más certera del cambio de color.

En la práctica los productos alimenticios no presentan una superficie uniforme, por lo tanto la medición se ve afectada por factores tales como la rugosidad y uniformidad de la superficie así como la difusión, dispersión y reflexión de la luz en esta.

De acuerdo a Azaña y Sumire (2011), la luminosidad (L^*), componente de verde a rojo (a^*) y componente de azul a amarillo (b^*) del color en coordenadas CIE-Lab, fueron determinadas de acuerdo a la metodología recomendada por el manual del colorímetro triestímulo marca Minolta, modelo ; registrando los parámetros L^* , a^* y b^* . Los resultados son el promedio de la lectura de 5 medidas tomadas a cada muestra colocadas en placas Petri: superior izquierdo, centro, superior derecho, inferior derecho e inferior izquierdo.

Cai *et al.* (1998a) determinaron que el pigmento betacianina de la mayoría de los genotipos de *Amarantus* analizados presentaron características de color de rojo-violeta

brillante, tal como se muestra en el Cuadro 19, asimismo mostraban una favorable estabilidad en solución a bajas temperaturas en oscuridad y en ausencia de aire por encima de un rango entre 5 y 7 de pH.

Cuadro 19: Características de color y espectro de pigmentos de *Amarantus* en 21 genotipos de siete especies^a.

species	genotype	λ_{\max} (pH 5.6)	L^* (\pm SD)	a^* (\pm SD)	b^* (\pm SD)	C	H°	ΔE^*_{ab} ^b	pigment retention ^c	
<i>A. cruentus</i> L.	Cr010	536	41.8 \pm 0.13	20.7 \pm 0.15	0.4 \pm 0.07	20.7	1.1	1.56	62.8	
	Cr015	535	41.2 \pm 0.17	23.0 \pm 0.22	-2.4 \pm 0.39	23.1	354.1 (-5.9)	4.23	73.4	
	Cr016	535	42.0 \pm 0.14	20.6 \pm 0.34	0.6 \pm 0.20	20.6	1.7	1.63	58.4	
	Cr017	536	41.5 \pm 0.09	22.7 \pm 0.28	-3.9 \pm 0.13	23.0	350.4 (-9.6)	5.56	69.5	
	Cr020	535	41.6 \pm 0.14	22.3 \pm 0.28	0.0 \pm 0.25	22.3	0.1	1.75	62.7	
	Cr043	535	41.6 \pm 0.16	22.6 \pm 0.17	-1.3 \pm 0.15	22.6	356.7 (-3.3)	3.07	59.4	
	Cr044	536	41.5 \pm 0.10	22.3 \pm 0.35	-4.7 \pm 0.24	22.8	348.1 (-11.9)	6.32	67.9	
	Cr052	536	41.8 \pm 0.17	21.5 \pm 0.26	-0.4 \pm 0.09	21.5	358.9 (-1.1)	2.06	58.8	
	Cr069	536	41.8 \pm 0.01	22.0 \pm 0.02	-0.4 \pm 0.01	22.0	359.0 (-1.0)	2.07	64.2	
	Cr072	536	41.1 \pm 0.13	24.3 \pm 0.18	-5.0 \pm 0.15	24.8	348.4 (-11.6)	7.14	69.6	
	Japan19	535	40.8 \pm 0.23	22.2 \pm 0.16	1.3 \pm 0.26	22.2	3.3	0.83	60.7	
	V69	536	41.5 \pm 0.11	21.9 \pm 1.28	-3.2 \pm 0.17	22.1	351.8 (-8.2)	4.79	63.9	
	mean \pm SD		535.6	41.5 \pm 0.35	22.2 \pm 1.00	-1.6 \pm 2.17	22.3	356.1 (-3.9)	3.23	64.3
	<i>A. caudatus</i> L.	Sheng07	535	41.0 \pm 0.18	21.5 \pm 0.24	0.9 \pm 0.10	21.5	2.3	0.84	70.2
Sheng09		535	41.4 \pm 0.21	19.5 \pm 0.26	2.8 \pm 0.09	19.7	8.1	2.41	62.6	
mean \pm SD			535.0	41.2 \pm -	20.5 \pm -	1.8 \pm -	20.6	5.2	1.17	66.4
<i>A. hypochondriacus</i> L.	Hy003	536	40.8 \pm 0.00	22.1 \pm 0.00	-2.4 \pm 0.01	22.2	353.8 (-6.2)	4.07	59.6	
<i>A. hybridus</i> L.	Sheng12	535	40.4 \pm 0.13	22.5 \pm 0.16	0.6 \pm 0.14	22.5	1.6	1.61	61.7	
<i>A. paniculatus</i> L.	Tibet Yellow	536	40.4 \pm 0.10	22.5 \pm 0.05	1.1 \pm 0.20	22.5	2.9	1.42	61.9	
<i>A. lividus</i> L.	Lv001	529	40.5 \pm 0.00	18.0 \pm 0.02	4.9 \pm 0.02	18.6	15.2	4.99	48.6	
<i>A. tricolor</i> L.	Tr010	535	41.1 \pm 0.08	22.4 \pm 0.32	1.1 \pm 0.15	22.4	2.8		69.8	
	Tr015	535	41.4 \pm 0.12	21.4 \pm 0.13	1.5 \pm 0.32	21.4	4.1		62.3	
	Tr017	535	41.6 \pm 0.16	21.2 \pm 0.32	2.2 \pm 0.15	21.3	5.9		57.4	
	mean \pm SD		535.0	41.4 \pm 0.27	21.6 \pm 0.63	1.6 \pm 0.55	21.7	4.3	0.00	63.2
overall mean		535.1	41.3	21.8	-0.3	21.9	359.5 (-0.5)	3.12	63.1	
SD		1.49	0.43	1.31	2.53	1.30	6.72		5.63	

^a L^* , a^* , b^* values were means of four samples at constant absorbance ($A_{\lambda_{\max}} = 1.0$) for every genotype pigment. ^b $\Delta E^*_{ab} = [(\Delta L^*)^2 + (\Delta a^*)^2 + (\Delta b^*)^2]^{1/2}$ calculated by CIE $L^*a^*b^*$ mean values of *A. tricolor* genotypes. ^c Aqueous solution, in dark, no air, 14 °C, 20 weeks.

FUENTE: Cai *et al.* (1998a)

De acuerdo a la investigación realizada por Repo *et al.* (2010b), en granos de kiwicha, concluyeron que solamente la variedad de color rosada, contiene betacianinas por encima del límite cuantificable LOQ (0.1 mg/100 g), Cuadro 20. La cantidad total de betacianinas en granos fue mucho menor que los reportados por Cai (2001) en otras partes vegetativas de *Amarantus*.

Cuadro 20: Contenido de betacianina en granos de kiwicha de diferentes colores

Muestra	Color	Amarantina	Iso-amarantina	Betanina	Total
1	Negro	nd ^a	nd	nd	nd
2	Negro	nd	nd	nd	nd
3	Rosado	1.0 ±0.2	0.8±0.2	0.1 ± 0.2	1.9 ± 0.4
4	Crema	nd	nd	nd	nd

(no detectable) nd^a ≤ 0.1 mg/ 100 g

FUENTE: Repo *et al.* (2010b)

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. LUGAR DE EJECUCION

La mayor parte del desarrollo de los análisis se realizó en el Laboratorio de Calidad del Programa de Cereales y Granos Nativos de la UNALM. Los análisis iniciales en el Laboratorio Fisicoquímico de la Facultad de Industrias Alimentarias. Las mediciones de absorbancia se realizaron en el espectrofotómetro del Laboratorio de Instrumentación e Investigación de la Especialidad de Tecnología de Alimentos y el color se analizó en el colorímetro del Instituto de Biotecnología de la UNALM.

3.2. MATERIALES

3.2.1. MUESTRAS

Se trabajaron 5 muestras proporcionadas por el Programa de Cereales y Granos Nativos (PCGN) de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Cuadro 21. Las muestras corresponden al Experimento Parcelas de Observación de Quinoa POQ de colores, Figura 5, en la localidad de Valle Mantaro a una altitud de 3,200 msnm., de la campaña año 2010 B. La fecha de siembra fue el primero de diciembre del 2010 y la cosecha de los “precozes” entre el 16 al 21 de mayo del 2011, mientras que la cosecha de los “tardíos” fue entre las fechas 6 al 11 de junio del 2011.

Cuadro 21: Muestras de granos de quinua

N° parcela	NOMBRE	Rendimiento del grano g/parcela	hojas basales: N° dientes	TALLO		PANOJA		
				Altura cm.	Color a florac.	Tipo *	Dens. **	Color a florac.
50	grupo negro	836	5	70	7P	G	L	7P
55	grupo amarillo	844	5	122	5L	A	C	3L
105	grupo púrpura (fucsia)	876	5	135	3V	G	L	5L
114	Rosada de Huancayo	1166	5	95	5P	A	C	5P
94	Pasankalla	395	5	80	3V	G	I	3L

* G= glomerulada; A= amarantiforme; I= intermedio

** L= laxa; I= intermedia; C= compacta



Figura 5: Muestras de granos de colores de quinua

3.2.2. EQUIPOS

- Agitador mecánico del PCGN para separar saponina
- Agitador Rühromag Retsch
- Balanza Radwag AS220/C2
- Tubos de vidrio con tapa 16 x 150mm
- Cocina
- Tubos Falcon de 35 ml
- Homogenizador
- Cámara de refrigeración
- Centrifuga Beckman Modelo TJ - 6
- Colorímetro Minolta CR 400
- Espectrofotómetro UNICO, UV - 2100
- Material de vidrio
- Estufa Mammart B54
- Equipo para determinación de Proteínas: Gerhardt (Vapodest, Turbotherm y Turbosong)
- Equipo para determinar Humedad: Mettler Toledo MJ33
- Molino Cyclotec 1093 Sample mil Foss Tecator

3.3. METODOS DE ANALISIS

3.3.1. METODOS FISICOQUIMICOS

3.3.1.1. Contenido de Humedad: se determinó de acuerdo a la AOAC, mediante el analizador infrarrojos de humedad MJ33 de Mettler Toledo, en el cual dos elementos metálicos de calentamiento secan la muestra proporcionando resultados fiables.

3.3.1.2. Contenido de Proteína: se siguió el método de Kjeldahl, de acuerdo a la AOAC, siendo el factor de conversión para la quinua = 6.25, se utilizó los equipos Turbotherm (sistema de digestión con calentamiento infrarrojo), Turbosog (equipo para salida de gases) y el Vapodest (sistema de destilación).

3.3.1.3. Contenido de Saponina: se siguió la metodología desarrollada por Balsamo (2002) se utilizó 0.5gr. +/- 0.003 g, y 05 ml de agua por cada tubo de ensayo de 16 x 150 mm, se dejó reposar 30 minutos después de cada 30 segundos de agitación. Luego de agitar tres veces, seguido del respectivo reposo, se midió la altura de la espuma.

3.3.1.4. Determinación de los compuestos fenólicos: Para la extracción de los compuestos fenólicos se siguió el método de Folin-Ciocalteu, citado por Repo y Encina (2008), ver Anexo 1.

La cantidad de fenoles totales se estimó utilizando la curva estándar de ácido gálico, la cual se determinó según lo reportado por Gutiérrez *et al.* (2008) y se muestra en el Anexo 2. A partir de la cual se obtuvo: $y = 0.0863x + 0.0015$ donde y: mg ac. Gálico por ml muestra, por tanto los fenoles totales se determinan mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Fenoles totales (mg ac. Gálico/mL)} = 0.0863x + 0.0015$$

Donde: X: absorbancia a 725 nm

3.3.3.5. Determinación de betalainas: La quinua pertenece al orden de las Centrospermae, familia Amarantácea, género *Chenopodium* y el pigmento presente en esta orden es la Betalaína, sin embargo no se han encontrado reportes de investigaciones anteriores en la determinación de betalainas en quinua (género *Chenopodium*), por lo cual, se adoptó, en el presente trabajo, la metodología empleada para el extracto acuoso del

pigmento betalaína en Amaranto, (Cuadro 12) midiendo la absorbancia a 480nm para betaxantinas y a 536nm para betacianinas.

a. **Extracción de las betalaínas:** La extracción del pigmento betalaína se realizó por medio acuoso, luego se realizaron pruebas preliminares para la determinación de la cantidad de extracto a reaccionar con la solución tampón de tal manera que la lectura en el espectrofotómetro a 536 nm para betacianinas y a 480 nm para betaxantinas, esté comprendida entre 0.1 a 0.9 de absorbancia, estableciéndose 20 g de extracto enrasado a 50 ml de tampón McIlvaine (pH 5,6). El extracto del pigmento se obtuvo siguiendo el método acuoso descrito por Mandujano (2006).

b. **Cuantificación de las betalainas:** La determinación del contenido de pigmento betalaina se realizó de acuerdo al método seguido por Cai y Corke (2000) y el cálculo cuantitativo del pigmento betacianina y betaxantina para el extracto acuoso crudo se realizó según la fórmula propuesta por Castellanos y Yahia (2008) la cual se basa en la descrita por Cai *et al.* (1998b) y Cai et al (2001), con algunas modificaciones:

$$\text{Betalaina (mg/g)} = A (\text{MW}) V_a (\text{DF}) \times 10^2 / \epsilon L W_a (\text{mg/100g de peso fresco})$$

A= absorbancia a 536 nm y 480 nm para betacianina y betaxantina respectivamente (λ_{max});
MW = peso molecular: 550 g/mol para betanina y 726.6g/mol para isoamarantina (Cai *et al.* 1998b)

V_a = el volumen total de extracto (ml);

DF = factor de dilución = 1;

ϵ (absorbividad molar) = $5.66 \times 10^4 \text{ cm}^{-1} \text{ mol}^{-1}\text{L}$, para amarantina (betacianina) y $4.80 \times 10^4 \text{ cm}^{-1} \text{ mol}^{-1}\text{L}$, para betaxantina. (Cai *et al.* 1998b)

L (longitud de la celda) = 1 cm;

W_a es el peso fresco de los materiales extraídos (g).

3.3.1.6. Determinación de antocianinas: primero se realizó la extracción del pigmento de los granos de quinua, luego se cuantificó las antocianinas mediante espectrofotometría de luz UV. Ambos métodos descritos en la sección pigmentos y colorantes del Manual de química analítica de los alimentos (Giusti, 2001).

a. Extracción de las antocianinas: Se aplicó el método descrito por Fuleki (1968a). La extracción del pigmento se realizó con una solución de etanol acidulado 15:85 0.1N HCl/etanol.:

- pesar 5 g de muestra en un tubo Falcon con tapa rosca
- añadir 15 g de una solución de extracción (SE) de HCL 1.5N: etanol de 95% en una porción 15:85
- homogenizar, proteger de la luz y dejar reposar por 12 a 24 horas a 4°C.
- Centrifugar el homogenizado a 4000 RPM por 20 minutos.
- Filtrar con papel Whatman N° 1.
- Pesar 2 g del sobrenadante y enrasar con la SE, en fiola hasta 25 ml.
- Calibrar el espectrofotómetro con la solución de etanol acidulado (SE).

b. Cuantificación de las antocianinas: No se cuenta con referencias bibliográficas sobre contenido de antocianinas en quinua, por lo tanto, la cuantificación de este pigmento en el presente trabajo, se expresa como cianidina por ser la más abundante en los vegetales.

$$\text{Pigmento de antocianina (mg/litro)} = (A \times MW \times DF \times 1000) / (E \times 1)$$

A = (absorbancia a 535 nm - absorbancia a 700 nm.)

E (absorbancia molar) = 44460

MW = PM = peso molecular

DF = factor de dilución (ej. si 0.2 ml de muestra es diluida en 3 ml, DF = 15)

3.3.1.7. **Caracterización del color por colorimetría:** Se colocaron las muestras en una placa de Petri de 7 cm de diámetro. Las medidas de color fueron expresadas por los valores especiales obtenidos a partir del sistema CIE-L* a* b*, García y Calixto, 2000, citado por Von Atzingen *et al.* (2005). Se tomaron cinco lecturas, cuatro equidistantes y una en el centro y se reportó el valor promedio de éstas.

Se realizó las mediciones en los granos crudos sin lavar, granos lavados y en granos cocidos, de acuerdo a la metodología recomendada por el manual del colorímetro triestímulo marca Minolta, modelo CR-400 (Minolta Corporation, Ramsey, NJ., USA); registrando los parámetros L*, a*, b* y ΔE .

Según la metodología descrita por Camacho *et al.* (2011), se registrarán los valores L* [luminosidad, de 0 (oscuro) a 100 (claro)], a* [de -60 (verde) a +60 (rojo)] , b* [de -60 (azul) a +60 (amarillo)].

Se empleó un colorímetro triestímulo marca Minolta, modelo CR-400 (Minolta Corporation, Ramsey, NJ., USA), con un ocular de 40mm de diámetro.

3.3.2. METODOS ESTADÍSTICOS

Para la evaluación de los resultados se utilizó un diseño completo al azar, previamente se verificó los supuestos del Análisis de varianza, tales como: la normalidad de los residuos y homogeneidad de varianzas utilizando, la Prueba de Bartlett (distribución normal). Los factores en estudio fueron 3 tratamientos (crudo, lavado y cocido) y 5 determinaciones (Fenoles, Betalaínas, Luminosidad, tono a* y tono b*). Luego, se utilizó la prueba de Tukey, para realizar las comparaciones múltiples .

Cada determinación se realizó tres veces por cada prueba, cada muestra y cada tratamiento. En aquellas pruebas que no cumplieron los supuestos del ANOVA, se aplicó la prueba no paramétrica correspondiente a Kruskal Wallis. (Anexo 5)

3.3.3. METODOLOGIA EXPERIMENTAL

3.3.3.1. Caracterización de los granos de quinua

Se determinó el contenido de compuestos fenólicos totales en los extractos obtenidos con metanol. Los pigmentos betalainas se obtuvieron a partir de una extracción acuosa y las antocianinas a partir de una extracción de etanol acidulado. Además se determinó la Luminosidad y los tonos a* y b* del color. Luego se evaluó la influencia del lavado y la cocción en el contenido de betalainas, fenólicos totales y color.

El esquema del diseño experimental se resume en la Figura 6. Las 5 muestras trabajadas fueron sometidas a los siguientes 3 tratamientos:

- Grano crudo sin lavar
- Grano lavado: previo a la cocción, es indispensable el lavado para la eliminación de la saponina. Se realizó de acuerdo a lo descrito en 3.3.3.2.a
- Grano cocido: todas las muestras se llevaron a cocción de acuerdo al método descrito en 3.3.3.2.b

En cada tratamiento se realizó, tres veces las siguientes 3 determinaciones:

- Determinación de Fenoles
- Determinación de Betalainas (betacianinas y betaxantinas)
- Determinación de Antocianinas (solamente grano crudo)
- Para la caracterización de color se realizaron 03 determinaciones: Luminosidad (L*), tono a* y tono b* del color.

3.3.3.2. Tratamientos aplicados a los granos de quinua

a. **Eliminación de la saponina mediante lavado:** En un cedazo se colocó 200 gramos de granos de quinua y se sumergió en aproximadamente 1 litro de agua, frotando suavemente, se escurre el agua y se repite la operación tres veces más. Luego se extienden los granos sobre papel manteca y se seca en la estufa a 50 °C por 2 horas. Se enfrió por una hora, y se almacenó a temperaturas de refrigeración.

b. **Cocción de la quinua lavada:** La cocción se realizó basado en el procedimiento de la Agencia Agraria Salcedo (2012). Se pesaron 150 g de muestra de quinua lavada se colocó en una olla, se añadió 450 ml de agua potable, se llevó a ebullición (5 minutos) y se continuó a fuego medio por 12 minutos. Luego se dejó enfriar. Se observó que el germen espiral se separó del grano y no quedó agua residual por lo que no fue necesario escurrir. Durante la cocción el grano de la quinua aumenta su volumen absorbiendo la totalidad de agua de cocción.

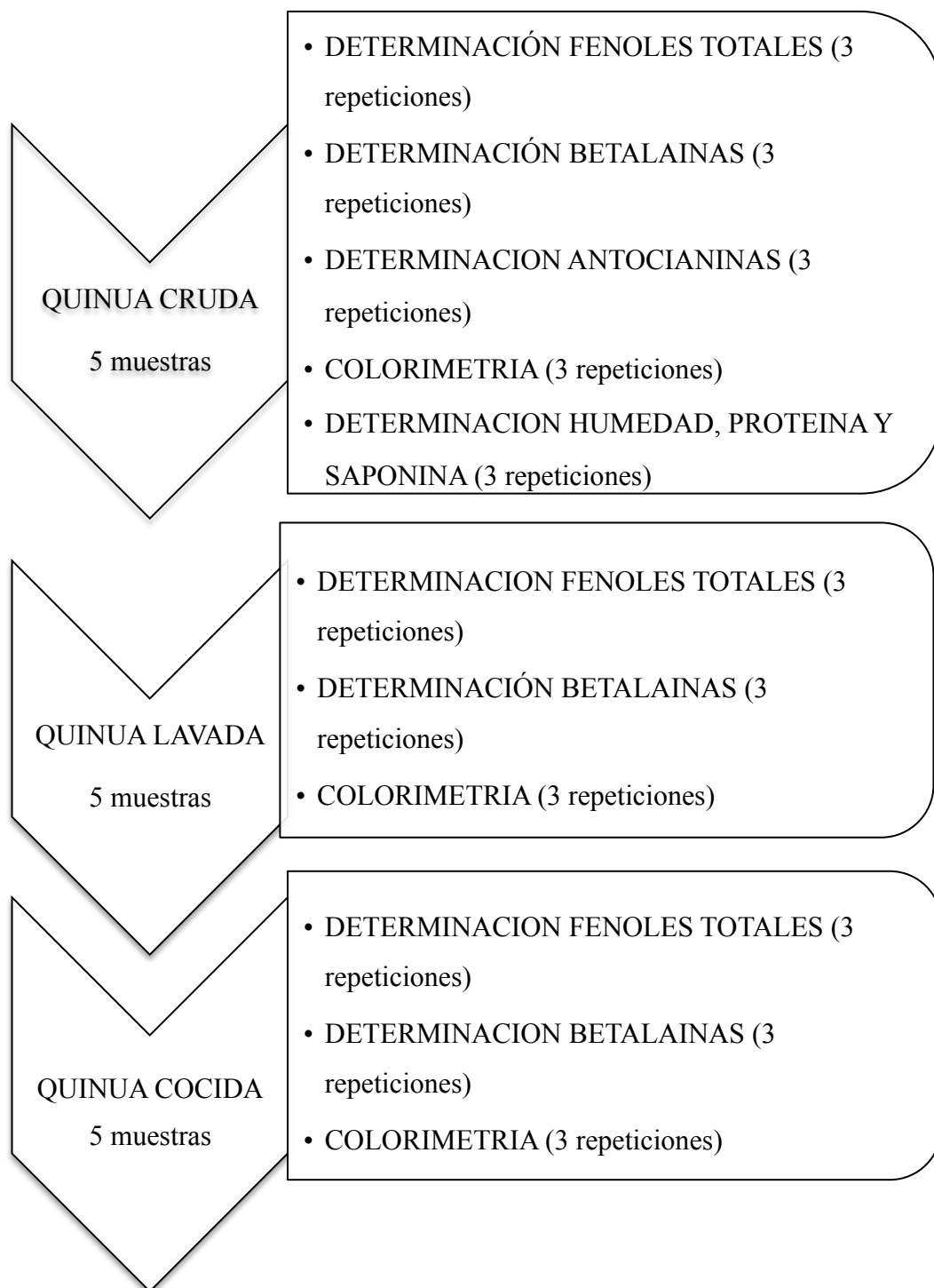


Figura 6: Esquema de diseño experimental

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. CONTENIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS, BETALAINAS, ANTOCIANINAS, LUMINOSIDAD Y TONOS DE COLOR

De acuerdo a los análisis preliminares realizados a las muestras de grano crudo, presentadas en el Cuadro 22, se observa que las muestras Rosada de Huancayo, POQ/55 Amarilla y Pasankalla presentan un contenido de saponina menor a 0.1%, por lo que se las considera como “dulces”, según Bacigalupo y Tapia (1990); mientras que las muestras POQ/105 Fucsia y POQ/50 Negra, presentaron valores mayores, considerándose “amargas”. El porcentaje de humedad de la muestra de grano crudo POQ/50 (6.27%) es menor del resto de muestras, que en promedio contienen 11.51%, asimismo el porcentaje de proteína de la muestra de grano crudo Pasankalla (14.37% b.s.) resulta mayor del resto de muestras que en promedio presentan 11.82% en b.s.

Los valores obtenidos de fenoles totales, en los granos crudos de las muestras Rosada de Huancayo, Pasankalla y POQ/50 negra, están por debajo de los valores obtenidos en las variedades de quinua estudiadas por Repo (2008). La explicación podría ser la diferencia de cultivares trabajados, tal como indica Astuhuaman (2007) atribuyendo las diferencias del contenido de polifenoles totales (CPT) en cada variedad de quinua analizada, al color del grano, siendo las muestras de color mas blanco las que presentan menor contenido de CPT, lo cual coincide con los datos obtenidos, ya que las muestras de granos crudos con mayor coloración como son la POQ/55 (amarilla) y POQ/105 (fucsia) son las que presentan mayor contenido de fenoles totales. Awika et al. (2003) citado por Astuhuamán (2007), en su trabajo en variedades de sorgo, atribuye las diferencias en el

contenido de compuestos fenólicos a la variabilidad en la composición entre cultivares de una misma especie, también ligadas a su pigmentación.

