

**UNIVERSIDAD PERUANA UNIÓN**  
FACULTAD DE INGENIERIA Y ARQUITECTURA  
Escuela Profesional de Ingeniería de Alimentos



*Una Institución Adventista*

**Efecto de los parámetros de extracción acuosa de antocianinas de tres procedencias de la coronta de maíz morado (*Zea mays* L.)**

Por:  
Monica Cabezas Dipaz

Asesor:  
Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal

Lima, marzo de 2019

# DECLARACIÓN JURADA DE AUTORÍA DEL INFORME DE TESIS

Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal, de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura,  
Escuela Profesional

De Ingeniería de Alimentos, de la Universidad Peruana Unión.

DECLARO:

Que el presente informe de investigación titulado: "Efecto de los parámetros de extracción acuosa de antocianinas de tres procedencias de la coronta de maíz morado (*Zea mays L.*)" constituye la memoria que presenta la Bachiller Monica Cabezas Dipaz para aspirar al título de Profesional de Ingeniería de Alimentos, cuya tesis ha sido realizada en la Universidad Peruana Unión bajo mi dirección.

Las opiniones y declaraciones en este informe son de entera responsabilidad del autor, sin comprometer a la institución.

Y estando de acuerdo, firmo la presente declaración en Lima, a los 01, marzo del 2019



---

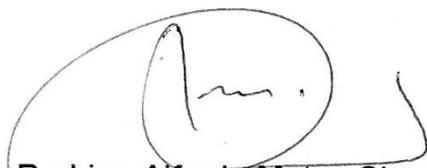
Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal

Efecto de los parámetros de extracción acuosa de antocianinas de tres procedencias de la coronta de maíz morado (*Zea mays* L.)

# TESIS

Presentada para optar el Título Profesional de Ingeniero de Alimentos

## JURADO CALIFICADOR



Dr. Rodrigo Alfredo Matos Chamorro  
**Presidente**



Ing. Guido Fulgencio Anglas Hurtado  
**Secretario**



Dr. Julio Florencio Paredes Guzmán  
**Vocal**



MSc. Silvia Pilco Quesada  
**Vocal**



Ing. Zembe Alejandro Saito Roncal  
**Asesor**

Lima, 01 de marzo de 2019

## **DEDICATORIA**

Se la dedico a Dios por haber permitido guiar mis pasos durante este proceso de investigación, mis padres Hector Cabezas Lizana y Elva Filomena Aujapuclla Dipaz por haberme formado una persona capaz de alcanzar sus sueños y todos que conforman la familia Cabezas Dipaz por los consejos.

## **Agradecimientos**

Agradecer a Dios por haberme permitido realizar esta investigación con mucho compromiso, paciencia y sabiduría.

A mis padres Hector Cabezas Lizana y Elva Filomena Aujapuclla Dipaz por el apoyo, motivación, cariño, amor incondicional y comprensión.

A mi asesor Ing. Alejandro Zembe Saito Roncal por la ayuda durante el proceso de investigación y sus conocimientos brindados.

A Ing. Gabriel Fajardo Susli por el apoyo, consejos y motivación.

A la Universidad Peruana Unión, director de la Escuela de Ingeniería de Alimentos Dr. Alfredo Matos Chamorro con sus delegados de los laboratorios Ing. Miguel Luna Gómez, Ing. Diego Fernando Cayra Ramos, Ing. Ketty Magaly Arellano Lino, Dr. Reynaldo Justino Silva Paz, Ing. Marita Diaz de la Vega Huanca y Ing. Andres Corimayhua Silva por el ingreso de las áreas de Centro de Investigación de Alimentos, Ciencia de Investigación de Alimentos, Laboratorio de Química y Laboratorio de Ingeniería de procesos.

A mis dictaminadores Mg. Silvia Pilco Quesada y Dr. Julio Paredes por la paciencia y tiempo de las revisiones de esta investigación.

Al programa BECA 18 por la educación y el apoyo financiero.