Cuadro 22: Características de 5 muestras de granos crudos de colores de quinua

MUESTRAS	Rosada de Huancayo		Amarilla POQ/55		Fucsia POQ/105		Negra POQ/50		Pasankalla	
	B.H.	B.S.	B.H.	B.S.	B.H.	B.S.	B.H.	B.S.	B.H.	B.S.
Humedad (%)	11.55		11.47		11.43		6.27		11.57	
Saponina (%)	0.05		0.19		1.83		1.22		0.1	
Proteína (%)	10.65	12.00	10.49	11.76	10.51	11.71	10.5	11.83	12.99	14.37
Fenoles Totales (mg de Ac. Gálico en 100 g muestra)	19.25	21.71	45.05	50.94	57.57	65.04	10.42	11.10	18.08	20.47
mg Betacianina /100g de extracto acuoso	0.48	0.54	1.3	1.47	8.33	9.41	1.22	1.30	0.53	0.60
mg Betaxantina /100g de extracto acuoso	2.64	2.98	5.49	6.20	23.84	26.92	6.55	6.99	1.14	1.29
mg Antocianinas / 100g de extracto	0	0.00	-	-	-	-	0.417	0.44	0.082	0.09
Luminosidad L*	64.59		55.13		35.03		32.06		56.95	
Tonalidad a* -60(verde) a +60(rojo)	3.72		12.88		25.74		2.91		5.06	
Tonalidad b* -60(azul) a + 60(amarillo)	17.87		37.8		12.96		7.79		10.71	

El grano crudo de color Fucsia presenta el mayor contenido de betacianina (pigmento rojo de las betalainas) lo cual es consistente con el resultado del análisis colorimétrico según el cual es la muestra con la mayor tonalidad roja (a^*). El valor de betacianina de 9.28 mg/100g en bs de extracto acuoso, está por debajo de lo reportado por Cai (1998a) para diferentes especies de Amarantos (21.8 mg/100g en promedio). En todas las muestras de grano crudo es mayor el contenido de betaxantina (pigmento amarillo de las betalainas), incluso en la muestra POQ/105 fucsia, a pesar de predominar la tonalidad a^* (tendencia al amarillo). Se observa que la mayor iluminación del color se presenta en los granos crudos de Rosada de Huancayo y Pasankalla, y a la vez presentan menor cantidad de ambas betalainas y fenoles totales.

4.1.1. EXTRACCIÓN DE LOS PIGMENTOS BATALAÍNAS Y ANTOCIANINAS

Se midió la absorbancia del extracto acuoso del pigmento betalaina en las muestras de quinua (Orden de las Centrospermae, familia Amarantácea, género *Chenopodium*) a longitudes de onda desde 450 a 650 nm, correspondiendo 480nm para betaxantinas y 536nm para betacianinas Cuadro 23.

Cuadro 23: Absorbancia del extracto acuoso en granos crudos de quinua (Betalainas: betacianina λ 536nm y betaxantina λ 480nm)

λ nm	Rosada de Huancayo	Amarilla POQ/55	Fucsia POQ/105	Negra POQ/50	Pasankalla
450	0.233	0.412	0.395	0.506	0.077
480	0.345	1.125	0.456	0.152	0.859
500	0.182	0.322	0.483	0.418	0.059
536	0.234	0.561	0.889	0.179	0.526
550	0.145	0.235	0.468	0.331	0.039
600	0.123	0.199	0.176	0.286	0.027
650	0.105	0.174	0.111	0.243	0.026

Los extractos acuosos del pigmento betalaína en las muestras, presentan mayor absorbancia en las longitudes de onda de 480 nm (betaxantinas – color amarillo) y 536 nm (betacianinas – rojo), sin embargo la absorbancia de la muestra color negra disminuye en estas longitudes de onda. Por el contrario, en las muestras POQ/55 color amarilla y Pasankalla predominan las betaxantinas mientras que en la muestra POA/105 color fucsia predomina las betacianinas. Figura 7.

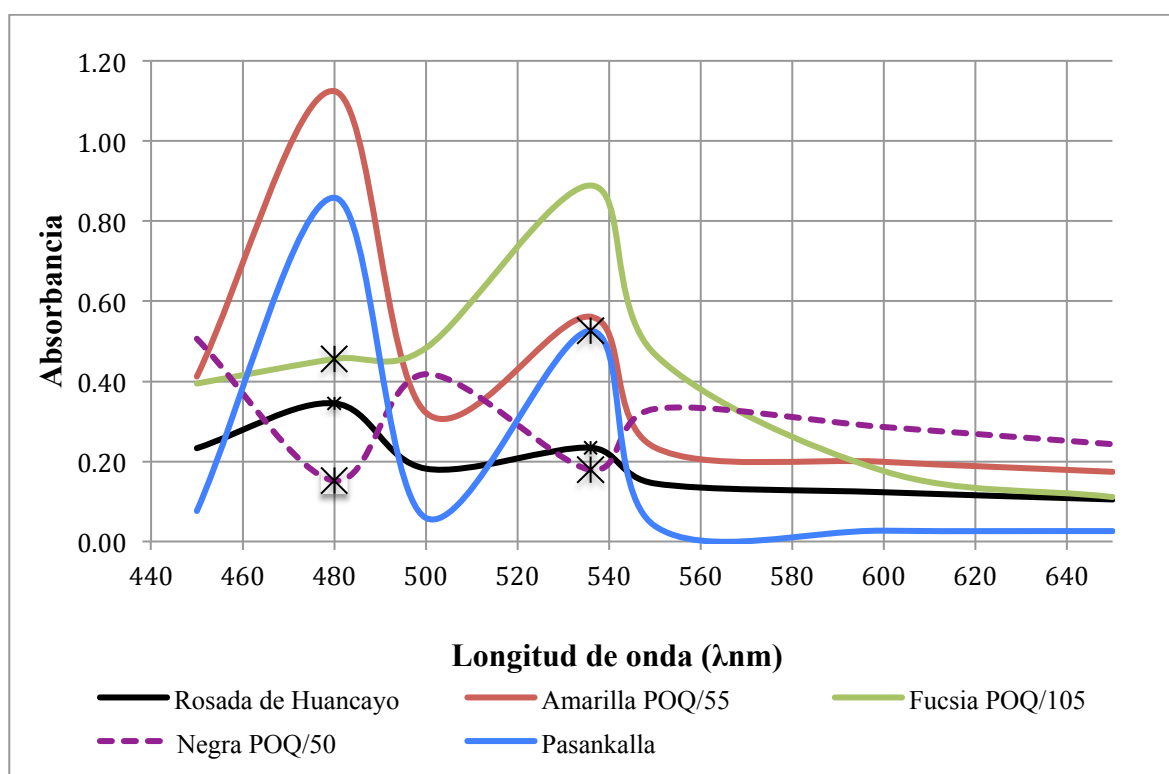


Figura 7: Absorbancia a λ de 450 a 650 nm en extracto acuoso de Betalaínas en muestras de grano crudo de quinua

El extracto acuoso de la muestra POQ/50, color negro, a diferencia de las demás muestras trabajadas, es la única cuya absorbancia disminuye a longitudes de onda de 480 y 536 nm, lo cual indicaría que no presenta ninguno de los dos tipos de betalaínas (betacianinas y betaxantinas); y probablemente el pigmento predominante sea las

Antocianinas, razón por la cual se procedió a extraer este pigmento del grano crudo para su posterior cuantificación.

No se ha encontrado bibliografía acerca de trabajos con respecto a la determinación de antocianinas en quinua ni en la familia amarantácea en general, por lo tanto no existen referencias acerca de metodología ni el tipo de antocianinas presente en la quinua, en tal sentido, se asumió la antocianina Cyanidin (Cyd) por ser la mas estudiada en otras plantas.

De acuerdo a la bibliografía, la antocianina es responsable de los colores rojo, morado azul de muchas frutas y vegetales, por lo tanto solo se determinó antocianinas en las muestras de granos crudos de quinua Negra POQ/50 y Pasankalla, también se incluyó la muestra de Rosada de Huancayo por presentar menor absorbancia en las longitudes de onda de betacianinas.

Cuadro 24: Absorbancia del extracto con etanol acidulado en granos crudos de quinua (λ 535nm)

λ nm	Rosada de Huancayo	Pasankalla	Negra POQ/50
450	0.037	0.058	0.200
500	0.012	0.023	0.093
535	0.001	0.0018	0.0055
550	0.007	0.015	0.045
600	0.003	0.008	0.031
700	0.001	0.001	0.001

Empleando como solución extractora etanol acidulado, se aplicó la metodología para la extracción del pigmento antocianinas en las muestras Rosada de Huancayo, Pasankalla y POQ/50 color negro. Los resultados se muestran en el Cuadro 24, donde se

observa que no presentan antocianinas debido a que la lectura de absorbancia a 536 nm (longitud de onda de las antocianinas) es casi cero.

A este extracto conteniendo el pigmento antocianina, se determinó la absorbancia desde las longitudes de onda de 450 nm a 700 nm, figura 8, a pesar que todos los valores están por debajo de 0.1, a los 536 nm (antocianinas), decae mas aún. En el caso de la muestra POQ/50 color negra, presenta una absorbancia de 0.2 a 450 nm. Lo cual indicaría que esta muestra tampoco contiene antocianinas.

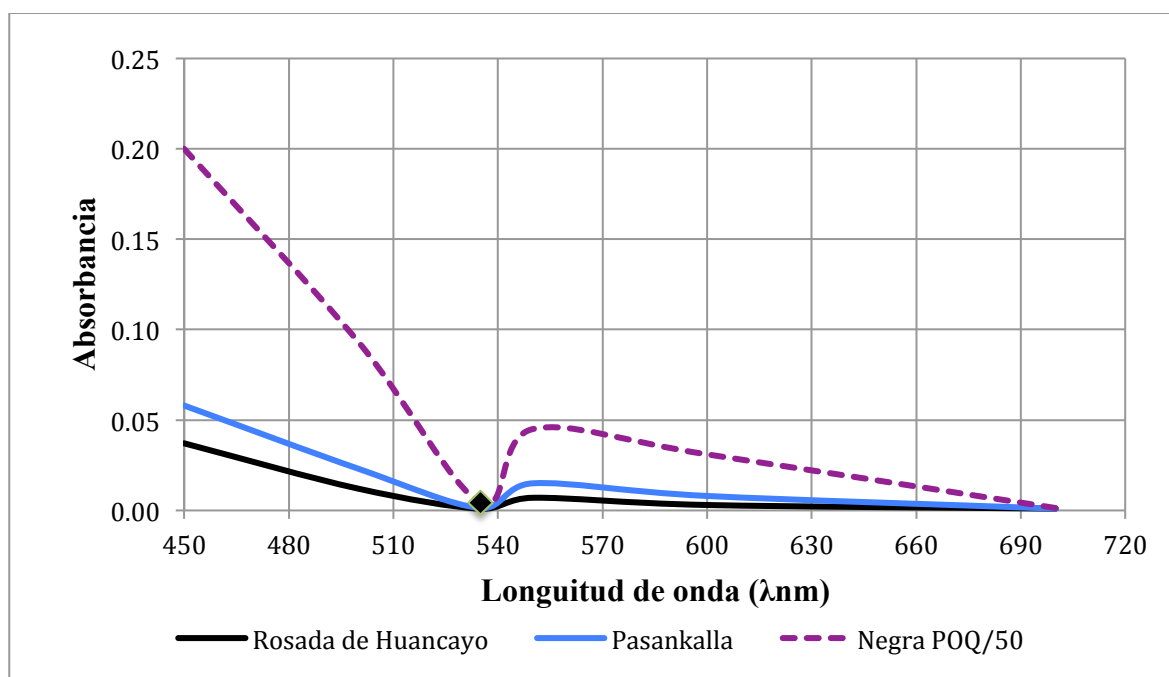


Figura 8: Absorbancia a λ de 450 a 700 nm en extracto con etanol acidulado de Antocianinas en muestras de grano crudo de quinua

A pesar que la mayor absorbancia de betaxantinas corresponden a la muestra amarilla POQ/55, y la mayor absorbancia de betacianina corresponde a la muestra fucsia POQ/105; al cuantificar estos pigmentos, Cuadro 25, resulta que la muestra que presenta

mayor contenido de ambos pigmentos es la Fucsia, esto puede deberse a que al no existir parámetros específicos para la quinua (E coeficiente de extinción, PM peso molecular, etc.), se han asumido los valores para amarantina e isoamarantina, betalainas propias de la kiwicha. Además, de acuerdo al tipo de pigmento antocianina o betalaina, propias de cada planta, la longitud de onda a la cual presenta mayor absorbancia puede variar ligeramente, tal como se muestran en los Cuadros 11 y 14 respectivamente.

En el Cuadro 25 también, se puede apreciar que las muestras de grano crudo, presentan mayor porcentaje del pigmento amarillo de las betalaina (betaxantina), lo contrario a lo reportado por Cai *et al.* (1998b) en su trabajo de cuantificación del pigmento betacianina en extractos acuosos de diversas especies de *Amarantus*, determinando un promedio de 80% de betacianina y 19% de betaxantina.

Cuadro 25: Contenido de los pigmentos betaxantinas, betacianinas y betalainas totales en extractos acuosos de las 5 muestras de grano crudo

MUESTRA	mg / 100 g de extracto acuoso de grano crudo BS				
	Betacianina		Betaxantina		Betalaina total
	mg	%	mg	%	mg
Rosada de Huancayo	0.54	15.38	2.98	84.62	3.53
Amarilla POQ/55	1.47	19.15	6.20	80.85	7.67
Fucsia POQ/105	9.41	25.89	26.92	74.11	36.32
Negra POQ/50	1.30	15.70	6.99	84.30	8.29
Pasankalla	0.60	31.74	1.29	68.26	1.89
Promedio		21.57		78.43	

Asimismo, se puede observar que la muestra POQ/105 fucsia presenta mayor cantidad de betacianina (pigmento rojo) y también mayor cantidad de betaxantina (pigmento amarillo), lo cual coincide con lo reportado por Castellanos (2008) en el estudio de identificación de los patrones de betalainas en tunas mexicanas. De acuerdo a Soriano (2007), en el caso de la “jiotilla” (fruto del cactus), el principal componente de las

betalaínas fueron las betaxantinas (60 %), al contrario del betabel, donde el principal componente son las betacianinas. No se ha reportado estudios en quinua de colores.

4.2. EFECTO DEL PROCESO DE LAVADO Y COCCIÓN EN EL CONTENIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS, BETALAINAS (BETACIANINAS Y BETAXANTINAS), LUMINOSIDAD Y TONOS DE COLOR

4.2.1 FENOLES TOTALES

De acuerdo a la Figura 9, se puede observar que siendo la muestra de quinua POQ/105 color fucsia la que presenta mayor contenido de fenoles totales, es la que mayor perdida de fenoles presenta por efecto del lavado, pero se recupera luego de la cocción, siendo la que mayor contenido presenta luego de la cocción.

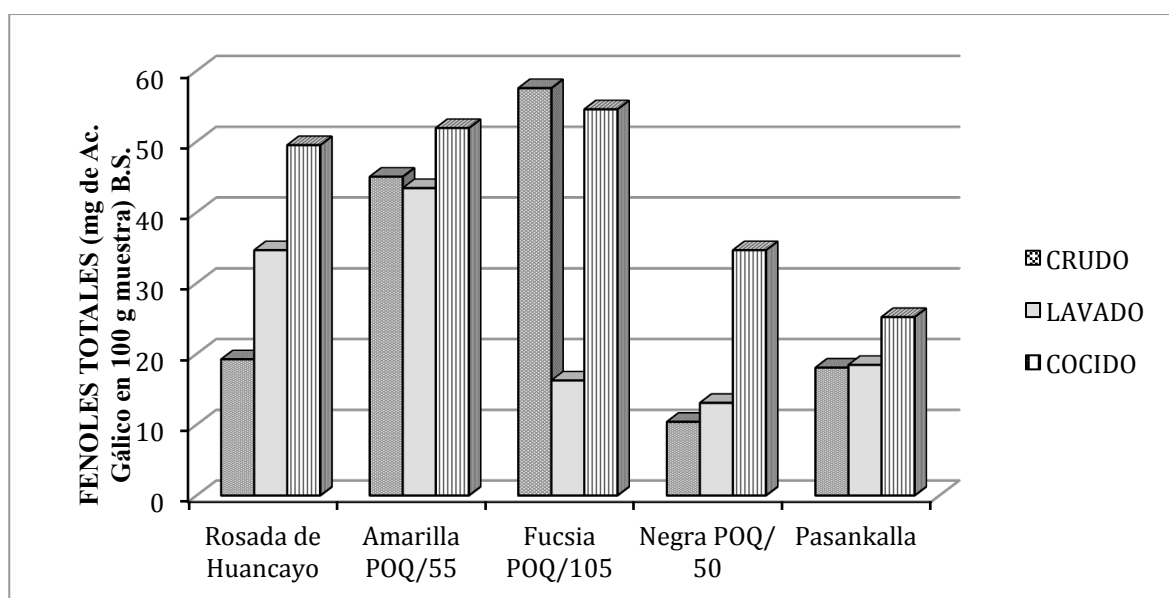


Figura 9: Variación de Fenoles Totales, expresado en ácido gálico con respecto al tratamiento de quinua

En el Cuadro 26 se aprecia que por efecto del lavado aumenta el contenido de fenoles totales en las muestras Rosada de Huancayo y Negra POQ/50 y ligeramente en la Pasankalla, contrariamente, en las muestras POQ/105 fucsia y POQ/55 amarilla, disminuyen. Luego de la cocción todas las muestras presentan un incremento del contenido de fenoles totales con respecto al contenido en los granos lavados. Este incremento de los fenoles totales puede deberse al proceso de cocción, tal como lo indicado por Astuhuaman (2007), en cuya investigación las muestras de quinua experimentaron un ligero aumento en el contenido de polifenoles totales por el proceso cocción-extrusión, atribuyéndolo a que se trata de un proceso HTST, altas temperaturas pero en corto tiempo, evitando la degradación de nutrientes termolábiles. La misma explicación fue señalada por Dewanto *et al.* (2002), citado por Repo (2011) quien descubrió que la actividad antioxidante y el contenido de fenoles totales en el maíz dulce, se incrementaba durante el proceso térmico, asimismo, que en los cereales los ácidos fenólicos se encuentran de forma libre, esterificada y enlaces insolubles.

Cuadro 26: Variación del contenido de Fenoles Totales por efecto del lavado y la cocción

FENOLES TOTALES (mg de Ac. Gálico en 100 g muestra) en B.S.						
MUESTRA	CRUDA	LAVADA	% de variación de cruda a lavada	COCIDA	% de variación de lavada a cocida	% de variación de cruda a cocida
Rosada de Huancayo	21.71	39.15	44.55	58.84	33.46	63.11
Amarilla POQ/55	50.94	50.35	-1.18	61.91	18.67	17.72
Fucsia POQ/105	65.04	19.64	-231.16	65.18	69.87	0.22
Negra POQ/50	11.10	14.70	24.51	40.79	63.97	72.80
Pasankalla	20.47	20.83	1.72	29.89	30.33	31.53

Piga *et al.* (2003), mencionan que al secar ciruelas a 60°C el contenido de compuestos fenólicos se reducía a casi la mitad, pero al secarlas a 85°C, se mantenían

dichos compuestos; explican que esto se debe a que a temperaturas altas las enzimas de oxidación se inactivan más rápido eliminándose su acción durante el secado, señalan además, que cuando el tratamiento térmico es más drástico es posible que se formen compuestos fenólicos.

Cuadro 27: Promedios de Fenoles Totales y betalaínas (betacianinas y betaxantinas) en los tres tratamientos de las 5 muestras de granos de quinua.

Muestras de Quinua en grano	Fenoles Totales (mg de Ac. Gálico en 100 g muestra) B.S.	mg Betacianina / 100 g de extracto acuoso en B.S.	mg Betaxantina / 100 g de extracto acuoso en B. S.
Tratamiento: grano crudo			
Rosada de Huancayo	21.71	0.54	2.98
Amarilla POQ/55	50.94	1.47	6.20
Fucsia POQ/105	65.04	9.41	26.92
Negra POQ/50	11.10	1.30	6.99
Pasankalla	20.47	0.60	1.29
Tratamiento: grano lavado			
Rosada de Huancayo	39.15	0.49	1.03
Amarilla POQ/55	50.35	0.43	0.61
Fucsia POQ/105	19.64	0.99	1.24
Negra POQ/50	14.70	1.01	1.14
Pasankalla	20.83	0.29	1.36
Tratamiento: grano cocido			
Rosada de Huancayo	58.84	1.11	1.75
Amarilla POQ/55	61.91	0.69	0.26
Fucsia POQ/105	65.18	0.72	0.63
Negra POQ/50	40.79	1.05	1.87
Pasankalla	29.89	0.44	1.40

En el Cuadro 27 se muestran las variaciones que sufre el contenido de fenoles y betalaínas por efecto del lavado y cocción de los granos. En las muestras POQ/55 color amarilla y Pasankalla no existen diferencias significativas de Fenoles Totales entre los granos crudo y lavado, pero la diferencia si es significativa con el grano cocido. En la muestra POQ/105 color fucsia no existe diferencia significativa de Fenoles Totales entre los granos crudo y cocido, pero si son significativamente diferentes con el grano lavado. El contenido de Fenoles Totales en los granos crudos, lavado y cocido de las muestras Rosada de Huancayo y POQ/50 color negra son significativamente diferentes.

De acuerdo a los trabajos realizados por Repo (2011), el contenido de compuestos de fenoles totales en 4 variedades de quinua, se incrementa durante el proceso de extrusión, asimismo, indica que si durante la etapa de extracción para la determinación del contenido de fenoles totales, solamente se utiliza metanol, entonces algunos polifenoles pueden que no estén incluidos en el extracto, razón por la cual aumenta el contenido de fenoles luego del tratamiento térmico.

4.2.2 ANTOCIANINAS Y BETALAINAS: BETACIANINAS y BETAXANTINAS

Teniendo en cuenta que los extractos del pigmento antocianinas de las muestras estudiadas no presentaron absorción en el espectro de estos pigmentos y por el contrario si hubo absorción en el espectro de las betalaínas; se procedió a determinar solamente la presencia de betalaínas en los tratamientos a los cuales fueron sometidos los granos de quinua.

En todos los granos crudos de las muestras de quinua estudiadas, prevalece el pigmento betaxantina (tonos amarillos) sobre la betacianina (tonos rojos), Figura 10. En los Cuadros 28 y 29, se puede apreciar que las betacianinas (pigmento rojo) y betaxantinas (pigmento amarillo) disminuyen con el lavado en todas las muestras, esto debido a que las betalaínas, en general, son solubles en agua. Sin embargo luego de la cocción solamente la

betacianina en la muestra Fucsia POQ/105 sigue disminuyendo ligeramente, las demás muestras presentan un aumento, lo cual puede explicarse con lo señalado por Schwartz (2000), la degradación por efecto del calentamiento, de la betanina (principal betacianina en la remolacha) a BA (ácido betalámico) y CDG (ciclodopa-5-O-glucósido) es reversible, y por tanto ocurre ciertas regeneración parcial del pigmento después de calentar. En cuanto a la betaxantina, sigue disminuyendo luego de la cocción en las muestras POQ/105 fucsia y POQ/55 amarilla. Además se debe tener en cuenta que la cocción es en agua, por lo tanto aquellas muestras con mayor contenido de estos pigmentos, continúan disolviéndose al mezclarlo con el agua de cocción.

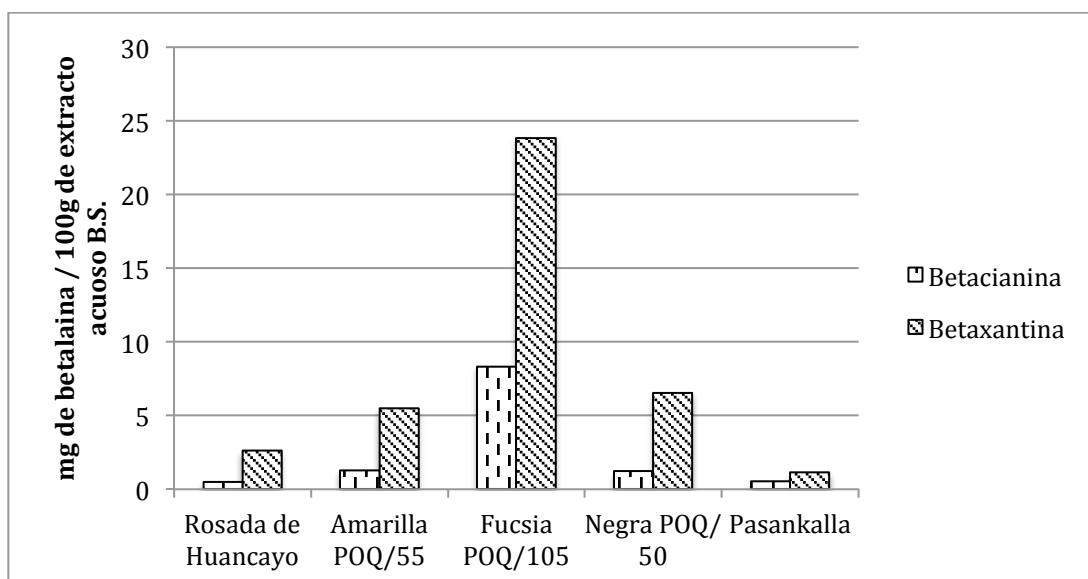


Figura 10: Variación del contenido de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) en las muestras de grano crudo de quinua

Esta disminución de las betalainas por efecto del lavado y mas aún por efecto de la cocción, Figura 11, coincide con lo señalado por Cai *et al.* (2001), altas temperaturas (60 y 80 °C) hacen que las betaxantinas, amarantina y betanina, se degraden rápidamente, indicando que todas son inestables a temperaturas altas. De acuerdo con Azaedo (2009), durante el proceso de calentamiento, la betanina puede degradarse por isomerización,

decarboxilación o segmentación (por calor o ácido) resultando en una reducción gradual del color rojo y eventualmente la aparición de un color marrón claro.

Las demás muestras presentan un bajo contenido de betacianina, y no varían de la misma manera por efecto del lavado o cocción, en algunas el contenido de betacianinas aumenta y en otras disminuye. La muestra POQ/50 color negra disminuye ligeramente su contenido de betacianina por efecto del lavado pero se mantiene luego de la cocción. Las muestras Rosada de Huancayo, Pasankalla y la POQ/55 color amarilla, disminuyen con el lavado pero aumentan después de la cocción.

Cuadro 28: Variación del contenido de betacianinas (λ 536 nm), por efecto del lavado y la cocción.

mg Betacianina / 100 g de extracto acuoso						
MUESTRA	CRUDA	LAVADA	% de variación de cruda a lavada	COCIDA	% de variación de lavada a cocida	% de variación de cruda a cocida
Rosada de Huancayo	0.54	0.49	-12	1.11	56	51
Amarilla POQ/55	1.47	0.43	-242	0.69	38	-112
Fucsia POQ/105	9.41	0.99	-852	0.72	-38	-1213
Negra POQ/50	1.30	1.01	-29	1.05	3	-24
Pasankalla	0.60	0.29	-105	0.44	33	-37

Durante el proceso de atomizado del ayrampo Sarmiento (2003), se observó ciertos incrementos del pigmento, citando lo observado por Reynoso *et al.* (1997), quien explicó que durante la degradación térmica de las betalainas de frutos de cactaceas, el primer paso involucra el ataque nucleofílico por el agua en la posición del C-11 en la molécula de la betanina, resultando moléculas de ciclodopa-5-O-glicosídico y ácido betalámico, estos dos productos luego pueden unirse en base a una condensación y de esta manera regenerar la

molécula de betanina; la cantidad de betanina degradada y regenerada después de un tratamiento térmico depende no solo de la temperatura y del pH al que fueron sometidos, sino también de la concentración.

Cuadro 29: Variación del contenido de betaxantinas (λ 480 nm) por efecto del lavado y la cocción.

mg Betaxantina / 100 g de extracto acuoso						
MUESTRA	CRUDA	LAVADA	% de variación de cruda a lavada	COCIDA	% de variación de lavada a cocida	% de variación de cruda a cocida
Rosada de Huancayo	2.98	1.03	-191	1.75	41	-71
Amarilla POQ/55	6.20	0.61	-909	0.26	-134	-2263
Fucsia POQ/105	26.92	1.24	-2069	0.63	-96	-4154
Negra POQ/50	6.99	1.14	-511	1.87	39	-274
Pasankalla	1.29	1.36	5	1.40	3	8

En la muestra POQ/55 color amarilla, el contenido de betacianina en el grano crudo, lavado y cocido es significativamente diferente. En las muestras POQ/105 color fucsia y POQ/50 color negra el contenido de betacianinas no presenta diferencias significativas en los granos lavados y cocidos.

En las muestras de colores, es decir a excepción de la Rosada de Huancayo, los mg de betacianinas disminuyen por efecto de la cocción, ver Cuadro 29. Según Cai y Corke (2000) las betacianinas son fácilmente afectadas por la temperatura, oxígeno, luz y la actividad de agua, y por encima de 180°C/96°C produce mayor pérdida de betacianinas.

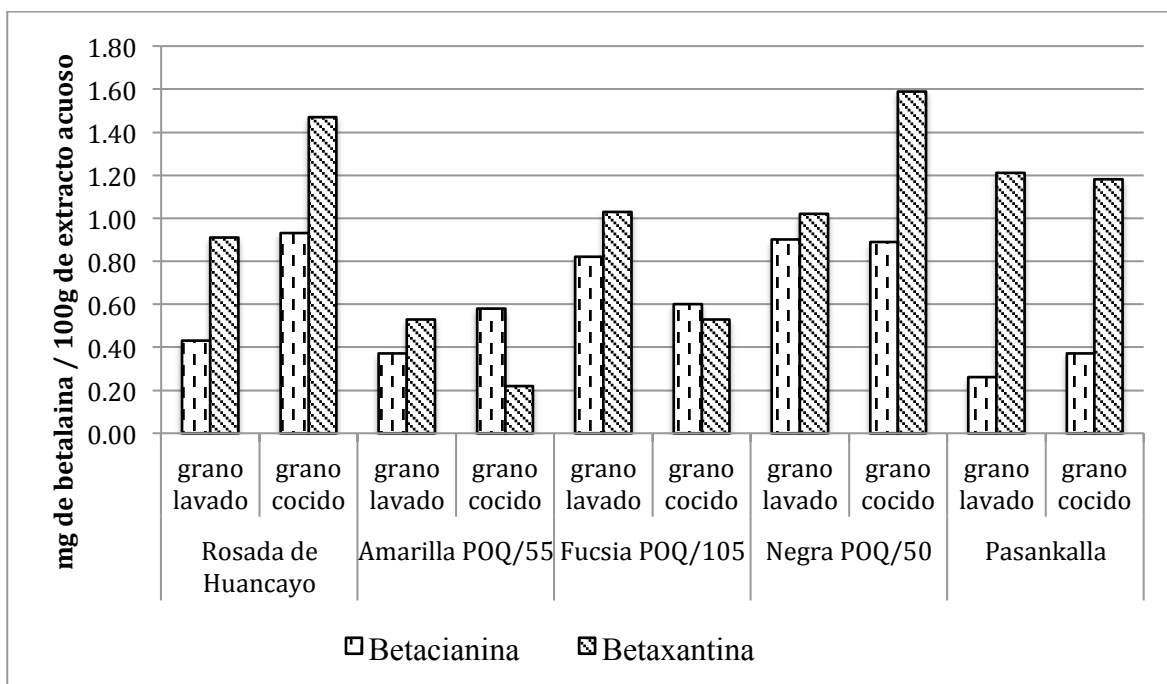


Figura 11: Variación del contenido de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) en las muestras de grano lavado y cocido de quinua

El presente estudio es el primero en determinar betalaínas en granos de quinua y comparar su contenido luego de la cocción; por lo tanto se ha asumido la metodología y los factores utilizados en otros vegetales del orden Caryophyllales (Centrospermales) para determinar las betacianinas y betaxantinas.

4.2.3 COLORIMETRIA

En los granos crudos de la muestra POQ/105 (fucsia), sobresale la tonalidad a*, tendencia al rojo; mientras que en los granos crudos de la muestra POQ/55 (amarillo), sobresale la tonalidad b*, tendencia hacia los amarillos. Sin embargo en ambas muestras también están presentes la otra tonalidad, es por ello que la muestra POQ/105 no es completamente roja, sino mas bien fucsia o purpura; asimismo la muestra POQ/55 se

puede denominar naranja y no un amarillo puro. En los granos de la muestra Rosada de Huancayo también predomina la tonalidad b*, dando un color crema. Estas tonalidades se pueden observar en la Figura 12 y los valores se encuentran en el Cuadro 30. Las demás muestras presentan poca tonalidad de color, es decir no se observa color.

Cuadro 30: Resultados promedios de colorimetría en los tres tratamientos de las 5 muestras de granos de quinua.

Muestras de Quinua en grano	COLORIMETRÍA		
	Luminosidad L*	Tonalidad a* -60(verde) a +60(rojo)	Tonalidad b* -60(azul) a +60(amarillo)
Tratamiento: grano crudo			
Rosada de Huancayo	64.59	3.72	17.87
Amarilla POQ/55	55.13	12.88	37.80
Fucsia POQ/105	35.03	25.74	12.96
Negra POQ/50	32.06	2.91	7.79
Pasankalla	56.95	5.06	10.71
Tratamiento: grano lavado			
Rosada de Huancayo	61.08	3.27	17.51
Amarilla POQ/55	64.11	5.07	30.45
Fucsia POQ/105	52.48	10.63	20.67
Negra POQ/50	30.68	2.78	7.13
Pasankalla	36.38	15.85	12.16
Tratamiento: grano cocido			
Rosada de Huancayo	50.91	2.65	17.30
Amarilla POQ/55	52.85	3.31	26.06
Fucsia POQ/105	44.82	5.13	18.55
Negra POQ/50	26.23	4.54	3.99
Pasankalla	36.23	8.58	5.03

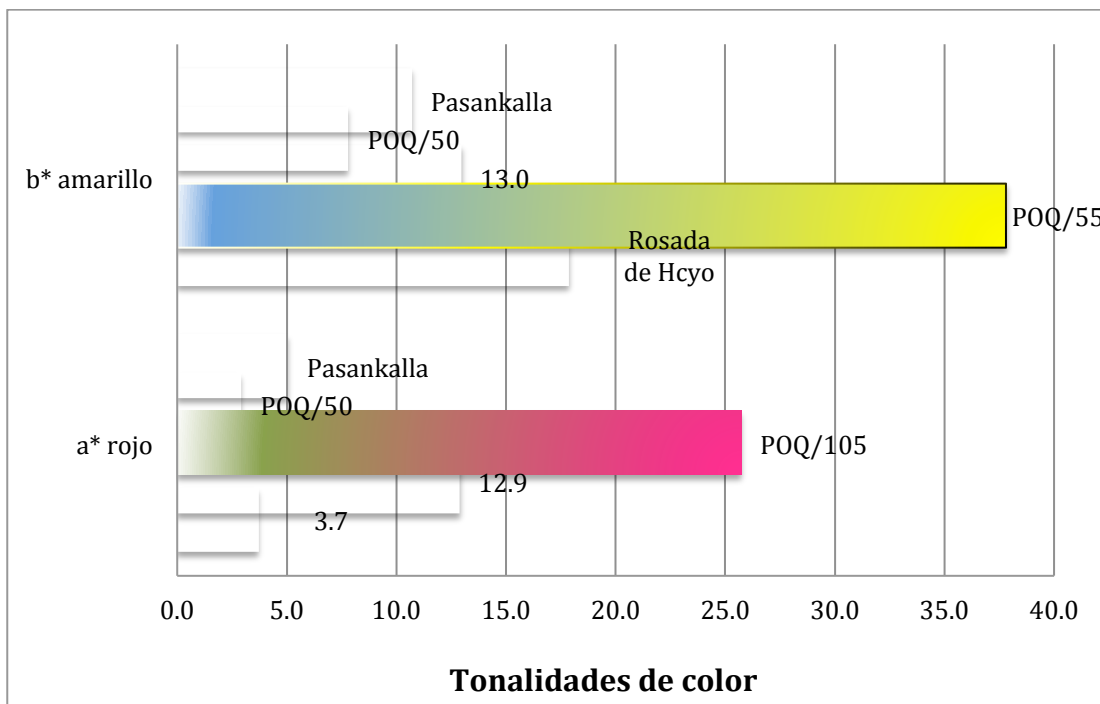


Figura 12: Tonalidades de color en las muestras de grano crudo de quinua

En el análisis colorimétrico de las muestras se determinó la luminosidad y los tonos rojos (a*) y amarillos (b*), Cuadro 30. Las muestras de color Amarilla y Fucsia adquieren mayor iluminación luego del lavado, mientras que la iluminación del grano de quinua de color negro es mas estable, no hay mayor influencia del lavado y cocción, Figura 13.

Con el lavado las muestras POQ/55, POQ/105 y Rosada de Huancayo, disminuyen su tonalidad de color y luego de la cocción predomina los tonos hacia amarillo (b*). Sin embargo la muestra Pasankalla toma una tonalidad roja luego del lavado, mientras que la tonalidad de POQ/50 (negra) se mantiene. En las muestras POQ/50 color negra y Pasankalla no existe diferencia significativa del tono amarillo (b*) entre los granos crudo y lavado, sin embargo, en el grano cocido disminuye este tono. Esto indicaría que el tono de color en la muestra POQ/50 (negra) no está dado por la parte externa del grano, como si ocurre en las demás muestras, Figuras 14 y 15. Las tonalidades de las muestras de Rosada

de Huancayo no sufren alteración por efecto del lavado y cocción, predominando la tonalidad amarilla (b^*), lo cual indicaría que la parte externa e interna del grano son del mismo tono.

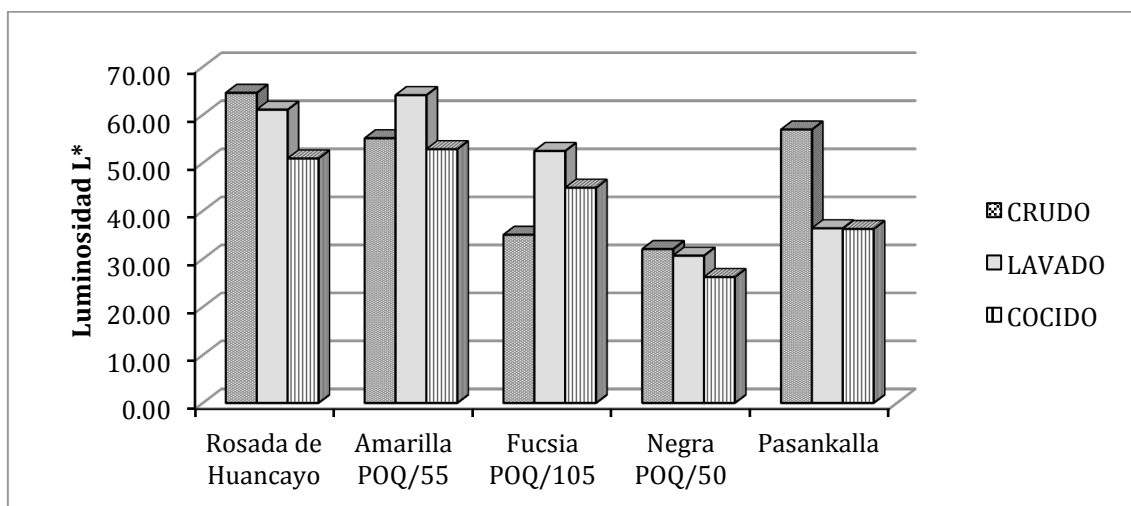


Figura 13: Variación colorimetría – Luminosidad L^* - de la quinua cruda, lavada y cocida

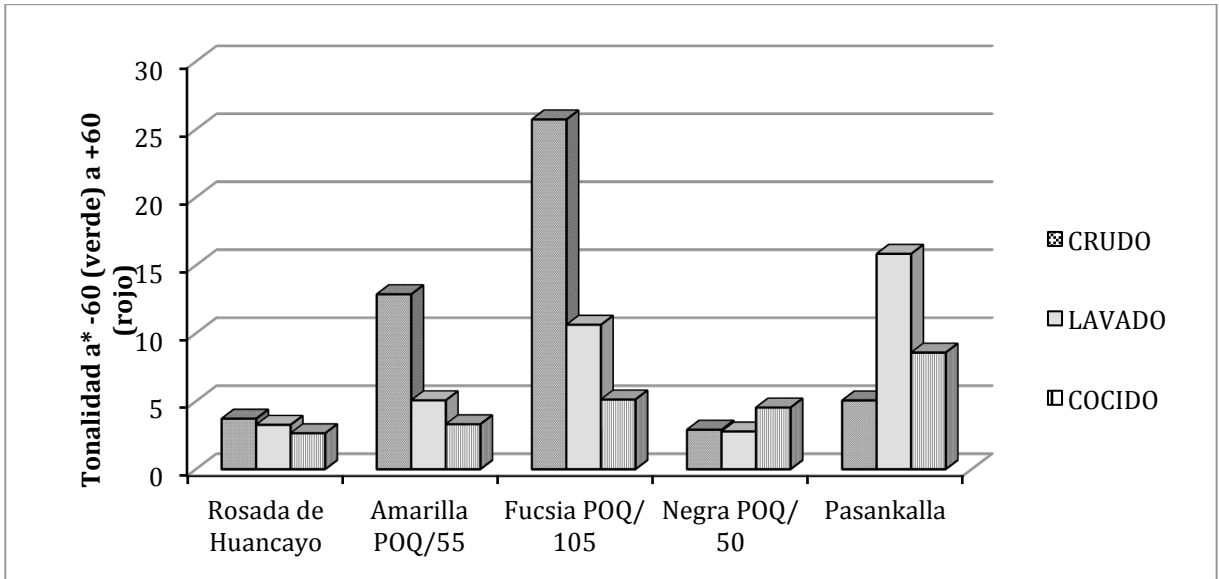


Figura 14: Variación colorimetría – tonalidad hacia roja (a*) - de la quinua cruda, lavada y cocida

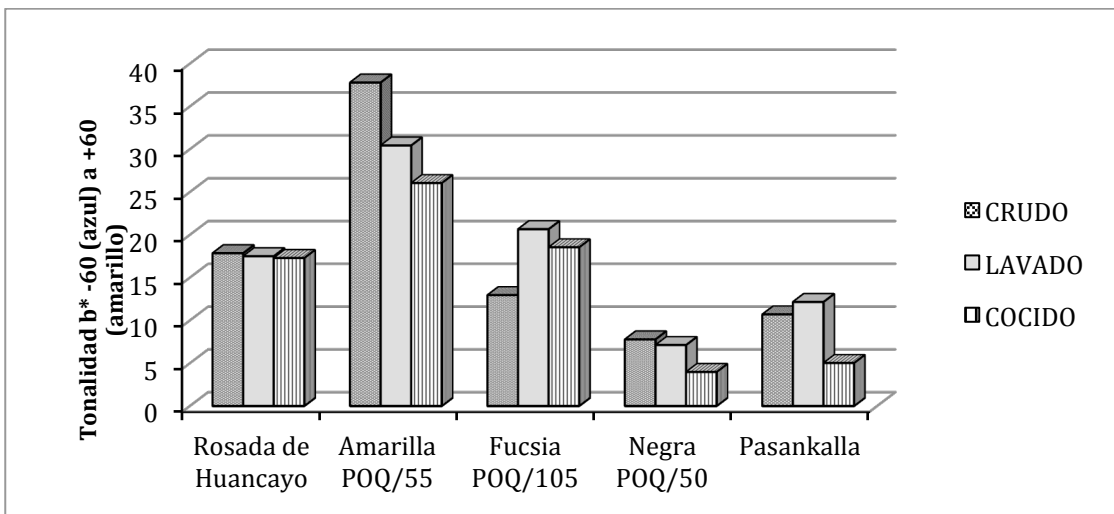


Figura 15: Variación colorimetría – tonalidad hacia amarilla (b*) - de la quinua cruda, lavada y cocida

Luego de la cocción las muestras Pasankalla y Negra son las que presentan mayor pérdida del tono amarillo (b*), Cuadro 31.

Cuadro 31: Variación de la tonalidad amarilla (b*) por efecto de la cocción

Tonalidad b* de color -60(azul) a +60(amarillo)			
MUESTRA	CRUDA	COCIDA	% de variación
Amarilla POQ/55	37.8	26.1	-31.1
Rosada de Huancayo	17.9	17.3	-3.2
Fucsia POQ/105	13.0	18.6	43.1
Pasankalla	10.7	5.0	-53.0
Negra POQ/50	7.8	4.0	-48.8

4.3. ESTABLECIMIENTO DE LA RELACIÓN ENTRE EL CONTENIDO DE FENOLES Y BETALAINAS (BETACIANINAS Y BETAXANTINAS);, EN TRES TIPOS DE TRATAMIENTO (CRUDO, LAVADO, COCIDO).

En las Figuras 16, 17 y 18 se comparan la variación del contenido de fenoles totales expresado en mg. de ácido gálico/100 g de muestra, vs. los mg de betacianinas y betaxantinas /100 g de extracto acuoso de muestras de granos de quinua. Solamente en los granos crudos de la muestra Fucsia POQ/105, existe una relación directa, es decir la muestra que presenta mayor contenido de fenoles totales, también presenta mayor cantidad de betacianinas y betaxantinas (muestra POQ/105, color fucsia). Por lo tanto, solamente en la muestra color fucsia se puede establecer una correlación entre la pérdida de betaxantinas y fenoles totales por efecto del lavado, en las demás muestras no se puede establecer esta correlación, Figura 17 y 18.

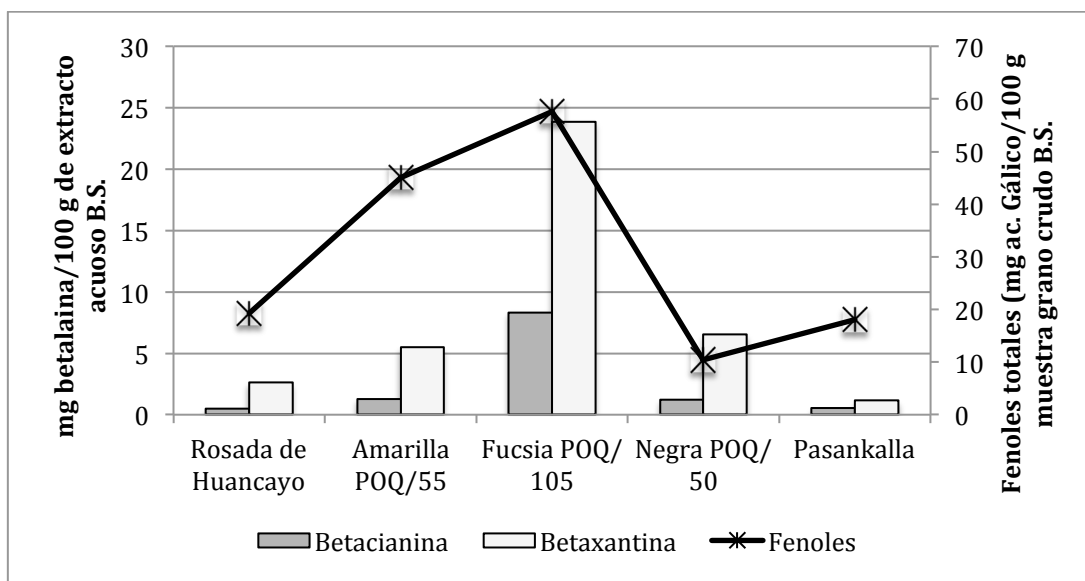


Figura 16: Comparación del contenido de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) y fenoles totales en las cinco muestras de grano de quinua cruda

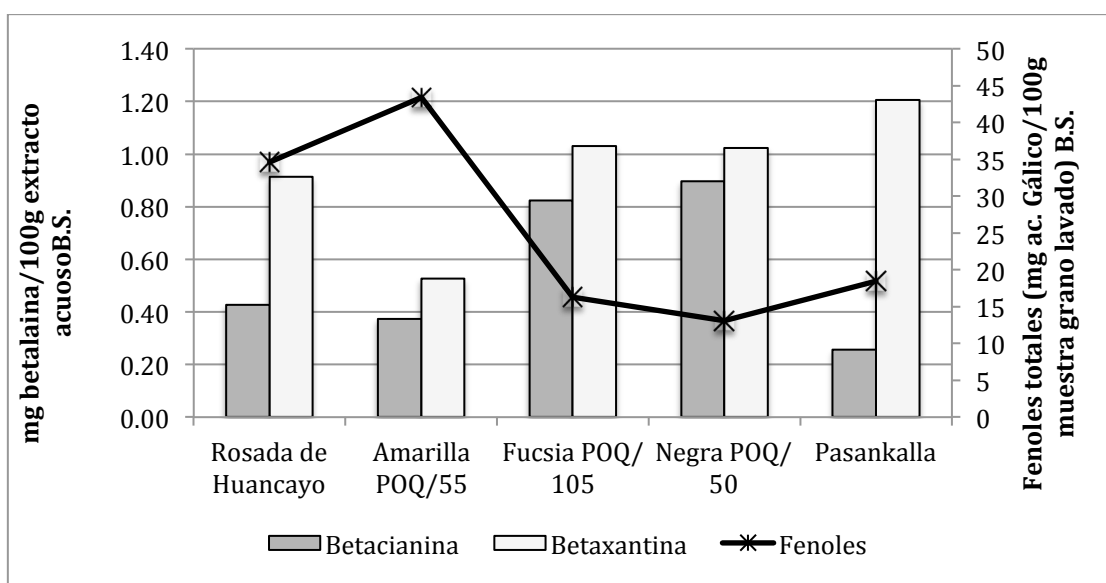


Figura 17: Comparación del contenido de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) y fenoles totales en las cinco muestras de grano de quinua lavada

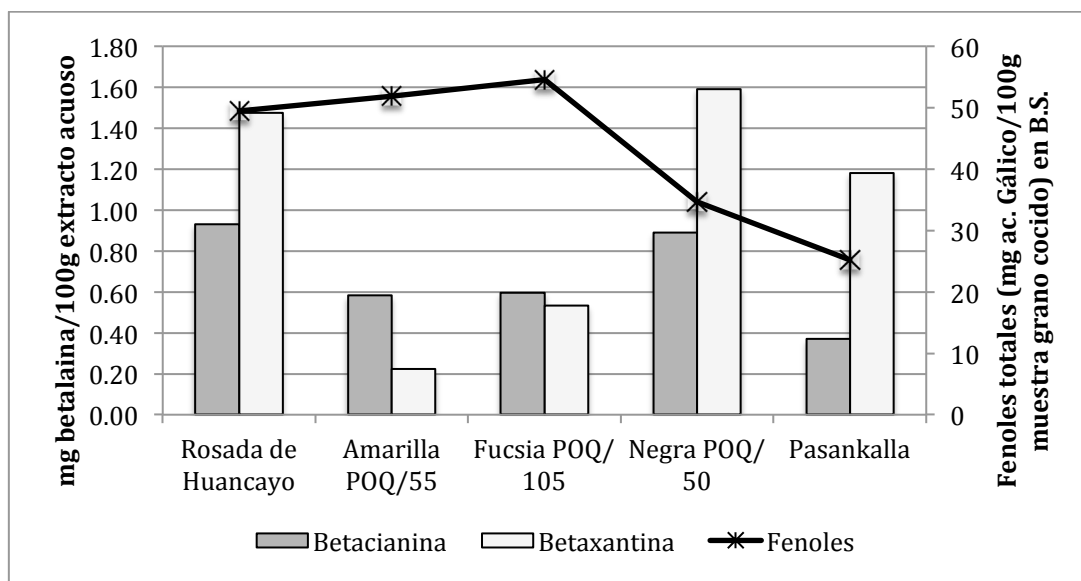


Figura 18: Comparación del contenido de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) y fenoles totales en las cinco muestras de grano de quinua cocida.

4.3.1. Variación del contenido de fenoles totales y Betalainas (betacianinas y betaxantinas) con respecto a los tonos de color en los granos crudos, lavado y cocido

Uno de los objetivos de la presente investigación fue determinar el contenido de fenoles totales de acuerdo a la tonalidad del color de los granos; Se observa que las muestras de grano crudo que presentan mayor tonalidad hacia el rojo a*, Figura 19, y las muestras con mayor tono hacia amarillo (b*), Figura 20, son las que tienen los mayores contenidos de fenoles totales en grano crudo, es decir, las muestras POQ/105, POQ/55 y Rosada de Huancayo.

Sin embargo al disminuir el contenido de fenoles totales con el lavado, también se observa disminución de la tonalidad de color. Con la cocción ambas muestras presentan la misma tonalidad y fenoles Figura 21 y 22.

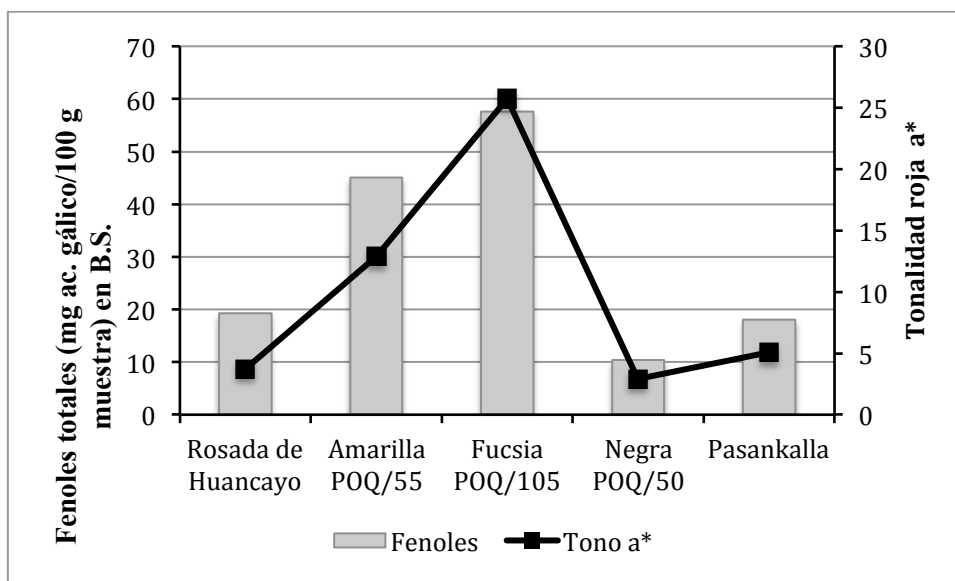


Figura 19: Comparación de Fenoles totales y los tonos rojos (a*) del color en granos de quinua crudo

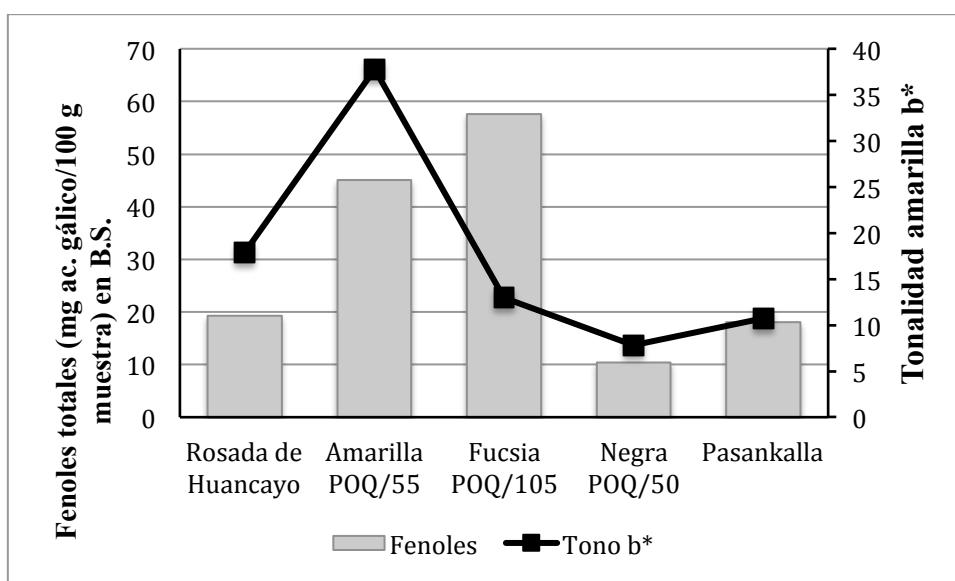


Figura 20: Comparación de Fenoles totales y los tonos amarillos b* del color en granos de quinua crudo

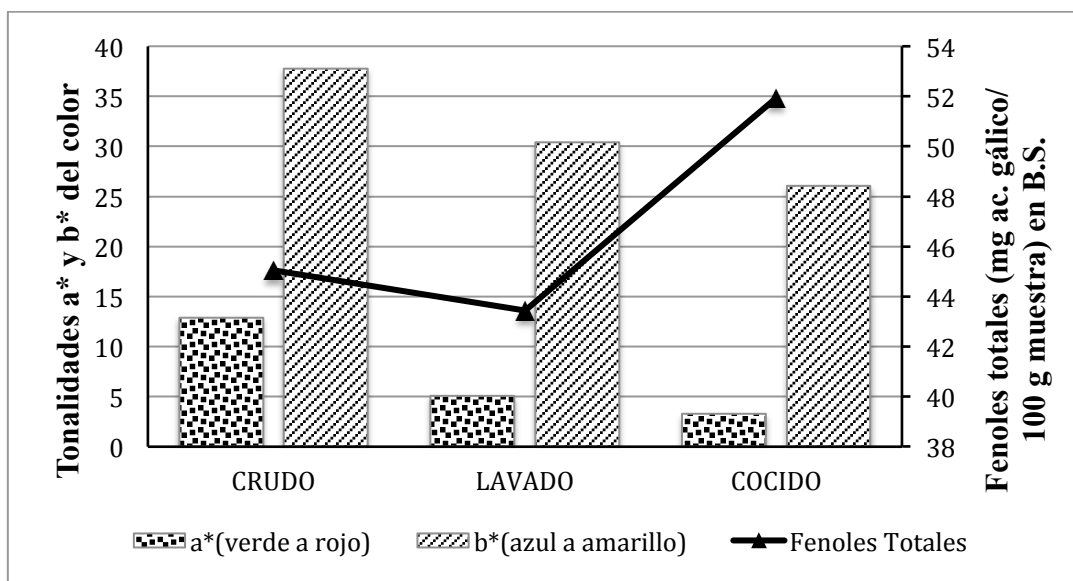


Figura 21: Comparación de los fenoles totales y los tonos rojos a* y amarillos b* del color en granos de quinua POQ/55 color Amarilla cruda, lavada y cocida

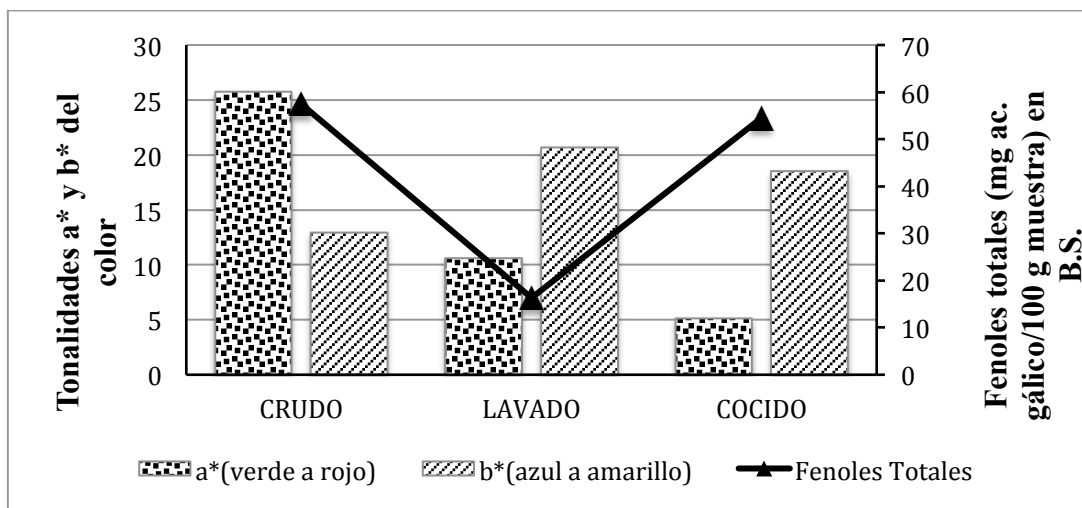


Figura 22: Comparación de los fenoles totales y los tonos rojos a* y amarillos b* del color en granos de quinua POQ/105 color fucsia cruda, lavada y cocida.

En la muestra de granos de quinua POQ/50 color negra, los tonos a* (a rojo) aumentan con el lavado y luego con la cocción, mientras que los tonos b* (amarillo) disminuyen. En este caso los fenoles aumentan al disminuir el tono amarillo (b*) y aumentar el tono rojo (a*), Figura 23.

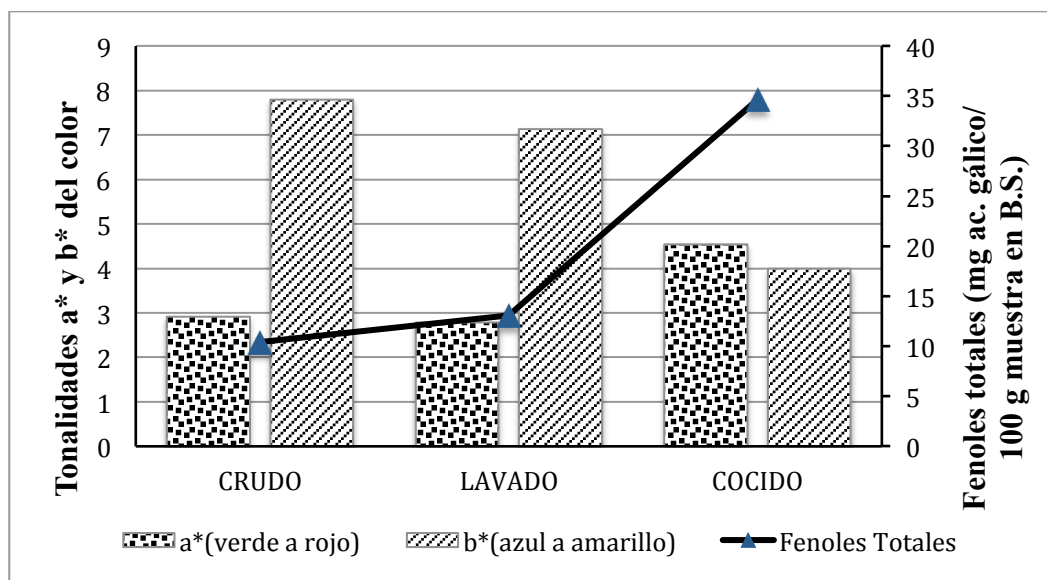


Figura 23: Comparación de los fenoles totales y los tonos rojos a* y amarillos b* del color en granos de quinua POQ/50 color Negra cruda, lavada y cocida.

En todas las muestras, a excepción de la Pasankalla, la luminosidad disminuye con el lavado. En la Figura 24 se puede observar que los tonos rojos a* y amarillos b* aumentan con el lavado pero disminuyen con la cocción, en el grano crudo predominaba el tono amarillo b* y en el grano cocido se torna a tonalidad roja a*. Esto indicaría que el pigmento responsable de este tono rojo en la muestra Pasankalla, se encuentra en la parte interna del grano, resistente a las operaciones de lavado y cocción.

El lavado ni la cocción altera la tonalidad de color de los granos de la muestra Rosada de Huancayo, sin embargo luego de la cocción, los granos de las muestras de

colores fucsia y amarillo, adquieren una tonalidad semejante a la de Rosada de Huancayo, entre 17 a 26, es decir hacia amarillo, lo cual indica que el color de los granos color fucsia y amarillo está dado por pigmentos solubles en agua (betalaínas) ubicados en la parte externa del grano la cual se desprende fácilmente con las operaciones de lavado.

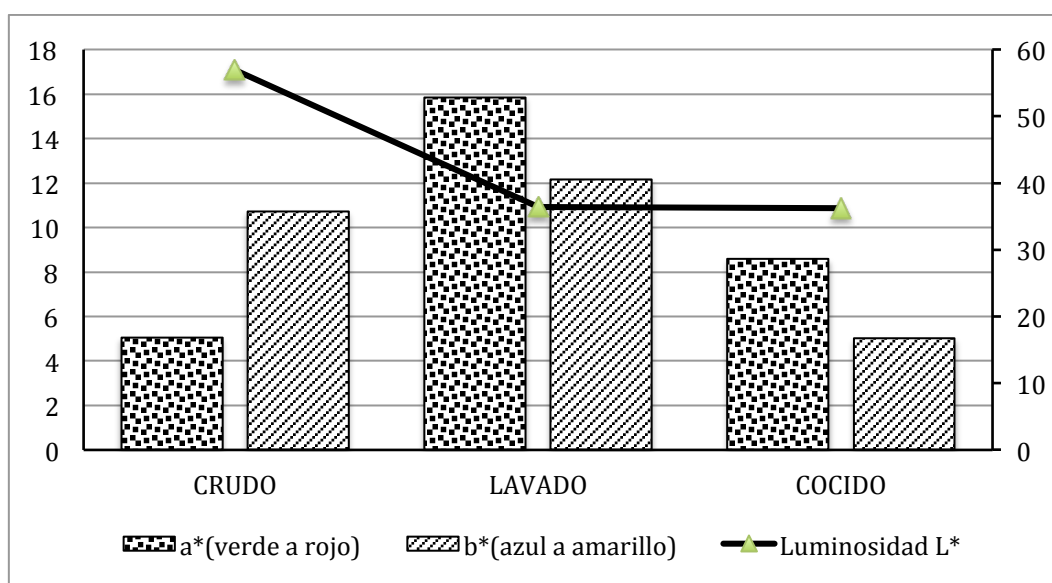


Figura 24: Comparación de los fenoles totales y los tonos rojos a* y amarillos b* del color en quinua Pasankalla

La muestra de granos crudos con mayor color de tono rojo, POQ/105 (fucsia), corresponde a los que presentan mayor absorción en el espectro de las betacianinas (480nm), debido a que este pigmento pertenece al grupo de color rojo-violeta de las betalaínas, Figura 25. Asimismo, los granos crudos con mayor color de tono amarillo, POQ/55 (amarilla), corresponden a los que presentan mayor absorción a una longitud de onda de 536 nm, betaxantinas, Figura 26. Esto demuestra que el color en estas muestras de quinua está dado por el pigmento betalaína.

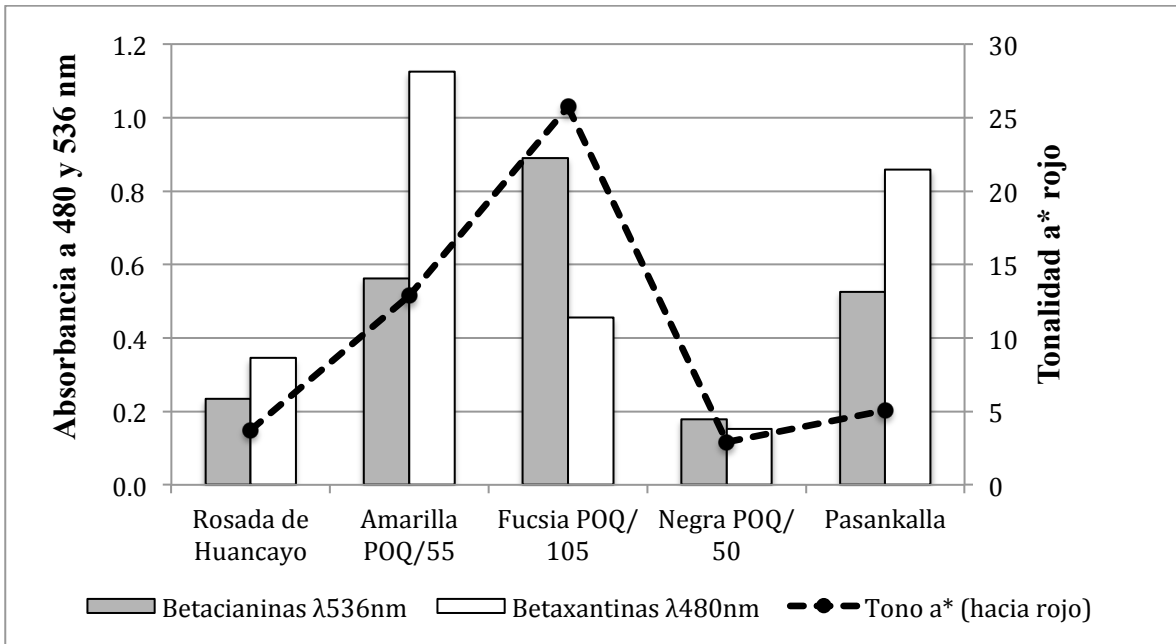


Figura 25 : Comparación tono a* (hacia rojo) con la absorbancia del extracto de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) en granos crudos

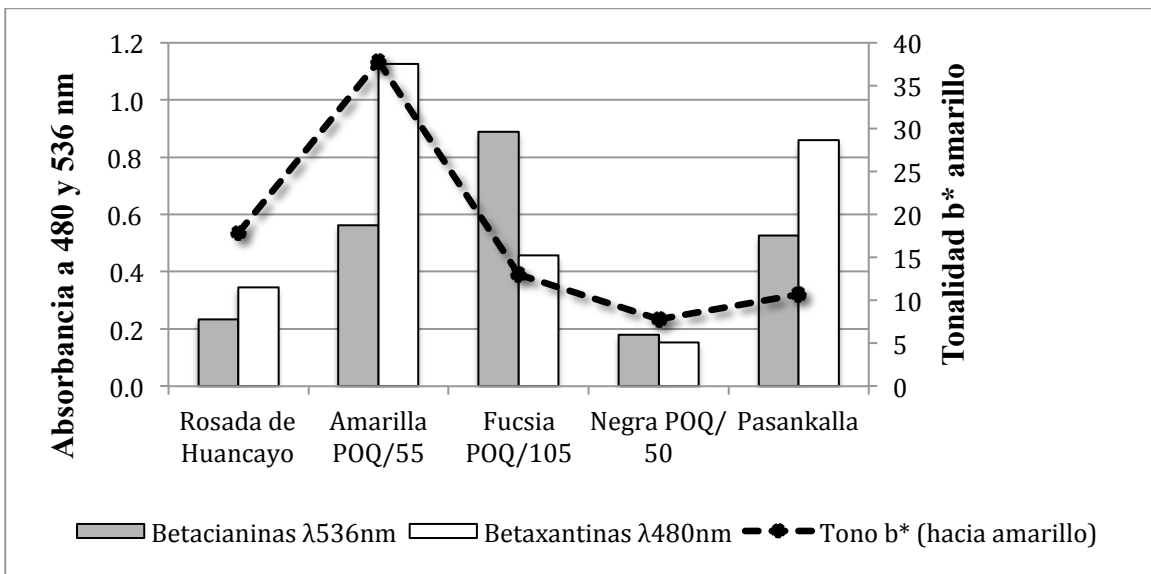


Figura 26 : Comparación tono b* (hacia amarillo) con la absorbancia del extracto de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) en granos crudos

Sin embargo durante el tratamiento térmico disminuye, debido, según lo indicado por Azeredo (2009), las betaninas (principal betacianina) puede degradarse por isomerización, decarboxilación o segmentación resultando en una reducción gradual del color.

En la Figura 27 se observa que la muestra Pasankalla cocida tiene el mayor tono rojo, pero no debido a la presencia de mayor contenido de betacianina. La muestra de grano crudo con mayor color de tono amarillo presenta mayor absorbancia en el espectro del extracto de betaxantinas, 536 nm. Es necesario identificar y caracterizar las betacianinas y betaxantinas correspondientes a la quinua de tal manera que se pueda cuantificar correctamente.

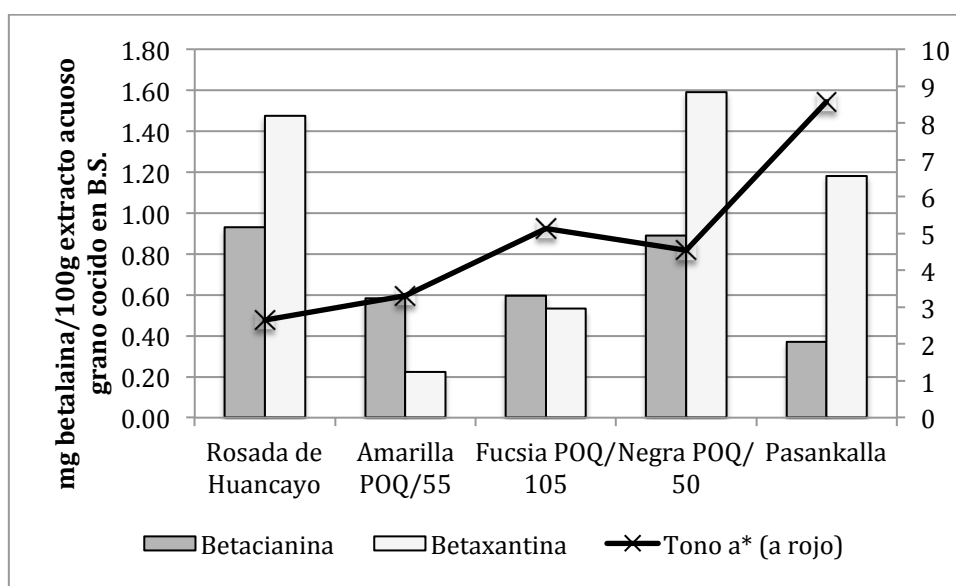


Figura 27 : Comparación tono de color rojo a* con contenido de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) en granos cocidos

Como se observa en las Figuras 27 y 28, luego de la cocción disminuye el contenido de ambas betacianinas en las muestras POQ/55, POQ/105 y Rosada de

Huancayo y los tonos de color de estas muestras tienden a uniformizarse hacia tonos amarillos. Las muestras Pasankalla y POQ/50 (negra) mantienen tonos rojos luego de la cocción, lo cual resulta ventajoso para la gastronomía.

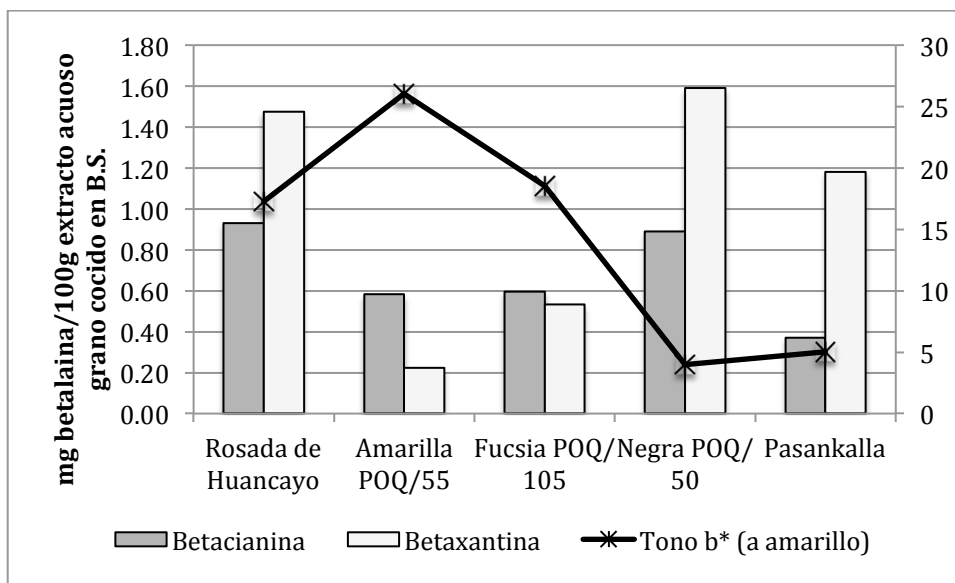


Figura 28 : Comparación del tono de color amarillo b* en relación al contenido de Betalainas (betacianinas y betaxantinas) en las muestras de grano cocido.

Cuadro 32: Comparación del tono de color en granos crudos con el contenido de Fenoles totales y betaláins en granos cocidos

MUESTRAS	GRANO CRUDO		GRANO COCIDO		
	Tono a*	Tono b*	Fenoles totales (mg de Ac. Gálico en 100 g muestra)	Betacianina mg / 100 g de extracto acuoso	Betaxantina mg / 100 g de extracto acuoso
Rosada de Huancayo	3.72	17.87	49.5	0.93	1.47
Amarilla POQ/55	12.88	37.80	51.9	0.58	0.22
Fucsia POQ/55	25.74	12.96	54.6	0.60	0.53
Negra POQ/50	2.91	7.79	34.7	0.89	1.59
Pasankalla	5.06	10.71	25.2	0.37	1.18

En el Cuadro 32, se compara el tono de color de los granos crudos con el contenido de fenoles totales y betaláins en granos cocidos, solamente se observa una relación directa entre el contenido de Fenoles totales en los granos cocidos con el contenido del tono rojo de los granos crudos de las muestras POQ/105 color fucsia, POQ/55 color amarilla y la Rosada de Huancayo (Figura 29).

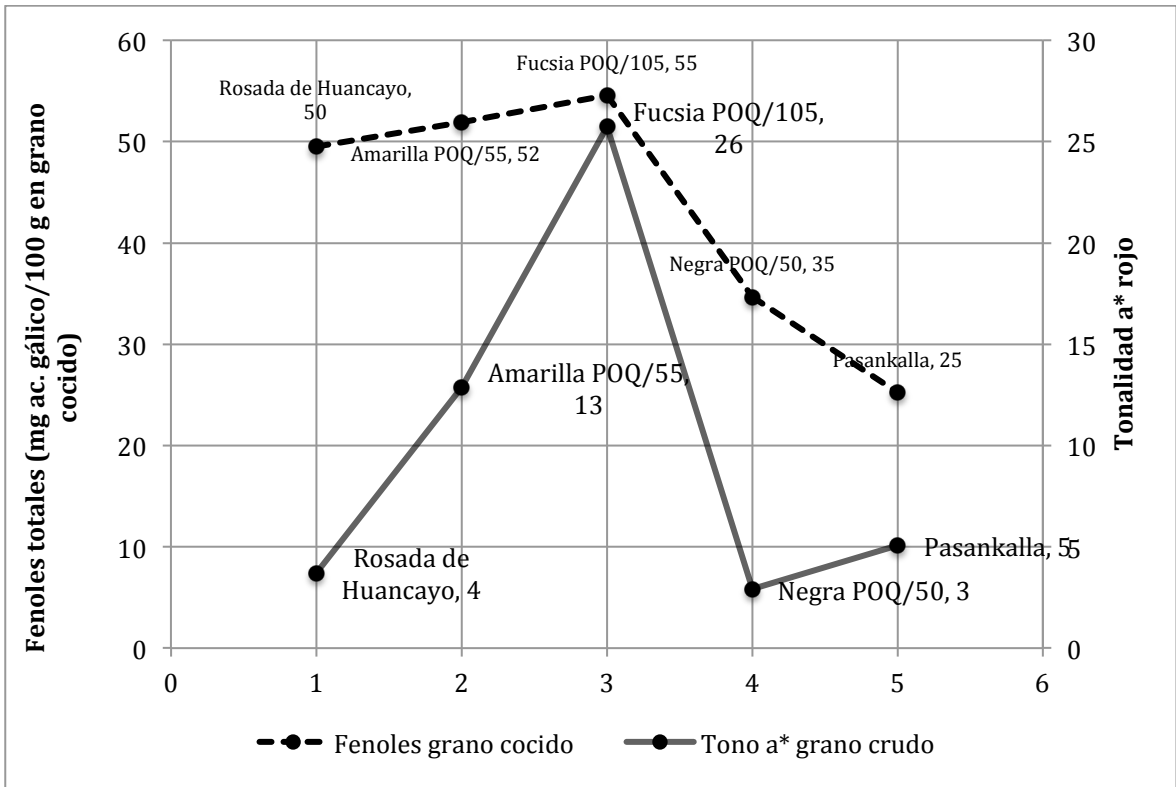


Figura 29 : Relación entre tonalidad a* del grano CRUDO con contenido de fenoles totales en el grano COCIDO de las 5 muestras de quinua

V. CONCLUSIONES

1. Los resultados coinciden con la revisión bibliográfica, las muestras que contienen como pigmento a las betalaínas, no contienen antocianinas. Estas son Rosada de Huancayo, Pasankalla, POQ/55 (amarilla) y POQ/105 (fucsia).
2. El pigmento presente en la muestra POQ/50 color negro, no corresponde a betalainas ni antocianinas, además no varía significativamente por efecto del lavado ni cocción.
3. No se han encontrado investigaciones anteriores respecto a la metodología para la determinación de pigmentos (betalaínas o antocianinas) en quinua, ni de los tipos de estos. Menos aún acerca del efecto de la temperatura y otros factores en su contenido.
4. El cálculo del contenido de las betalaínas no es preciso porque se utilizó fórmulas diseñadas para determinación de betalaina en amaranto (kiwicha) y su respectivo coeficiente de molaridad, peso molecular, etc.
5. La betalaína predominante en el grano crudo de las muestras estudiadas de quinua, son las betaxantinas (pigmento amarillo) con respecto a las betacianinas (pigmento rojo). Lo cual sugiere cualidades antioxidativas.

6. Ambas betalaínas analizadas (betacianina, pigmento rojo 536 nm y betaxantina, pigmento amarillo 480 nm) son solubles en agua, por lo tanto su contenido en las cinco muestras analizadas, disminuye por efecto del lavado, con respecto al contenido en grano crudo.
7. Las betalaínas presentes en los granos de quinua estudiados, son inestables a temperaturas altas como la cocción, sin embargo en algunas muestras, la degradación por efecto del calentamiento, de la betacianina a BA (ácido betalámico) y CDG (ciclodopa-5-O-glucósido) es reversible, y ocurre cierta regeneración parcial del pigmento después de la cocción.
8. Las muestras POQ/55 color amarilla y POQ/105 color fucsia presentan mayor contenido de Fenoles Totales (expresado en ácido gálico) y Betalaínas en el grano crudo con respecto a las demás muestras, asimismo son las que presentan mayor tono de su respectivo color.
9. El tratamiento térmico drástico como la cocción a mayor de 100 °C, aumenta el contenido de fenoles totales en todas las muestras luego del lavado, posiblemente debido a la formación de compuestos fenólicos y que a temperaturas altas las enzimas de oxidación se inactivan mas rápido.
10. En grano crudo, la muestra con mayor tonalidad roja, POQ/105 color fucsia es la que presenta mayor contenido de fenoles totales, mayor betacianina (pigmento rojo) y betaxantina (pigmento amarillo), pero es la que presenta mayor disminución de betacianina, betaxantina y fenoles totales por efecto del lavado.

11. Luego de la cocción, la muestra POQ/105 color fucsia sigue siendo la de mayor contenido de Fenoles totales seguida por las muestras POQ/55 color amarilla y la Rosada de Huancayo.
12. Los tonos de color amarillo predominan en los granos lavados y cocidos de las muestras Rosada de Huancayo, POQ/55 color amarilla y POQ/105 color fucsia. Las muestras Pasankalla y POQ/50 (negra) presentan tonos rojos luego de la cocción.
13. En la muestra cruda de Rosada de Huancayo predomina la tonalidad b* (amarilla), la cual no se ve afectada significativamente por el lavado ni por la cocción. Asimismo, las betacianinas aumentaron en un 50% y las betaxantinas en un 38% luego de la cocción.
14. Solamente las muestras Pasankalla y POQ/50 (negra) presentan color en tonos rojos luego de la cocción, las demás muestras se tornan color crema luego de la cocción.
15. El contenido de Fenoles totales en los granos cocidos tiene relación directa con el contenido del tono rojo de los granos crudos de las muestras POQ/105 color fucsia, POQ/55 color amarilla y la Rosada de Huancayo.

VI. RECOMENDACIONES

- 1.** Repetir los análisis en otras muestras de colores.
- 2.** Establecer el pigmento predominante en la muestra POQ/50, color negro.
- 3.** Identificar las betacianinas y betaxantinas correspondientes a la quinua.
- 4.** Identificar y cuantificar las betalainas presentes en quinua, mediante cromatografía líquida de alta definición (HPLC).
- 5.** Comparar el efecto de la cocción y horneado sobre el contenido de fenoles en quinua.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Abugoch, Lilian. 2009. Quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*): composition, chemistry, nutritional, and funtional properties. In Advances in Food an Nutritional Research Editorial Elsevier. Vol. 58, p.1-31.
2. Acevedo Castillo, A. R. 2003. Efecto de la temperatura y un copigmento en la estabilidad de antocianinas de la col morada en una bebida. Tesis Licenciatura. Ingeniería de Alimentos. Departamento de Ingeniería Química y Alimentos, Escuela de Ingeniería, Universidad de las Américas Puebla. Mayo. P.168
3. Agencia Agraria Salcedo. 2012. Alimentación saludable: consume granos nativos. Boletín Informativo (6):4p.
4. Alvarez-Jubete, L.; H. Wijngaard; E.K. Arendt; E. Gallagher. 2010. Polyphenol composition and in vitro antioxidant activity of amaranth, quinoa, buckwheat and wheat as affected by sprouting and baking. Food Chemistry. Editorial Elsevier. 119: 770-778
5. Astuhamán Serna, L.M. 2007. Efecto de la cocción - extrusión en la fibra dietaria y en algunas propiedades funcionales de 4 variedades de quinua (*Chenopodium quinoa Willd.*). Tesis para optar el título de Ing. Industrias Alimentarias. Lima, Perú. Universidad Nacional Agraria La Molina. 146 p.

6. Azaña Vilca, Lidelza R.; Sumire Quenta, Daniel 2011. Elaboración de quispiño a partir de tres variedades de harina de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) usando el diseño de mezclas. En I Congreso Nacional de Investigación - IASD. Lima, Perú. 8 p.
7. Azeredo, Henriette 2009. Betalains: properties, sources, applications, and stability – a review. *International Journal of Food Science and Technology*. 44: 2365-2376.
8. Bacigalupo, A.; Tapia, M. 1990. Potencial agroindustrial de los cultivos andinos subexplotados. En M. Tapia, *Cultivos Andinos subexplotados y su aporte a la alimentación*. Santiago, Chile. FAO Editorial Gegra S.A. p. 136 - 163.
9. Bacigalupo, A.; Tapia, M. 2000. Agroindustria. En M. Tapia, *Cultivos Andinos subexplotados y su aporte a la alimentación*. Santiago, Chile. FAO. 2 ed. p. 112-137
10. Balsamo, M. 2002. Desarrollo y evaluación de un método afrosimétrico mecánico para la determinación de saponinas en quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). Tesis Ing. Industrias Alimentarias, Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 182p.
11. Belitz, Hans; Grosch, Werner. 1992. *Química de los Alimentos*. 2 ed. Zaragoza, España. Editorial Acribia. p. 1087.
12. Bittrich, Volker. 1993. Introduction to Centrospermae. En *Flowering plants – Dicotyledons*. Springer Berlin Heidelberg. Pp 13-19
13. Cai, Y.; Corke, H. 1999. Amaranthus Betacyanin Pigments Applied in model food systems. *Journal of food science*. 64 (5): 869-873.

14. Cai, Y.; Corke, H. 2000. Production and Properties of Spray-dried Amaranthus Betacyanin pigments. *Journal of food science*. 65 (6):1248-1252.
15. Cai, Y.; Sun, M.; Corke, H. 1998a. Colorant properties and stability of amaranthus betacyanin pigments. *Journal of Agricultural and food chemistry*. 46(11): 4491 - 4495.
16. Cai, Y.; Sun, M.; Schliemann, W.; Corke, H. 2001. Chemical Stability and Colorant Properties of Betaxanthin Pigments from *Celosia argentea*. *Journal Agriculture Chemistry*. 49 (9):4429-4435.
17. Cai, Y.; Sun, M.; Wu, H.; Huang, R.; Corke, H. 1998b. Characterization and Quantification of Betacyanin Pigments from diverse Amaranthus Species. *Journal of Agricultureand Food Chemistry*. 46(6):2063 - 2070.
18. Camacho Hernandez, I. L.; Navarro Cortez, R. O.; Aguilar Palazuelos, E.; Zazueta Morales, J.; Valenzuela, V. L.; Gallegos Infante, J. A. 2011. Cambios de color y antocianinas en una botana de tercera generación elaborada por extrusión a partir de harina de maíz azul y almidón de maíz. *Simposium International sobre tecnologías convencionales y alternativas en el procesamiento de maíz, Chihuahua, México*. p. 90 - 98.
19. Castellanos-Santiago, E.; Yahia, E. M. 2008. Identification and quantification of betalains from the fruits of 10 mexican prickly pear cultivars by high – performance liquid chromatography and electrospray ionization mass spectrometry. *Journal of Agricultural and food chemistry*. 56(14): 5758 - 5764.

20. Clement, John; Mabry, Tom; Wyler, Hugo, Dreiding, André. 1994. Chemical review and evolutionary significance of betalains. En Caryophyllales H-D Behnke et al. (eds.) Berlin. 247- 261.
21. CX/LAC, 2008. Propuesta para la elaboración de una norma regional del Codex para la quinua (*Chenopodium quinoa, Willd*), 16th sesion. 2008. Coordinating Committee For Latin America And The Caribbean. Comisión del Codex Alimentarius. Acapulco, Mexico. CX/LAC 08/16/13:5p.
22. Chirinos Gallardo, Roxana. 1994. Obtención de colorante a partir de la tuna (*Opuntia ficus indica*) variedad Morada. Tesis para obter el título de Ingeniero en Industrias Alimentarias. Lima, Perú. Universidad Nacional Agraria, Lima Perú. 188p.
23. Espinoza, C.; Repo-Carrasco, R.; Jacobsen, S. 1999. Determinación de los tocoferoles por HPLC en aceite de quinua y kañiwa. En Memorias del primer Taller Internacional en quinua: recursos genéticos y sistemas de producción. Lima, Perú, Editorial FAO. 1 ed. *Paginas*
24. FAOSTAT, 2013. Food and agriculture organization of the United Nations: <http://faostat3.fao.org/faostat-gateway/go/to/download/Q/QC/S>
25. Fennema, O. R. 2000. Colorantes. En Fennema, Química de los alimentos. Zaragoza. Editorial Acribia. p.599-618
26. Franco, Miriam. 2004. Caracterizacion parcial del pigmento rojo del fruto de la jotilla (*Escontria chiotilla*); una cactácea subexplotada. Tesis Mg.Sc. Universidad Autonoma Metropolitana Izatapalapa. Mexico. 103 p.

27. Fuleki, Tibor y Francis, F. J. 1968 a y b. Quantitive methods for anthocyanins. 1. Extraction and determination of total anthocyanin in cranberries. *Journal of food science* 33:72-77
28. Gallardo, M.; Prado, F. E.; Gonzalez, J. A. 1999. Efecto de la radiación sobre la producción de pigmentos betalamicos en quinua (*Chenopodium quinoa* Wild). En Primer Taller Internacional sobre quinua. Lima, Perú. Editorial C. A. FAO. P.74.
29. Galvez, L.; Apostolidis, E.; Genovese, M. I.; Lajolo, F. M.; Shetty, K. 2009. Evaluation of Indigenous grains from peruvian andean region for antidiabetes and antihypertension potential. *Journal of medicinal food*. 12(4):704-713.
30. Gamarra Cabrera, Susana. 2003. Extracción de betaninas de las semillas de ayrampo (*Opuntia soehrensii* Britton & Rose) evaluación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de los extractos. Tesis Ing. Industrias Alimentarias. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima Perú. 118p.
31. Giusti, Mónica and Wrolstad, Ronald. 2001. Anthocyanins. Characterization and measurement of anthocyanins by UV-visible spectroscopy. In *current Protocols in Handbook of food analytical chemistry*. Ed. John Willey and sons, New York. F1.2:1-13
32. Gómez, R.; Martínez, G.; Rodriguez, R.; Aguilar, C. 2012. Fuentes y beneficios de los antioxidantes fenólicos. *CienciAcierta UADEC.MX*. 8(31):1-5
33. Gracia Nava, Manuel. A. 2007. Cuantificación de fenoles y flavonoides totales en extractos naturales. En *Memorias del Programa Verano de la Ciencia. Investigación y Posgrado de la Universidad Autónoma de Querétaro*. Mexico. (58):1-4p.

34. Guerrero, Isabel; López, Eloísa; Armenta, Roberto. 2006. Pigmentos. En Badui Dergal, Salvador. Química de los alimentos cuarta edición, México, Person Addison Wesley. P. 401-444
35. Gutierrez Avella, D. M.; Ortiz García, C. A.; Mendoza Cisneros, A. 2008. Medición de Fenoles y Actividad Antioxidante en malezas usadas para alimentación animal. En Simposium de Metrología, Santiago de Querétaro. México. p. 1-5.
36. Guzman-Maldonado, H.; Mora-Aviles, A. 2006. Molecular breeding for nutritionally and healthy food components. Research Signpost. 37(661):263-288.
37. Harborne, J. B. 1958. Spectral methods of characterizing anthocyanins. Biochemical Journal. 70:22-28
38. Huamán Castro, N. 2006. Influencia del tipo de cocción en el contenido de fracción indigestible y compuestos fenólicos en 04 variedades de frijol (*Phaseolus vulgaris L.*). Tesis (Mg.Sc.) Tecnología de Alimentos. Escuela de Post Grado, Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima, Perú. 108p.
39. Jacobsen, S. 1999. El potencial de la quinua (*Chenopodium quinoa Willd*) para Europa. En Memorias del primer Taller Internacional en quinua: recursos genéticos y sistemas de producción. Lima, Perú, Editorial FAO. 1-9 p.
40. Jacobsen, S.; Mujica, A. 2001. El potencial de la quinua en la alimentación global. En memorias del IV Simposio Internacional de desarrollo sustentable en los Andes. Mérida, Venezuela. p.33-38.

41. Jacobsen, S. E. 2002. Cultivo de granos andinos en Ecuador. En Informe sobre los rubros quinua, chocho y amaranto. Quito, Ecuador. p. 66-68.
42. Jimenez, A.; Gutierrez, G. 2001. Métodos para medir propiedades físicas en industrias de alimentos. Zaragoza, España. Editorial Acribia, S.A. p. 325-343
43. Mandujano Ruiz, R. R. 2006. Estudio preliminar de los pigmentos presentes en cáscara de pitaya (*Stenocereus stellantus*) de la región Mixteca. Tesis Ing. En Alimentos. Universidad Tecnológica de la Mixteca, Huajuapán de León, Oaxaca. México. 66 p.
44. Martínez - Valverde, Isabel; Periago, María Jesús; Ross, Gaspar. 2000. Significado nutricional de los compuestos fenólicos de la dieta. Caracas. Ed. ALAN. 50(1). P. 5-18
45. Miranda, M.; Vega-Galvez, A.; Uribe, E.; López, J.; Martínez, E.; Rodríguez, M.; Di Scala, K. 2011. Physico-chemical analysis, antioxidant capacity and vitamins of six ecotypes of Chilean quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild). *Procedia Food Science*, p. 1439 - 1446.
46. Morales Montesinos, Paola D. 2007. Estudio comparativo de la estabilidad de la betanina; capacidad antioxidante y fenólicos totales de los extractos de ayrampo (*Optunia soehrensii* Britton & Rose) y beterraga (*Beta vulgaris* L.). Tesis Ing. En Alimentos. Universidad Nacional Agraria, La Molina, Lima, Perú. 169 p.
47. Mujica, A. 1992. La Agricultura Andina, granos y leguminosas andinas. En Cultivos Marginados otra perspectiva de 1492. Andalucía, España: Colección FAO: Producción y protección vegetal. (26):339 p

48. Mujica, A. 1997. El cultivo del Amaranto (*Amaranthus spp.*): producción, mejoramiento genético y utilización. Puno, Perú. Editorial O. R. FAO para America Latina y el Caribe. 145 p.
49. Mujica, A.; Marca, S.; Jacobsen, S. 1999. Produccion actual y potencial de la quinua en el Perú. En Memorias del primer taller internacional en quinua: recursos genéticos y sistemas de producción. Lima, Perú, Editorial FAO.
50. Mujica, Angel; Izquierdo, Juan; Marathee, Jean-Pierre, 2001. Origen y descripción de la quinua. En quinua (*Chenopodium quinoa Willd.*) ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. Santiago, Chile.
51. Muñoz Jauregui, A. M.; Ramos-Escudero, D.; Alvarado-Ortiz, C. E. 2007. Evaluación de la capacidad antioxidante y contenido de compuestos fenólicos en recursos vegetales promisorios. Revista de la Sociedad Química del Perú. 73(3):142 - 149.
52. Nieto, C.; Valdivia, R. 2001. Post Cosecha, Transformación y Agroindustria. En FAO, Quinoa ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. Santiago, Chile.p. 206-226.
53. Pasko, Pawel; Barton, Henryk; Zagrodzki, Pawel; Gorinstein, Shela; Folta, María; Zachwieja, Zofia. 2009. Antocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth. Food Chemistry. 115: 994-998
54. Piattelli, Mario; Minale, Luigi. 1964. Pigments of Centrospermae-II. Distribution of betacyanins. Phytochemistry. 3:547 – 557.

55. Piga, Antonio; Del Caro, Alessandra, Corda, Giampaola. 2003. From Plums to Prunes: Influence of drying parameters on polyphenols and antioxidant activity. *J. Agric. Food Chem.* 51 (12): pp 3675-3681
56. Pérez Trueba, G. 2003. Los flavonoides: antioxidantes o prooxidantes. (C. d. Girón", Ed.) *Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas*, 22(1):1561-3011.
57. PROINPA. 2011. La quinua: cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. En FAO Oficina Regional para América Latina y el Caribe. Bolivia. *paginas*
58. Repo-Carrasco, Ritva, 2011. Andean indigenous food crops: nutritional value and bioactive compounds. Department of Biochemistry and Food Chemistry, University of Turku, Finland. 144 pag.
59. Repo, R.; Encina, C. 2008. Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de cereales andinos: quinua (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) y kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Rev. Soc. Quím. Perú* 74(2): 85-99.
60. Repo-Carrasco, Ritva; Encina, Christian; Binaghi,Carola; Ronayne,Patricia. 2010a. Effects of roasting and boiling of quinoa, kiwicha an kañiwa on composition and availability of minerals in vitro. *Journal Science Food Agriculture, Society of Chemical Industry.* 90: 2068-2073

61. Repo-Carrasco, R.; Espinoza, C.; Jacobsen, S. 1999. Valor nutricional y usos de la quinua y kañiwa. En Memorias del 1er Taller Internacional en quinua: recursos genéticos y sistemas de producción. 1 ed. Lima, Perú, Editorial FAO. P. 1-11.
62. Repo-Carrasco, R.; Hellström, J. K.; Pihlava, J. M.; Mattila, P. H. 2010b. Flavonoids and other compounds in Andean indigenous grains: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), Kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and Kiwicha (*Amaranthus caudatus*). Food Chemistry. 120: 128 - 133.
63. Repo-Carrasco, Ritva; Peña, J.; Kallio, H.; Salminen, S. 2009. Dietary fiber and other functional components in two varieties of crude and extruded kiwicha (*Amaranthus caudatus*). Journal of Cereal Science 49: 219–224
64. Ruales; Nair. 1992. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) an important Andean food crop. Arch. Latinoamer. Nutr.(42): 232 - 241.
65. Sarmiento Casavilca, V. H. 2003. Estabilidad físico química y actividad antioxidante de las betalaínas en el extracto hidrosoluble del ayrampo (*Opuntia soherensii*) durante el proceso de atomizado. Tesis (Mag Sc.). Escuela de Post grado Universidad Nacional Agraria, La Molina, Lima, Perú. 136p.
66. Schoenlechner, R.; Siebenhandl, S.; Berghofer, E. 2011. Pseudocereals. En Gluten Free Cereals and Beverages. p. 464.
67. Schwartz, Steve. 2005. Pigments and colorants en Handbook of food analytical chemistry. Published by John Willey and sons, Inc. New Jersey. F0:1-2

68. Schwartz, Steven; von Elbe, Joachim; Giusti, Mónica. 2000. Colorantes. En O.R. Fennema, Química de los alimentos. Zaragoza. Editorial Acribia. p.599-618
69. Shahidi, Fereidoon y Naczk, Marian. 2003. Contribution of phenolic compounds to flavor and color characteristics of food. En Phenolics in Food and Nutraceuticals. CRC Press, Taylor & Francis e-Library. Florida, U.S.A. 576p.
70. Sierra Exportadora 2012. Perfil Commercial de la quinua. P. 34
71. Soriano – Santos, J.; Franco – Zavaleta, M.E.; Pelayo – Zaldívar, C.; Armella – villalpando, M.A.; Yáñez – López, M.L.; Guerrero – Legarreta, I. 2007. Caracterización parcial del pigmento rojo del fruto de la “jiotilla” (*Escontria chiotilla* [Weber] Britton & Rose). Revista Mexicana de Ingeniería Química. 6 (1):19-25.
72. Stintzing, F. C.; Kammer, D.; Schieber, A.; Adama, H.; Nacoulma, O.; Carle, R. 2004. Betacyanins and phenolic compounds from *Amaranthus spinosus* L. and *Boerhavia erecta* L. Zeitschrift für. Naturforschung, Tübingen. 59c: 1- 8.
73. Tapia, M. 2000. Agronomía de los cultivos andinos. En Cultivos Andinos Subexplotados y su aporte a la alimentación. 2ed. Ediciones FAO. Santiago, Chile. 273p.
74. Tapia, M. E.; Gandarillas, H.; Alandia, S.; Cardozo, A.; Mujica, A. 1979. La quinua y la kañiwa; cultivos andinos. CIID, Oficina Regional para América Latina. Bogotá, Colombia. 228 p.
75. Tapia, M. E. 1997. Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. Ediciones FAO. Santiago de Chile. 273 p.

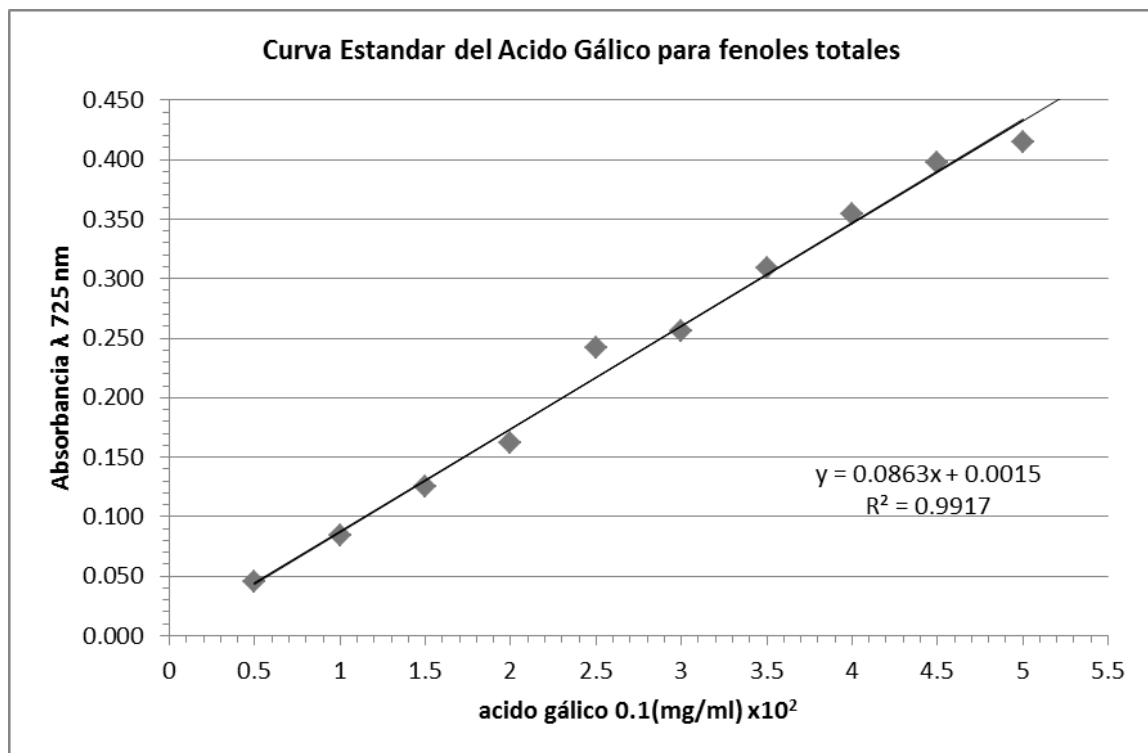
76. Tapia, M.; Morón, C.; Ayala, G.; Fries, A. 2000. Valor nutritivo y patrones de consumo. En Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. 2 ed. Ediciones FAO. Santiago, Chile. 205p.
77. Taylor, J.; Parker, M. 2002. Pseudocereals and less common cereals. Berlin, Germany. Editorial Springer. p. 269.
78. Von Atzingen, M. C.; Machado Pinto, M.; Silva, M. E. 2005. Evaluacion de la textura y color de almidones y harinas en preparaciones sin gluten. Ciencia y Tecnología Alimentaria, Sociedad mexicana de nutrición y tecnología de alimentos. 4(5, 3): p.319-323.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1: Determinación de Fenoles Totales método reportado por Swain y Hillis (1959), citado por Repo y Encina (2008)

- en un tubo Falcon se colocó 5 g de muestra y 20 mL de metanol;
- se homogenizó a alta velocidad por 45 segundos,
- Se dejaron en reposo por 20 horas en la cámara de refrigeración a 4°C
- después del reposo, se centrifugaron los tubos por 60 minutos a 4000 rpm;
- Transcurrido el tiempo de reposo, se tomó 0,5 mL del sobrenadante y se colocó en un nuevo tubo Falcon, se añadió 8 mL de agua destilada y se mezcló;
- Se preparó un Blanco, en el cual se reemplazó los 0,5 mL de muestra por 0,5 mL de metanol;
- A cada tubo se añadió 0,5 mL del reactivo Folin-Ciocalteu 0,25 N, se mezcló y dejó reaccionar por 3 minutos;
- transcurrido los 3 minutos, se añadió 1 mL de carbonato de sodio (Na_2CO_3) 1N; se mezcló y dejó reaccionar por 10 minutos;
- nuevamente se llevó a la centrifuga por 60 minutos a 40000 rpm;
- Medición de la absorbancia: el espectrofotómetro se llevó a “cero” con la solución blanco;
- Se toma la alícuota del sobrenadante de cada tubo centrifugado y se coloca en una cubeta de vidrio. La lectura en el espectrofotómetro se realiza a 725 nm;
- la cantidad de fenoles totales se estimó utilizando la curva estándar de ácido gálico, la cual se determinó según lo reportado por Gutiérrez (2008) y se muestra en el Anexo 2. Los fenoles totales se determinan mediante la siguiente ecuación:
Fenoles totales (mg ac. Gálico/mL) : $y = 0.0863x + 0.0015$
Y: mg ac. Gálico por ml muestra; X: absorbancia a 725 nm

ANEXO 2: CURVA DEL ÁCIDO GÁLICO



$$y = 0.0863 x + 0.0015$$

$$R^2 = 0.9917$$

ANEXO 3: Determinación de Betacianinas

El extracto se obtuvo siguiendo el método acuoso descrito por Mandujano (2006)

De acuerdo a Cai et al. (2001) el contenido de Betalaina se midió a 474 nm para betaxantina y 538 nm para betacianina usando el espectrofotómetro. El contenido de Betalaina se expresó como mg de betaxantina o betacianina por litro, y calculado de acuerdo a Cai y Corke (1999):

$$\text{Contenido de betacianina} = \text{absorción a 536 nm} \times \text{MW} \times 10^3 / \epsilon \times L \text{ (mg/L)}$$

El valor de absorbilidad (ϵ) para betanina (principal betacianina) es 6.16×10^4 , Cai et al. (2001).

De acuerdo al método seguido por Cai y Corke (2000) con algunas modificaciones, el contenido de betacianina del amaranto se midió con un espectrofotómetro, expresado como el valor de absorbancia ($E_{1\text{cm}}^{1\%}$ 536 nm) ó % de amarantina y % de betanina. Se pesó aproximadamente 20 grs de extracto acuoso en fioles de 50 mls y se enrasó con el tampón de McIlvaine (pH 5,6). Esta solución se centrifugó, y se llevó el espectrofotómetro a cero usando el tampón McIlvaine como blanco. Los valores de absorbancia (A), se tomaron a 536 nm de longitud de onda, en celdas de cuarzo de 1.0 cm.

De acuerdo a Cai et al. (1998b), el contenido de pigmento para el extracto acuoso crudo de Amaranto, se calculó y expresó en amarantina según la siguiente fórmula:

$$\text{Amarantina} = A_{536}(\text{MW}) V (\text{DF}) \times 10^2 / \epsilon L W \text{ (mg/100g de peso fresco)}$$

Para amarantina: E (absorbividad molar) = $5.66 \times 10^4 \text{ cm}^{-1} \text{ mol}^{-1}$, MW = 726.6

A536= absorbancia a 536 nm

L (longitud de la celda) = 1 cm

DF = factor de dilución

V = volumen total de extracto (ml)

W = peso de los materiales extraídos (g)

De acuerdo a Stintzing et al. (2003) y Castellanos y Yahia (2008) y, para la Betanina: $E = 60000 \text{ l/mol}^{-\text{cm}}$; peso molecular = 550

Entonces, el contenido de Betanina (mg/100g de peso fresco) = $A_{536}(\text{MW}) V (\text{DF}) \times 10^2 / E L W$

A_{536} = absorbancia a 536 nm

MW (peso molecular) = 550

V = volumen total de extracto (ml)

DF = factor de dilución

$E = 60000 \text{ l/mol}^{-\text{cm}}$

L (longitud de la celda) = 1 cm

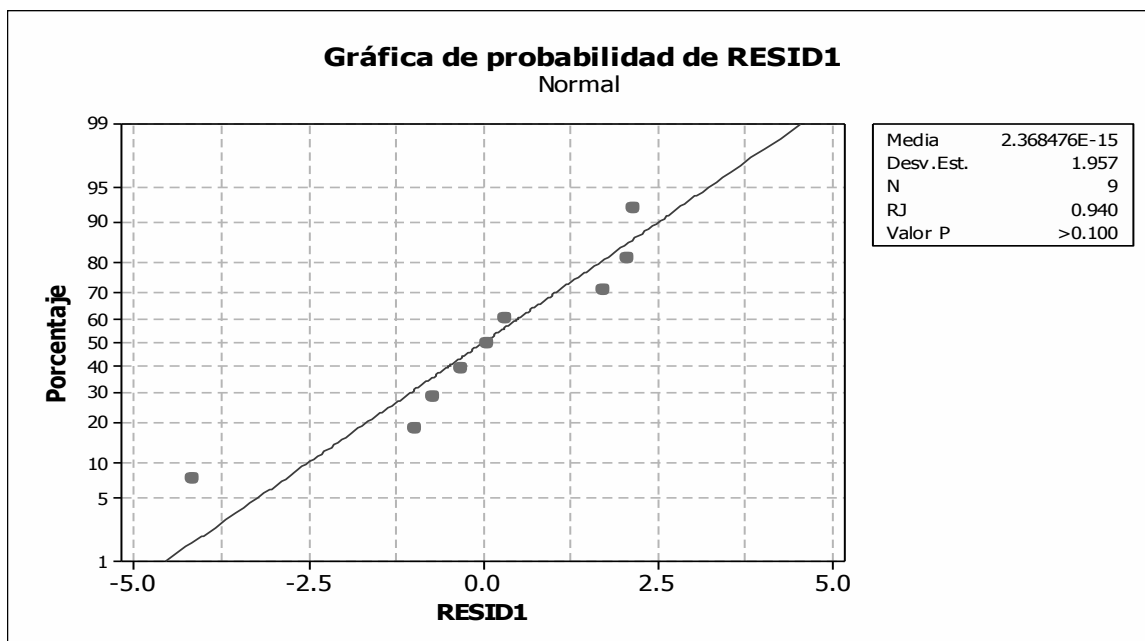
W = peso de los materiales extraídos (g)

ANEXO 4 Resultados de Colorimetría

D65 - 2°	CIE L*a*b*	Luminosidad L*: 0 (oscuro) a 100 (claro)	Tono a*: -60 (verde) a +60 (rojo)	Tono b*: -60 (azul) a +60 (amarillo)									DE*a b
	Muestras												
		L*	a*	b*	C*	h°	DL*	Da*	Db*	DC*	DH*		
Standard Blanco		97.34	-0.11	2.02	2.02	93.25							
ROSADA DE HUANCAYO CRUDA	a	62.33	3.61	16.95	17.33	77.96	-35.01	3.73	14.93	15.31	-1.58	38.25	
	b	66.8	3.57	17.83	18.19	78.7	-30.55	3.68	15.81	16.16	-1.54	34.59	
	c	64.65	3.99	18.82	19.24	78.03	-32.7	4.1	16.8	17.21	-1.65	36.99	
Amarilla CRUDA POQ/55	a	51.63	11.87	34.49	36.47	71	-45.72	11.99	32.47	34.45	-3.32	57.34	
	b	53.48	12.86	36.17	38.39	70.42	-43.86	12.98	34.15	36.37	-3.49	57.08	
	c	60.29	13.91	42.75	44.96	71.98	-37.05	14.02	40.73	42.94	-3.52	56.82	
FUCSIA CRUDA POQ/105	a	32.91	26.5	12.22	29.18	24.77	-64.43	26.61	10.2	27.16	-8.65	70.45	
	b	37.35	27.74	13.65	30.92	26.2	-59.99	27.86	11.63	28.9	-8.74	67.16	
	c	34.83	22.98	13.02	26.41	29.53	-62.52	23.1	11	24.39	-7.72	67.55	
NEGRA CRUDA POQ/50	a	32.04	2.46	7.36	7.76	71.5	-65.3	2.58	5.34	5.74	-1.5	65.57	
	b	31.45	2.4	7.09	7.49	71.28	-65.9	2.52	5.07	5.46	-1.48	66.14	
	c	32.68	3.88	8.93	9.74	66.51	-64.66	4	6.91	7.71	-2.05	65.15	
ROSADA DE HUANCAYO LAVADA	a	53.23	3.2	15.59	15.91	78.4	-44.11	3.31	13.57	13.89	-1.47	46.27	
	b	63.5	3	17.6	17.85	80.34	-33.84	3.11	15.58	15.83	-1.35	37.39	
	c	66.51	3.61	19.34	19.67	79.43	-30.84	3.72	17.32	17.65	-1.52	35.56	
Amarilla LAVADA POQ/55	a	63.79	4.95	29.26	29.67	80.4	-33.55	5.06	27.24	27.65	-1.73	43.51	
	b	62	5.34	31.83	32.28	80.48	-35.35	5.45	29.81	30.25	-1.8	46.56	
	c	66.53	4.93	30.25	30.65	80.74	-30.82	5.05	28.23	28.63	-1.72	42.1	
FUCSIA LAVADA POQ/105	a	51.61	13.68	19.58	23.88	55.06	-45.73	13.79	17.56	21.86	-4.55	50.89	
	b	54.03	9.27	21.84	23.72	67.01	-43.31	9.38	19.82	21.7	-3.15	48.54	
	c	51.79	8.94	20.58	22.44	66.51	-45.55	9.06	18.56	20.41	-3.12	50.02	
NEGRA LAVADA POQ/50	a	30.78	2.61	7.15	7.61	69.97	-66.57	2.72	5.13	5.59	-1.58	66.82	
	b	31.53	3.1	8.32	8.88	69.54	-65.82	3.22	6.3	6.85	-1.74	66.2	
	c	29.73	2.63	5.92	6.48	66.02	-67.61	2.75	3.9	4.45	-1.7	67.78	
ROSADA DE HUANCAYO COCIDA	a	52.31	2.35	16.71	16.88	82.01	-45.03	2.46	14.69	14.85	-1.14	47.43	
	b	50.78	2.85	17.62	17.85	80.81	-46.56	2.97	15.6	15.83	-1.3	49.2	
	c	49.65	2.75	17.57	17.78	81.09	-47.69	2.87	15.55	15.76	-1.27	50.25	
Amarilla COCIDA POQ/55	a	52.29	3.37	26.02	26.23	82.62	-45.06	3.48	24	24.21	-1.35	51.17	
	b	52.31	3.68	26.04	26.3	81.95	-45.03	3.8	24.02	24.28	-1.44	51.18	
	c	53.95	2.88	26.11	26.27	83.7	-43.4	3	24.09	24.25	-1.21	49.73	
FUCSIA COCIDA POQ/105	a	44.35	4.86	19.17	19.77	75.77	-53	4.98	17.15	17.75	-1.92	55.92	
	b	45.35	4.81	17.78	18.42	74.86	-51.99	4.93	15.76	16.4	-1.95	54.55	
	c	44.77	5.73	18.7	19.56	72.96	-52.58	5.85	16.68	17.54	-2.22	55.47	
NEGRA COCIDA POQ/50	a	26.38	4.07	4.81	6.3	49.78	-70.96	4.18	2.79	4.28	-2.64	71.14	
	b	25.29	4.51	2.77	5.29	31.52	-72.05	4.63	0.75	3.27	-3.36	72.2	
	c	27.03	5.05	4.38	6.68	40.96	-70.31	5.16	2.36	4.66	-3.24	70.54	

ANEXO 5 Análisis Estadístico

FENOLES TOTALES (mg de Ac. Gálico en 100 g muestra)



Prueba de Bartlett (distribución normal)

Estadística de prueba = 6.43, valor p = 0.040

Prueba de Kruskal-Wallis en ROS_FE

Clasificación

TRATOS	N	Mediana	del promedio	Z
COCIDO	3	48.79	8.0	2.32
CRUDO	3	19.28	2.0	-2.32
LAVADO	3	36.71	5.0	0.00
General	9		5.0	

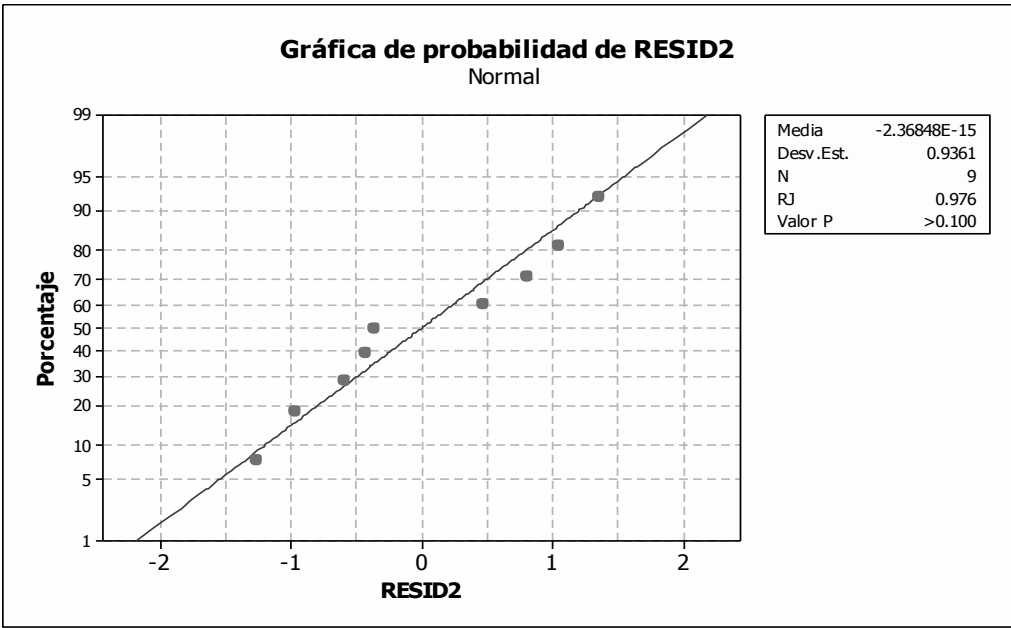
H = 7.20 GL = 2 P = 0.027

* NOTA * Una o más muestras pequeñas

ICs de 95% individuales para la media basados en Desv. Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv. Est.	ICs
COCIDO	3	49.512	1.476	(---*---)
CRUDO	3	19.249	0.303	(--*--)
LAVADO	3	34.668	3.613	(---*---)

Desv. Est. agrupada = 2.260



Prueba de Bartlett (distribución normal)
 Estadística de prueba = 0.14, valor p = 0.931

ANOVA unidireccional: AM_FE vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	121.88	60.94	52.15	0.000
Error	6	7.01	1.17		
Total	8	128.89			

S = 1.081 R-cuad. = 94.56% R-cuad.(ajustado) = 92.75%

ICs de 95% individuales para la media
 basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.
COCIDO	3	51.928	1.209
CRUDO	3	45.053	1.110
LAVADO	3	43.442	0.901

+-----+-----+-----+-----+-----+
 (-----*-----) (-----*-----)
 (-----*-----)
 +-----+-----+-----+-----+-----+

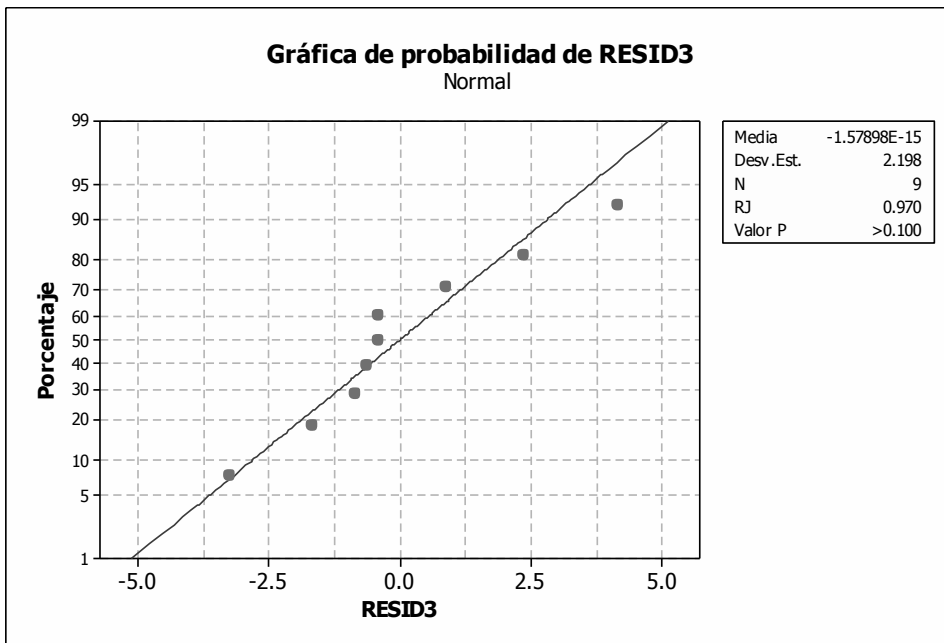
42.0 45.0 48.0 51.0

Desv.Est. agrupada = 1.081

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
COCIDO	3	51.928	A
CRUDO	3	45.053	B
LAVADO	3	43.442	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
 Estadística de prueba = 3.30, valor p = 0.192

ANOVA unidireccional: FUC_FE vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	3183.59	1591.79	247.05	0.000
Error	6	38.66	6.44		
Total	8	3222.24			

S = 2.538 R-cuad. = 98.80% R-cuad. (ajustado) = 98.40%

ICs de 95% individuales para la media
 basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	
COCIDO	3	54.575	3.785	(-***)
CRUDO	3	57.566	2.107	(-***)
LAVADO	3	16.257	0.747	(--*-)

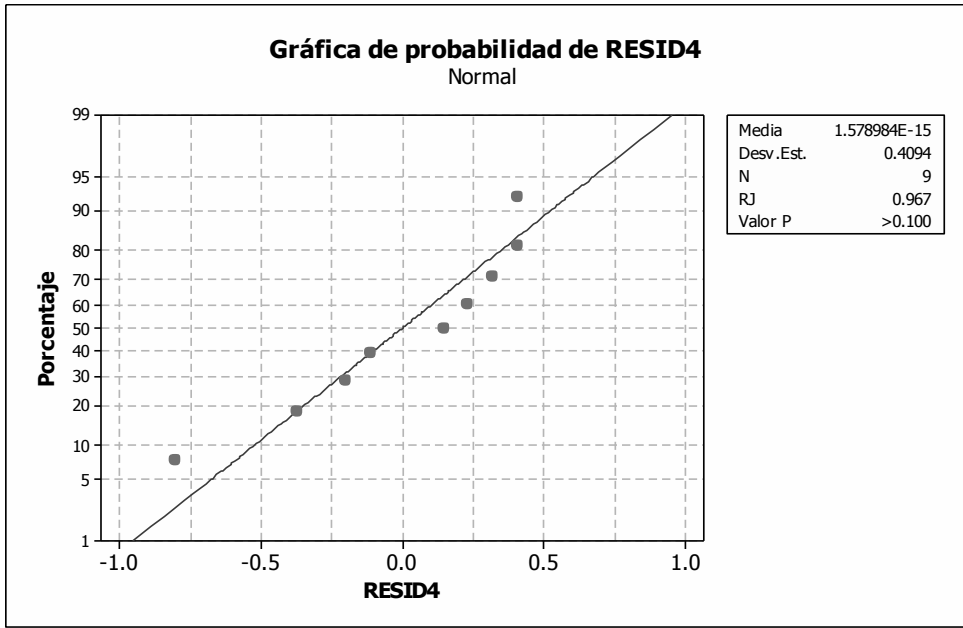
-----+-----+-----+-----
 15 30 45 60

Desv.Est. agrupada = 2.538

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	57.566	A
COCIDO	3	54.575	A
LAVADO	3	16.257	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
 Estadística de prueba = 1.68, valor p = 0.432

ANOVA unidireccional: NEG_FE vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	1060.715	530.357	2373.70	0.000
Error	6	1.341	0.223		
Total	8	1062.055			

S = 0.4727 R-cuad. = 99.87% R-cuad. (ajustado) = 99.83%

ICs de 95% individuales para la media
 basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	
COCIDO	3	34.668	0.698	(*)
CRUDO	3	10.418	0.277	(*)
LAVADO	3	13.093	0.327	(*)

-----+-----+-----+-----+-----+-----

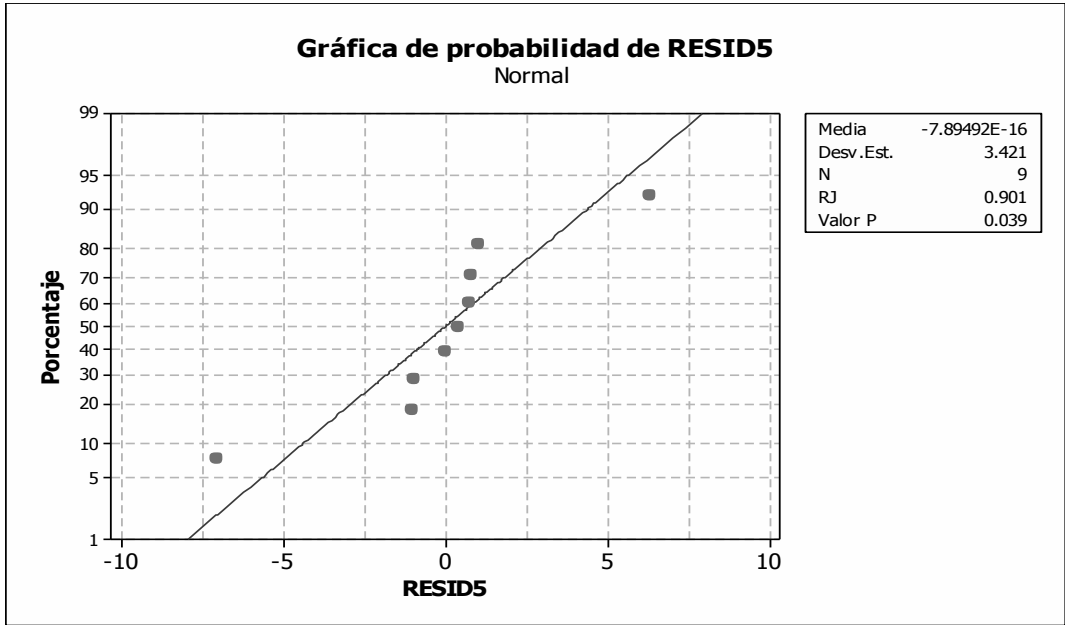
14.0 21.0 28.0 35.0

Desv.Est. agrupada = 0.473

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
COCIDO	3	34.668	A
LAVADO	3	13.093	B
CRUDO	3	10.418	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



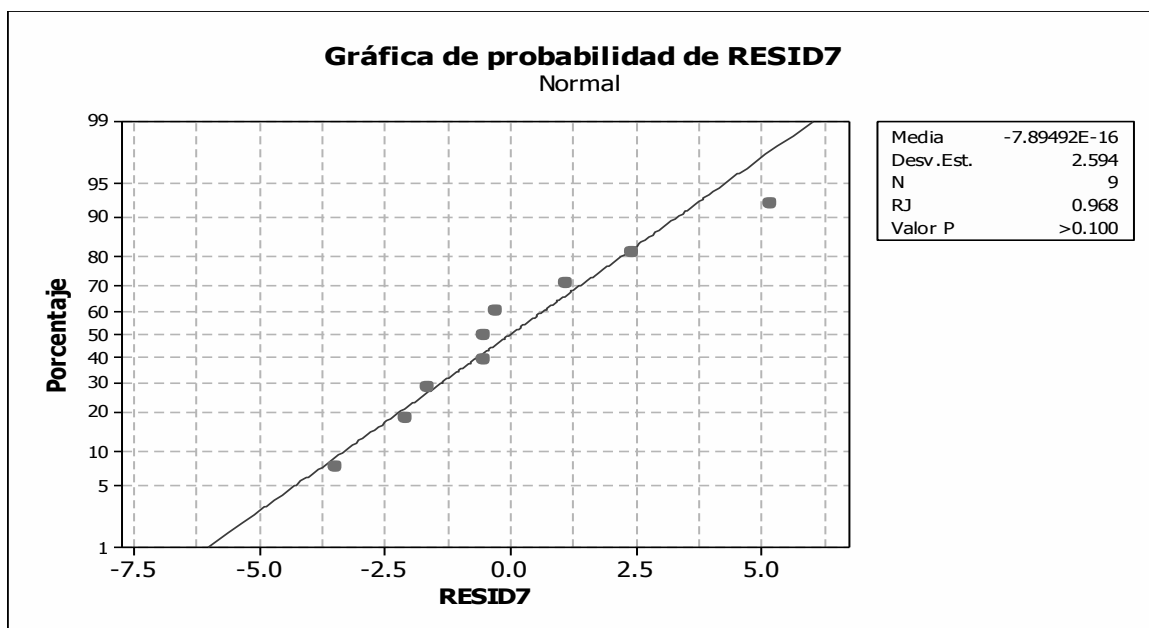
Prueba de Kruskal-Wallis: PSK_FE vs. TRATOS

Prueba de Kruskal-Wallis en PSK_FE

TRATOS	N	Mediana	Clasificación del promedio	Z
COCIDO	3	26.01	6.7	1.29
CRUDO	3	18.47	4.0	-0.77
LAVADO	3	18.43	4.3	-0.52
General	9		5.0	

H = 1.69 GL = 2 P = 0.430

* NOTA * Una o más muestras pequeñas



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 3.26, valor p = 0.196

ANOVA unidireccional: AM_LU vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	212.45	106.22	11.84	0.008
Error	6	53.82	8.97		
Total	8	266.27			

S = 2.995 R-cuad. = 79.79% R-cuad. (ajustado) = 73.05%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	IC Inferior	IC Superior
COCIDO	3	52.850	0.953	(-----*-----)	-----+-----
CRUDO	3	55.133	4.561	(-----*-----)	-----+-----
LAVADO	3	64.107	2.282	(-----*-----)	-----+-----

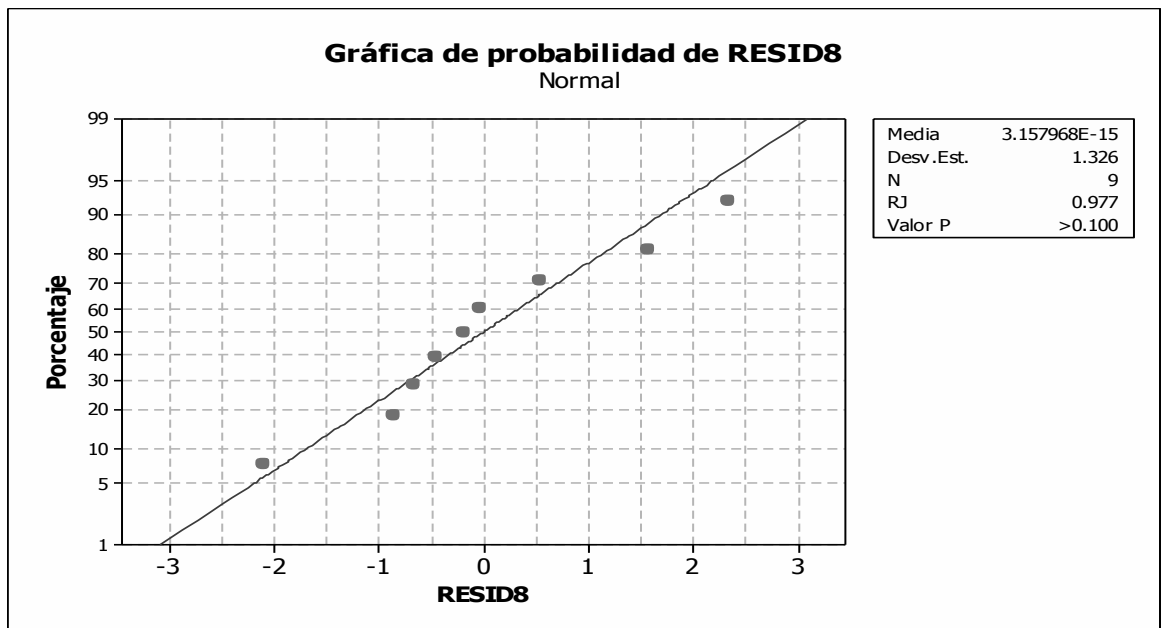
50.0 55.0 60.0 65.0

Desv.Est. agrupada = 2.995

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
LAVADO	3	64.107	A
CRUDO	3	55.133	B
COCIDO	3	52.850	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
 Estadística de prueba = 2.84, valor p = 0.242

ANOVA unidireccional: FUC_LU vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	458.87	229.43	97.93	0.000
Error	6	14.06	2.34		
Total	8	472.93			

S = 1.531 R-cuad. = 97.03% R-cuad. (ajustado) = 96.04%

ICs de 95% individuales para la media
 basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	IC Inferior	IC Superior
COCIDO	3	44.823	0.502	(---*--)	(---*--)
CRUDO	3	35.030	2.227	(--*---)	(--*---)
LAVADO	3	52.477	1.348	(--*---)	(--*---)

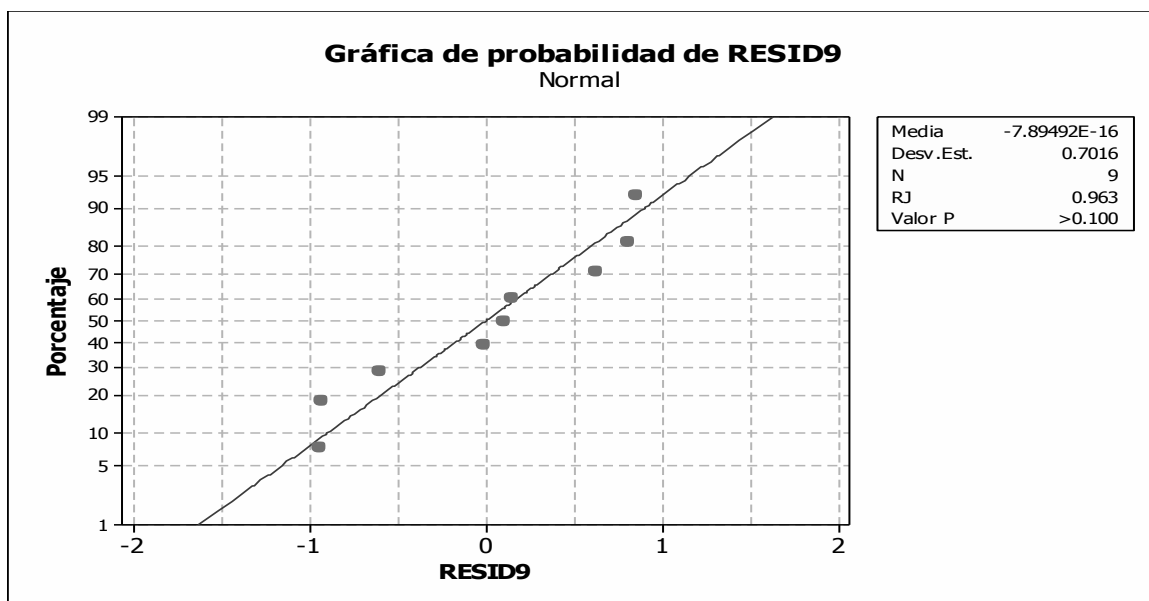
36.0 42.0 48.0 54.0

Desv.Est. agrupada = 1.531

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
LAVADO	3	52.477	A
COCIDO	3	44.823	B
CRUDO	3	35.030	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

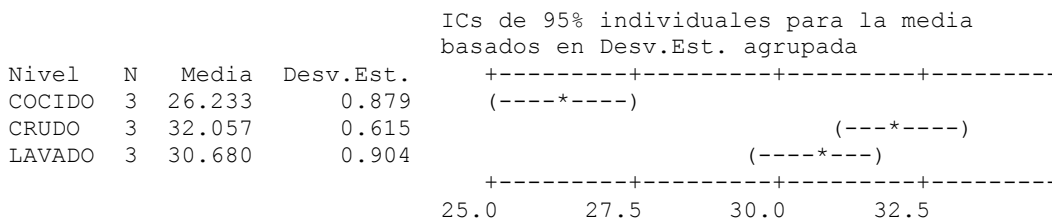


Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 0.27, valor p = 0.872

ANOVA unidireccional: NEG_LU vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	55.579	27.790	42.34	0.000
Error	6	3.938	0.656		
Total	8	59.517			

S = 0.8101 R-cuad. = 93.38% R-cuad. (ajustado) = 91.18%

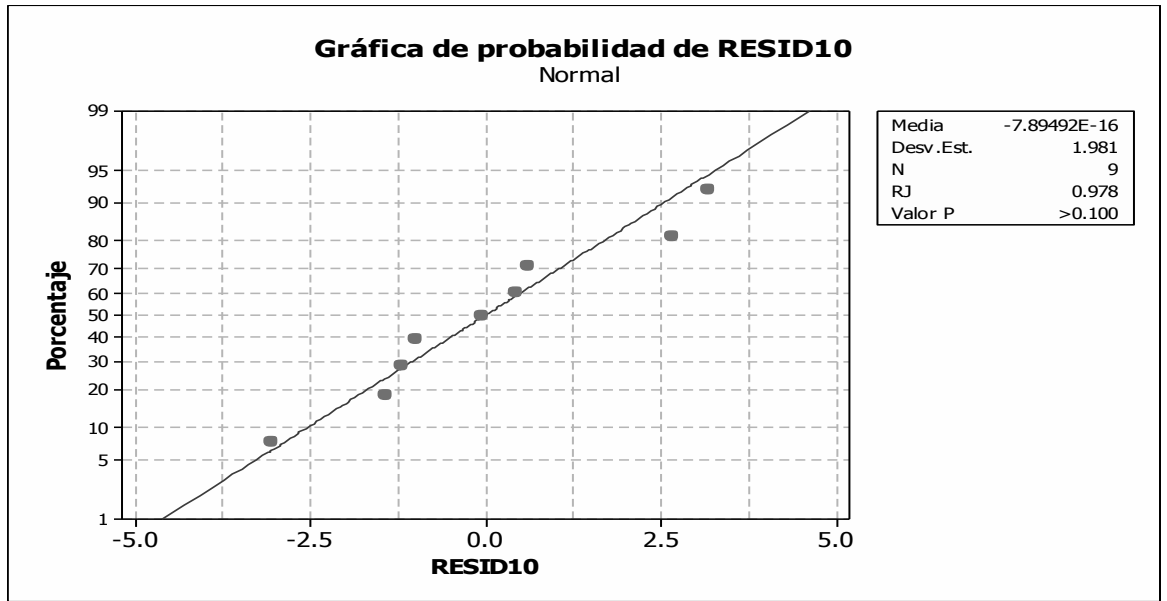


Desv.Est. agrupada = 0.810

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	32.0567	A
LAVADO	3	30.6800	A
COCIDO	3	26.2333	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 2.13, valor p = 0.345

ANOVA unidireccional: PSK_LU vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	851.92	425.96	81.38	0.000
Error	6	31.41	5.23		
Total	8	883.32			

S = 2.288 R-cuad. = 96.44% R-cuad. (ajustado) = 95.26%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	IC Inferior	IC Superior
COCIDO	3	36.233	0.874	(---*---)	
CRUDO	3	56.947	2.300		(---*---)
LAVADO	3	36.383	3.106	(---*---)	

35.0 42.0 49.0 56.0

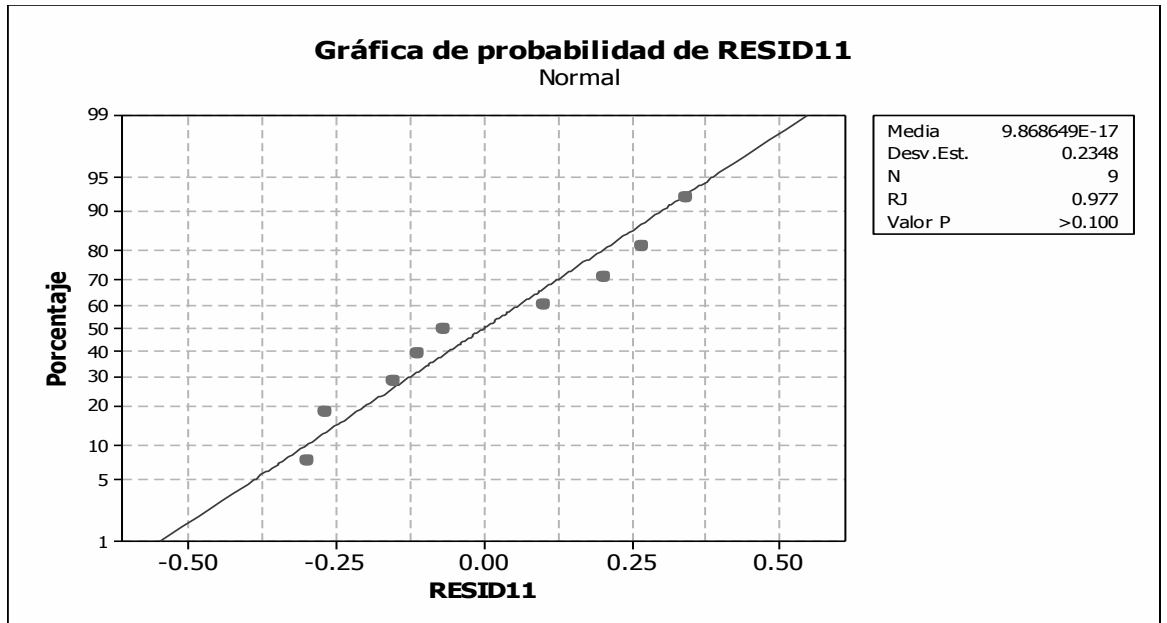
Desv.Est. agrupada = 2.288

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	56.947	A
LAVADO	3	36.383	B
COCIDO	3	36.233	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

COLORIMETRÍA: TONALIDAD a* -60 (verde) a +60 (rojo)



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 0.14, valor p = 0.931

ANOVA unidireccional: ROS_TO_A vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	1.7420	0.8710	11.85	0.008
Error	6	0.4409	0.0735		
Total	8	2.1828			

S = 0.2711 R-cuad. = 79.80% R-cuad. (ajustado) = 73.07%

Nivel	N	Media	Desv. Est.
COCIDO	3	2.6500	0.2646
CRUDO	3	3.7233	0.2318
LAVADO	3	3.2700	0.3110

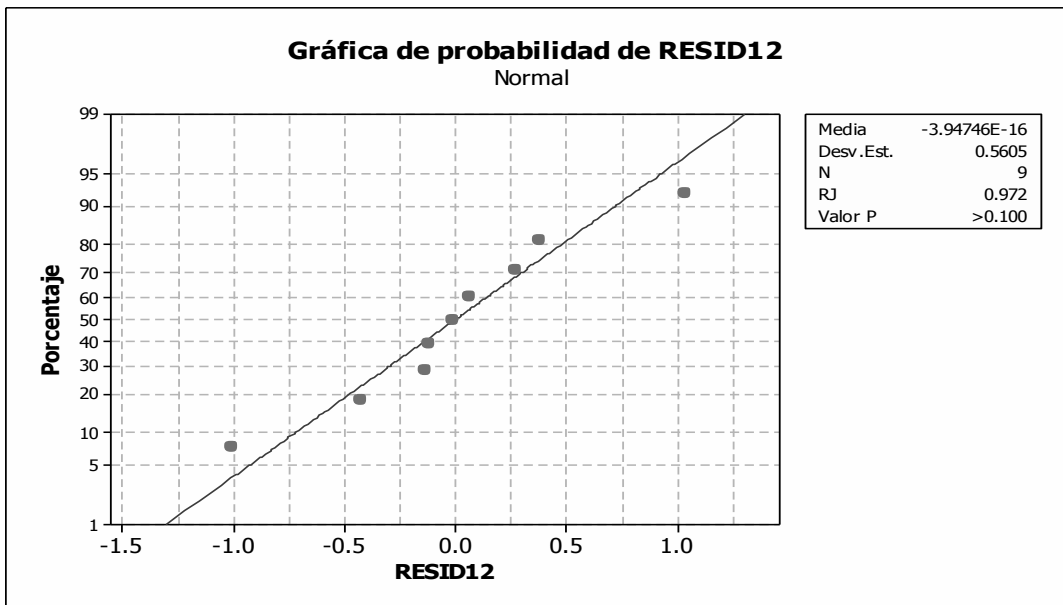
ICs de 95% individuales para la media basados en Desv. Est. agrupada

Desv. Est. agrupada = 0.2711

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	3.7233	A
LAVADO	3	3.2700	A B
COCIDO	3	2.6500	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 3.43, valor p = 0.180

ANOVA unidireccional: AM_TO_A vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	155.638	77.819	185.75	0.000
Error	6	2.514	0.419		
Total	8	158.152			

S = 0.6473 R-cuad. = 98.41% R-cuad.(ajustado) = 97.88%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	Intervalo
COCIDO	3	3.310	0.403	(--*--)
CRUDO	3	12.880	1.020	(--*--)
LAVADO	3	5.073	0.231	(--*--)

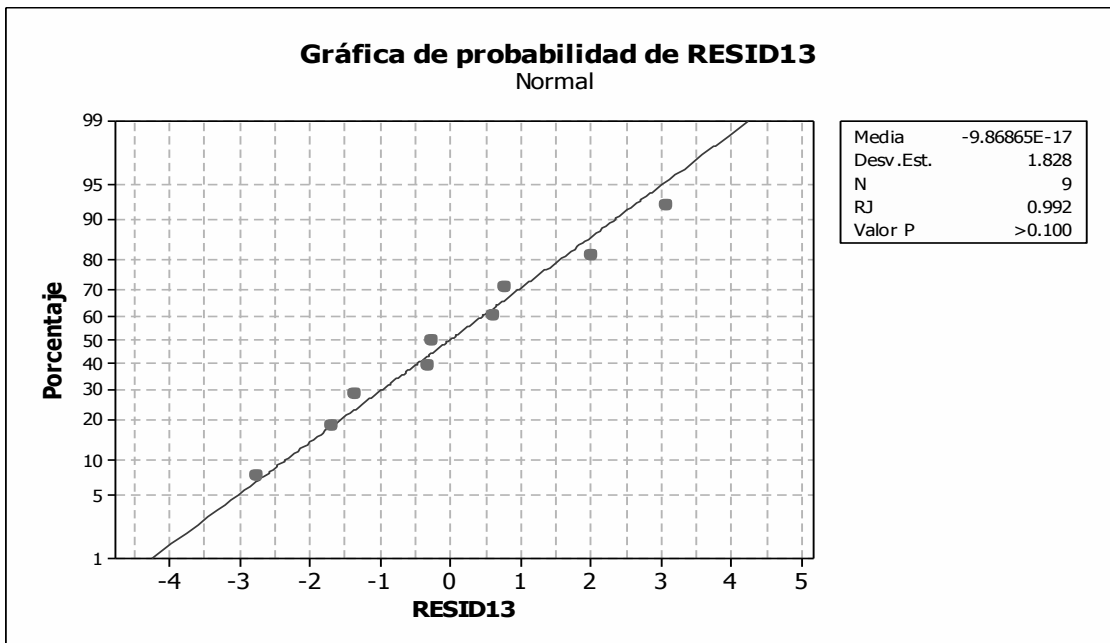
-----+-----+-----+-----+-----
3.0 6.0 9.0 12.0

Desv.Est. agrupada = 0.647

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	12.880	A
LAVADO	3	5.073	B
COCIDO	3	3.310	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 3.35, valor p = 0.187

ANOVA unidireccional: FUC_TO_A vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	683.16	341.58	76.65	0.000
Error	6	26.74	4.46		
Total	8	709.90			

S = 2.111 R-cuad. = 96.23% R-cuad. (ajustado) = 94.98%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	IC Inferior	IC Superior
COCIDO	3	5.133	0.517	(---*---)	
CRUDO	3	25.740	2.469		(---*---)
LAVADO	3	10.630	2.647	(---*---)	

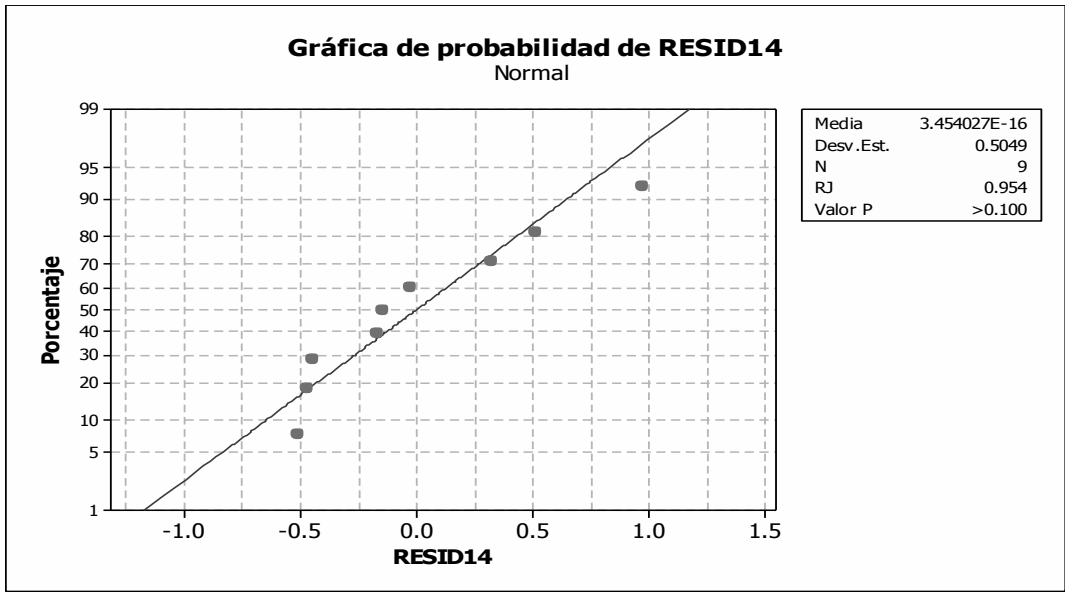
7.0 14.0 21.0 28.0

Desv.Est. agrupada = 2.111

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	25.740	A
LAVADO	3	10.630	B
COCIDO	3	5.133	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

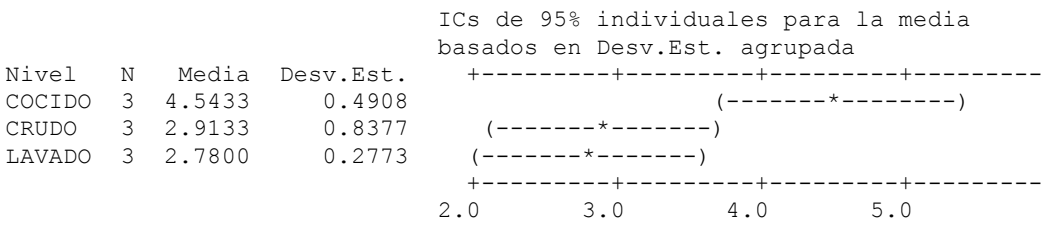


Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 1.81, valor p = 0.405

ANOVA unidireccional: NEG_TO_A vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	5.784	2.892	8.51	0.018
Error	6	2.039	0.340		
Total	8	7.823			

S = 0.5830 R-cuad. = 73.93% R-cuad.(ajustado) = 65.25%

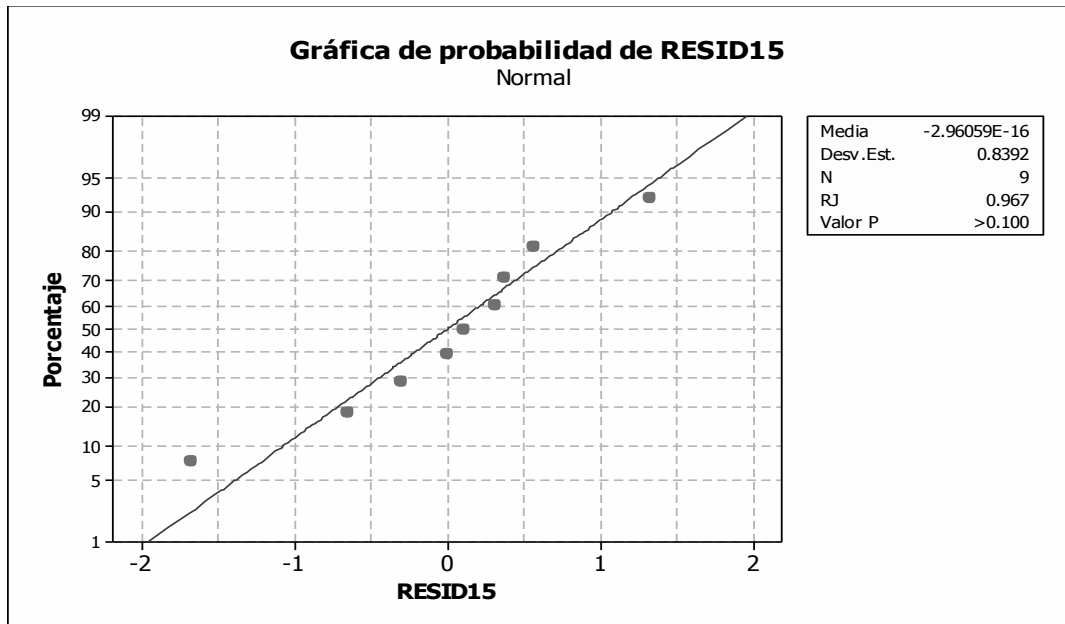


Desv.Est. agrupada = 0.5830

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
COCIDO	3	4.5433	A
CRUDO	3	2.9133	B
LAVADO	3	2.7800	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

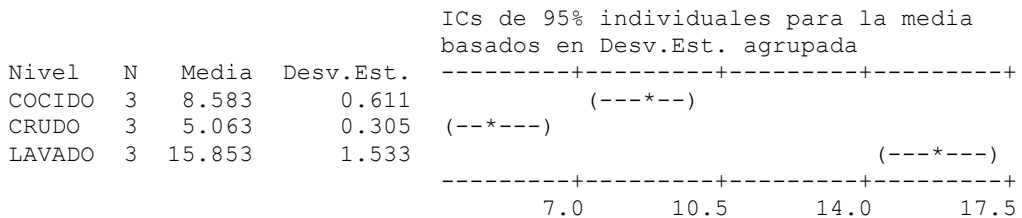


Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 3.79, valor p = 0.150

ANOVA unidireccional: PSK_TO_A vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	181.667	90.834	96.74	0.000
Error	6	5.634	0.939		
Total	8	187.301			

S = 0.9690 R-cuad. = 96.99% R-cuad.(ajustado) = 95.99%



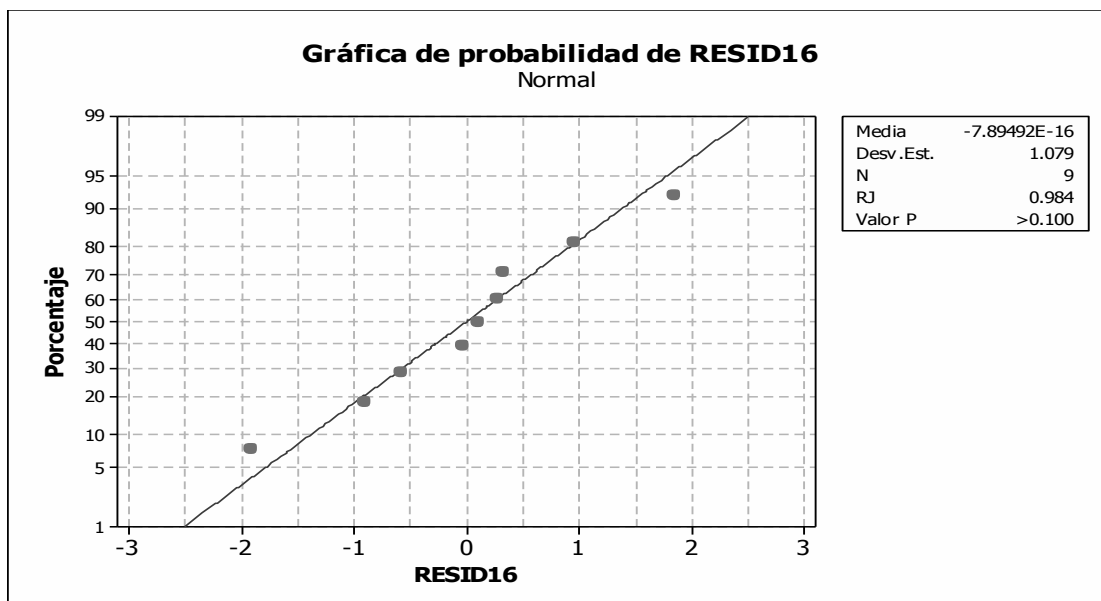
Desv.Est. agrupada = 0.969

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
LAVADO	3	15.853	A
COCIDO	3	8.583	B
CRUDO	3	5.063	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

COLORIMETRIA. TONALIDAD b* -60 (azul) a +60 (amarillo)



Prueba de Bartlett (distribución normal)
 Estadística de prueba = 2.51, valor p = 0.285

ANOVA unidireccional: ROS_TO_B vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	0.49	0.25	0.16	0.857
Error	6	9.32	1.55		
Total	8	9.81			

S = 1.246 R-cuad. = 5.02% R-cuad. (ajustado) = 0.00%

ICs de 95% individuales para la media basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.
COCIDO	3	17.300	0.512
CRUDO	3	17.867	0.936
LAVADO	3	17.510	1.877

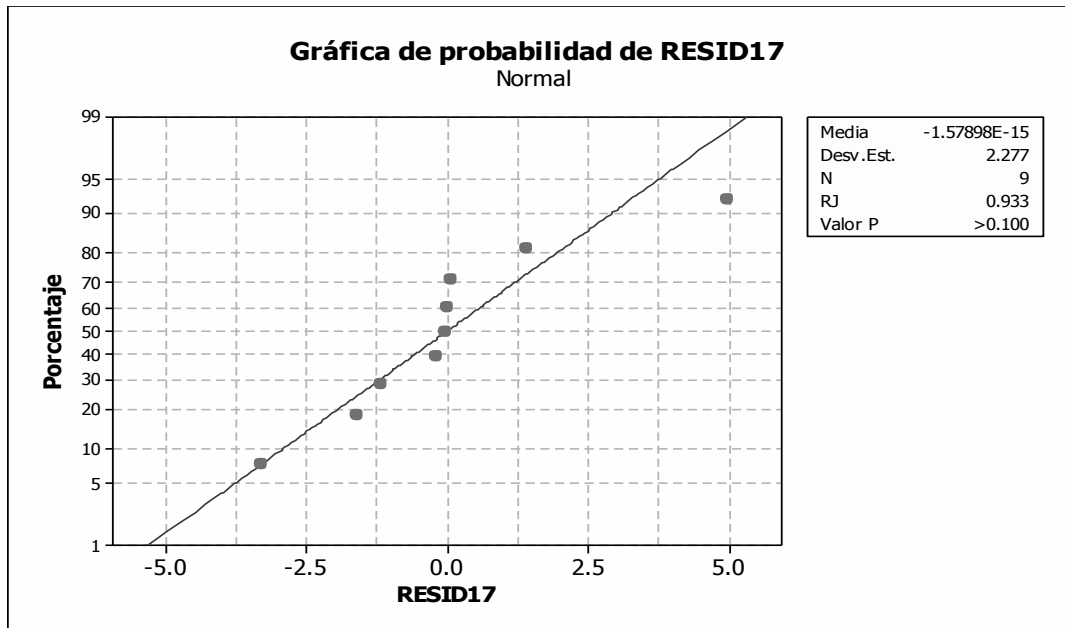
-----+-----+-----+-----+-----
 (------*-----)
 (------*-----)
 (------*-----)
 -----+-----+-----+-----+-----
 15.6 16.8 18.0 19.2

Desv.Est. agrupada = 1.246

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	17.867	A
LAVADO	3	17.510	A
COCIDO	3	17.300	A

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 13.81, valor p = 0.001

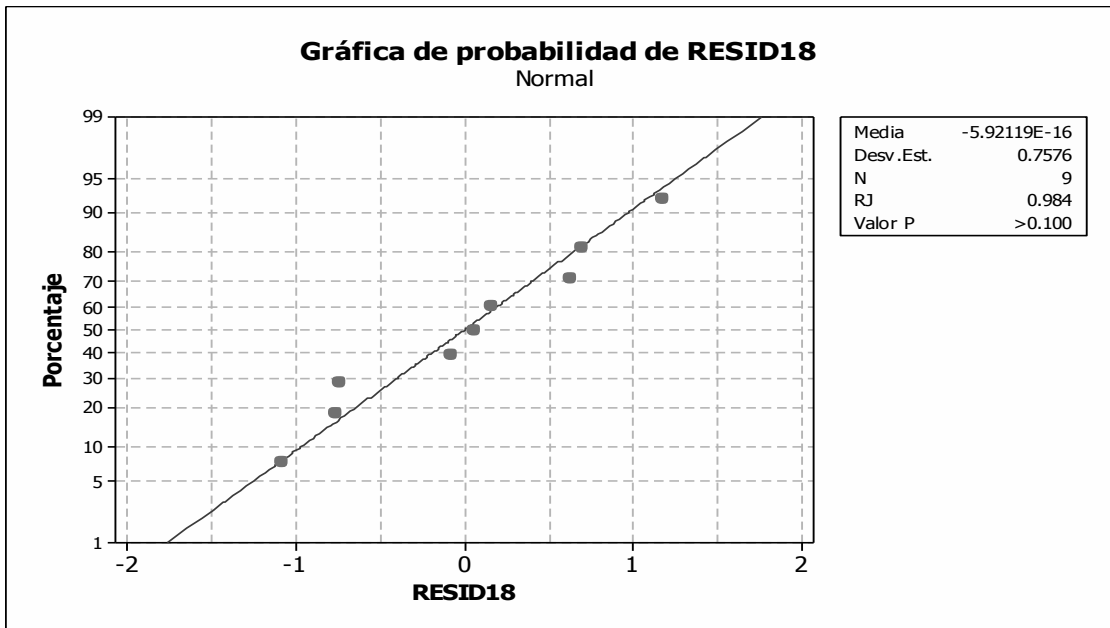
Prueba de Kruskal-Wallis: AM_TO_B vs. TRATOS

Prueba de Kruskal-Wallis en AM_TO_B

TRATOS	N	Mediana	Clasificación del promedio	Z
COCIDO	3	26.04	2.0	-2.32
CRUDO	3	36.17	8.0	2.32
LAVADO	3	30.25	5.0	0.00
General	9		5.0	

H = 7.20 GL = 2 P = 0.027

* NOTA * Una o más muestras pequeñas



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 0.50, valor p = 0.777

ANOVA unidireccional: FUC_TO_B vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	95.032	47.516	62.08	0.000
Error	6	4.592	0.765		
Total	8	99.625			

S = 0.8748 R-cuad. = 95.39% R-cuad. (ajustado) = 93.85%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	
COCIDO	3	18.550	0.707	(---*---)
CRUDO	3	12.963	0.717	(---*---)
LAVADO	3	20.667	1.132	(---*---)

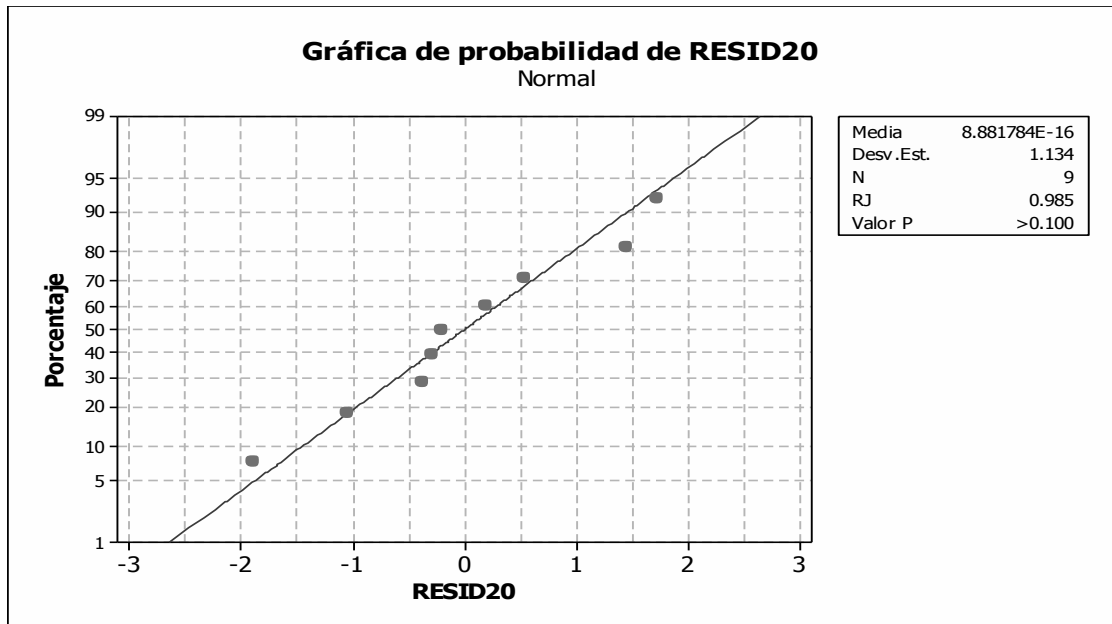
+-----+-----+-----+-----+-----+
12.0 15.0 18.0 21.0

Desv.Est. agrupada = 0.875

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
LAVADO	3	20.667	A
COCIDO	3	18.550	A
CRUDO	3	12.963	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

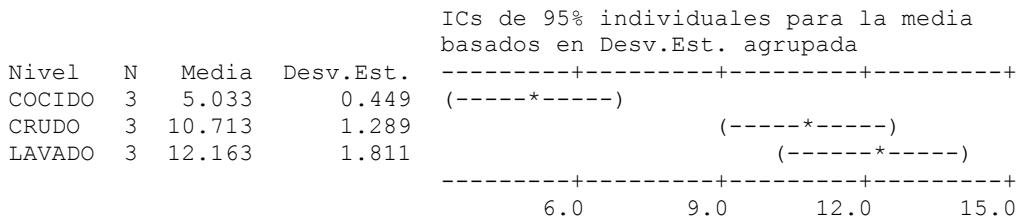


Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 2.49, valor p = 0.287

ANOVA unidireccional: PSK_TO_B vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	85.20	42.60	24.85	0.001
Error	6	10.29	1.71		
Total	8	95.49			

S = 1.309 R-cuad. = 89.23% R-cuad. (ajustado) = 85.64%



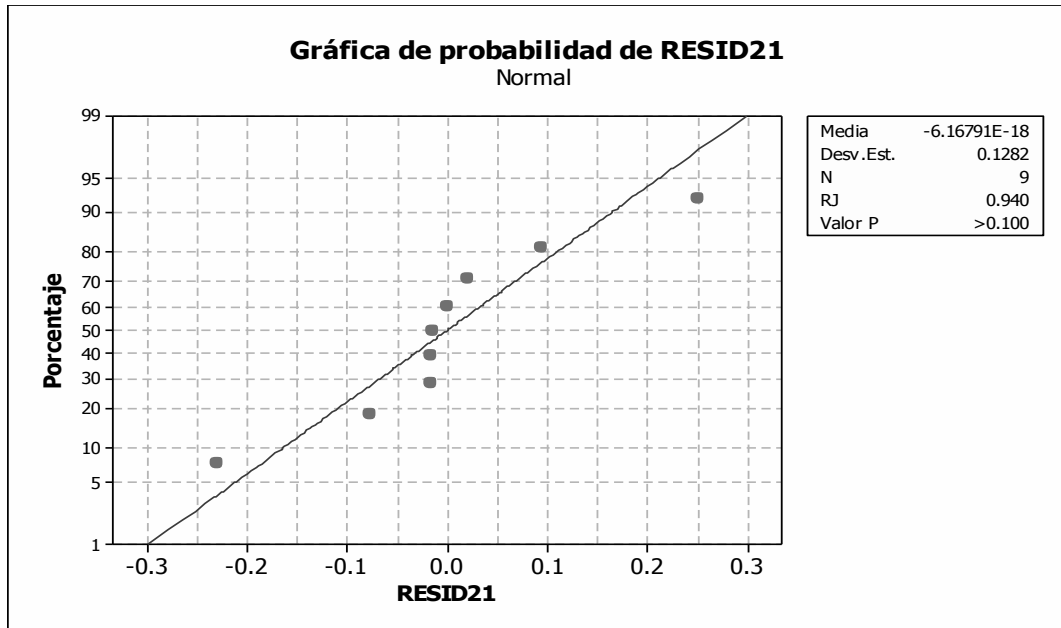
Desv.Est. agrupada = 1.309

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
LAVADO	3	12.163	A
CRUDO	3	10.713	A
COCIDO	3	5.033	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

BETACIANINAmg Betanina / 100 g de extracto acuoso



Prueba de Bartlett (distribución normal)
 Estadística de prueba = 6.98, valor p = 0.031

ICs de 95% individuales para la media basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	ICs de 95% individuales para la media basados en Desv.Est. agrupada
COCIDO	3	0.9312	0.2407	(-----*-----)
CRUDO	3	0.4792	0.0185	(-----*-----)
LAVADO	3	0.4267	0.0866	(-----*-----)

0.25 0.50 0.75 1.00

Desv.Est. agrupada = 0.1480

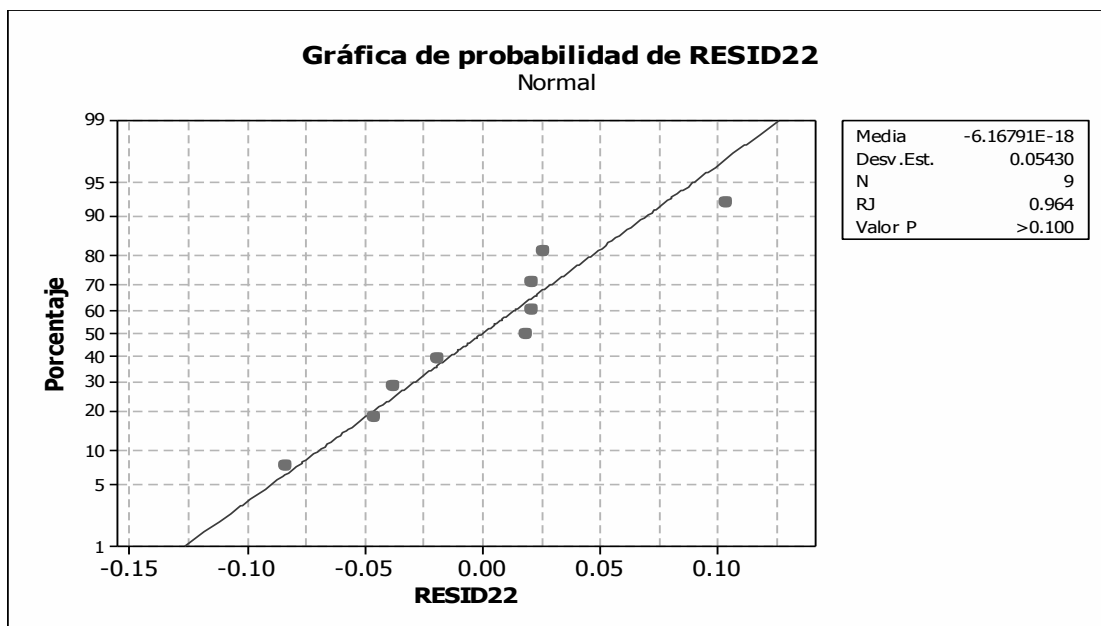
Prueba de Kruskal-Wallis: ROS_BET vs. TRATOS

Prueba de Kruskal-Wallis en ROS_BET

TRATOS	N	Mediana	Clasificación del promedio	Z
COCIDO	3	0.9140	8.0	2.32
CRUDO	3	0.4780	4.0	-0.77
LAVADO	3	0.4107	3.0	-1.55
General	9		5.0	

H = 5.60 GL = 2 P = 0.061

- NOTA * Una o más muestras pequeñas



Prueba de Bartlett (distribución normal)
 Estadística de prueba = 2.14, valor p = 0.343

ANOVA unidireccional: AM_BET vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	1.40618	0.70309	178.83	0.000
Error	6	0.02359	0.00393		
Total	8	1.42977			

S = 0.06270 R-cuad. = 98.35% R-cuad. (ajustado) = 97.80%

ICs de 95% individuales para la media
 basados en Desv.Est. agrupada

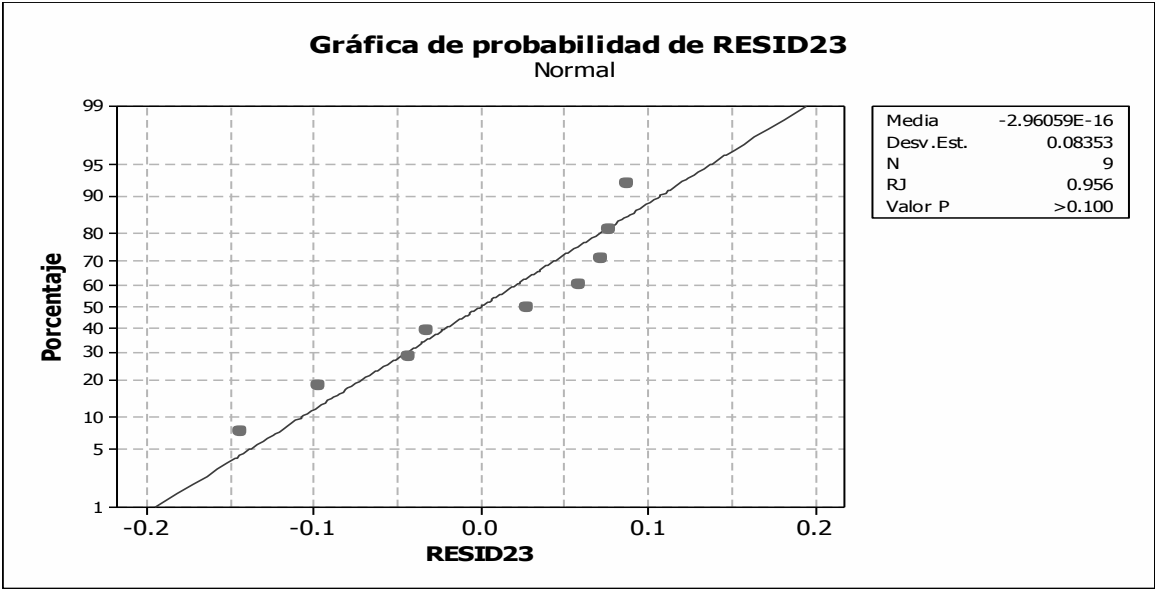
Nivel	N	Media	Desv.Est.	IC Inferior	IC Superior
CRUDO	3	1.2962	0.0952	0.98	1.41
COCIDO	3	0.5818	0.0403	0.48	0.68
LAVADO	3	0.3731	0.0334	0.28	0.47

Desv.Est. agrupada = 0.0627

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	1.2962	A
COCIDO	3	0.5818	B
LAVADO	3	0.3731	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 0.67, valor p = 0.716

ANOVA unidireccional: FUC_BET vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	105.9814	52.9907	5695.77	0.000
Error	6	0.0558	0.0093		
Total	8	106.0372			

S = 0.09645 R-cuad. = 99.95% R-cuad. (ajustado) = 99.93%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	
COCIDO	3	0.5970	0.0664	(*)
CRUDO	3	7.9869	0.1258	(*)
LAVADO	3	0.8231	0.0877	(*)

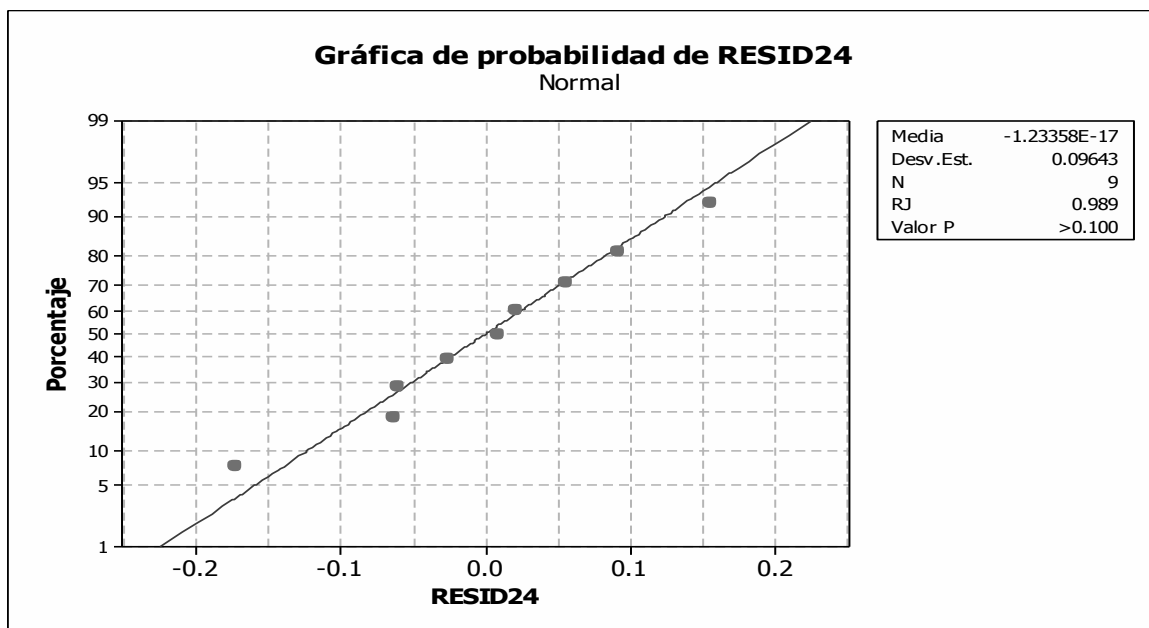
2.0 4.0 6.0 8.0

Desv.Est. agrupada = 0.0965

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	7.9869	A
LAVADO	3	0.8231	B
COCIDO	3	0.5970	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 1.86, valor p = 0.394

ANOVA unidireccional: NEG_BET vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	0.2102	0.1051	8.48	0.018
Error	6	0.0744	0.0124		
Total	8	0.2846			

S = 0.1113 R-cuad. = 73.87% R-cuad. (ajustado) = 65.15%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv. Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv. Est.	IC Inferior	IC Superior
COCIDO	3	0.8913	0.0587	(-----*-----)	(-----*-----)
CRUDO	3	1.2176	0.1651	(-----*-----)	(-----*-----)
LAVADO	3	0.8955	0.0806	(-----*-----)	(-----*-----)

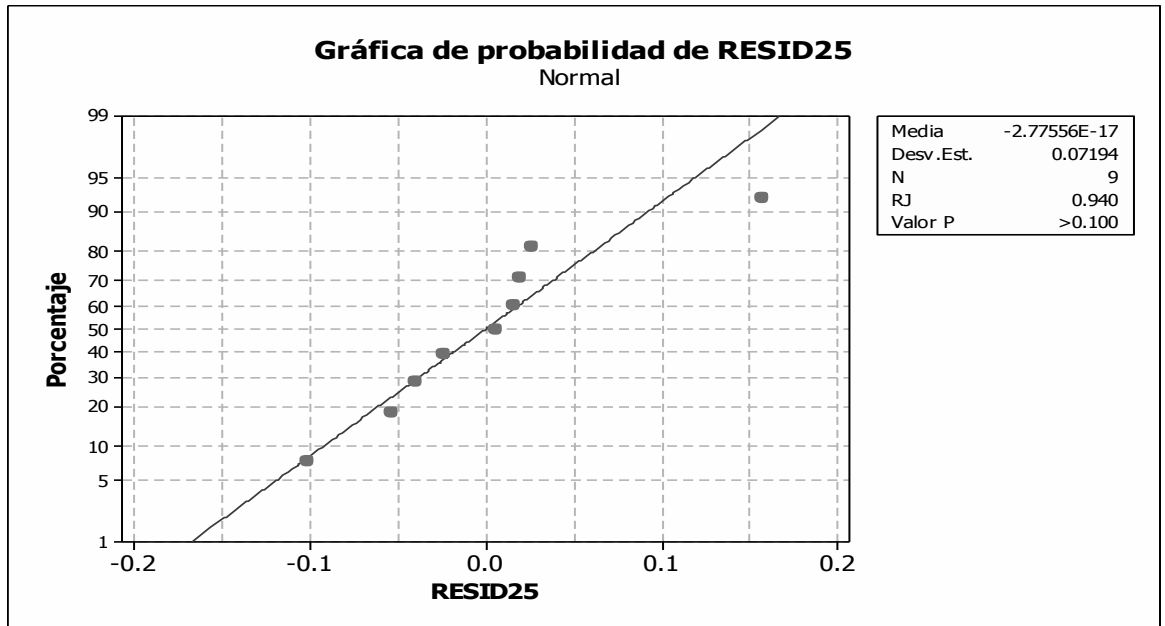
0.80 1.00 1.20 1.40

Desv. Est. agrupada = 0.1113

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	1.2176	A
LAVADO	3	0.8955	B
COCIDO	3	0.8913	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Prueba de Bartlett (distribución normal)
Estadística de prueba = 5.45, valor p = 0.065

ANOVA unidireccional: PSK_BET vs. TRATOS

Fuente	GL	SC	CM	F	P
TRATOS	2	0.11034	0.05517	8.00	0.020
Error	6	0.04140	0.00690		
Total	8	0.15175			

S = 0.08307 R-cuad. = 72.72% R-cuad. (ajustado) = 63.62%

ICs de 95% individuales para la media
basados en Desv.Est. agrupada

Nivel	N	Media	Desv.Est.	Intervalo
COCIDO	3	0.36954	0.03565	(-----*-----)
CRUDO	3	0.52616	0.13764	(-----*-----)
LAVADO	3	0.25608	0.02207	(-----*-----)

0.15 0.30 0.45 0.60

Desv.Est. agrupada = 0.08307

Agrupar información utilizando el método de Tukey

TRATOS	N	Media	Agrupación
CRUDO	3	0.52616	A
COCIDO	3	0.36954	A B
LAVADO	3	0.25608	B

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.