## INDICE GENERAL

1	CAPITULO I. EL PROBLEMA.....	9
2	CAPITULO II. REVISIÓN DE LA LITERATURA .....	12
2.1	Maíz morado .....	12
2.1.1	Origen del maíz morado.....	13
2.1.2	Producción agrícola del maíz morado .....	13
2.1.3	Clasificación taxonómica.....	14
2.1.4	Composición química.....	15
2.1.5	Variedades de maíz morado .....	16
2.2	Antocianina .....	17
2.2.1	Estructura de las antocianinas .....	17
2.2.2	Antocianinas del maíz morado.....	19
2.2.3	Factores que alteran la estructura de las antocianinas .....	22
2.2.4	Extracción de las antocianinas .....	25
2.2.6	Factores que influyen en la extracción .....	26
2.2.5	Solventes para extracción.....	27
2.3	Compuestos fenólicos .....	28
2.3.1	Fenoles simples .....	28
2.2.6	Fenoles Ácidos .....	29
2.4	Antioxidantes.....	31
2.5	Colorimetría.....	33
3	CAPITULO III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	38
3.1	Lugar de ejecución .....	38
3.2	Materiales e insumos.....	38
3.2.1	Materia prima .....	38
3.2.2	Materiales .....	39
3.2.3	Equipos .....	40
3.2.4	Reactivos.....	41
3.3	Metodología experimental .....	42
3.3.1	Análisis fisicoquímicos de la Materia Prima .....	42

3.3.2	Análisis del Extracto de Maíz Morado .....	42
3.3.2.3	Capacidad Antioxidante .....	43
3.4	Procedimiento Experimental .....	44
3.4.1	Acondicionamiento de la Materia Prima .....	44
3.4.2	Extracción de Antocianinas del Maíz morado.....	44
3.4.1	Estabilidad durante el Almacenamiento .....	45
3.5	Diseño Estadístico .....	46
3.5.1	Caracterización de la Materia Prima .....	46
3.5.2	Extracción.....	46
3.5.2	Estabilidad durante el almacenamiento .....	47
3.5	Análisis estadísticos .....	48
4	CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	49
4.1	Análisis proximal de las corontas .....	49
4.2	Resultados del Proceso de Extracción .....	50
4.2.1	Resultados de los Compuestos Fenólicos .....	53
4.2.2	Resultados de las antocianinas .....	55
4.2.3	Resultados de la capacidad antioxidante.....	58
4.2.4	Rendimiento .....	60
4.3	Resultados durante el Almacenamiento .....	61
4.3	Estabilidad durante el Almacenamiento .....	63
4.3.1	Antocianinas .....	63
4.3.2	Análisis de color .....	65
5.	CAPITULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	69
5.1	Conclusiones.....	69
5.2	Recomendaciones.....	70
6.	CAPITULO VI. REFERENCIAS .....	71

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Maíz morado por región según variables productivas 2015-2016 (Sistema Integrado de Estadísticas Agraria, 2017) .....	14
Tabla 2. Clasificación taxonómica del maíz (Valladares, 2010) .....	15
Tabla 3. Composición química del maíz morado en 100g del alimento (Reyes, Gómez , Espinoza, Bravo y Ganoza, 2009) .....	15
Tabla 4. Variables de los niveles del Arreglo Taguchi L <sub>9</sub> .....	46
Tabla 5. Arreglo Taguchi L <sub>9</sub> .....	47
Tabla 6. Resultados del análisis proximal de las variedades de corontas en base seca .....	49
Tabla 7. Resultados de la extracción en variedades de las corontas de Lunahuaná, Huacho y Arequipa.....	51
Tabla 8. Análisis de ANOVA en el proceso de extracción .....	51
Tabla 9. Resultados del almacenamiento en diferentes temperaturas (6,25,45°C).....	61
Tabla 10. Análisis de ANOVA del almacenamiento.....	62
Tabla 11. Resultados de la extracción en variedades de las corontas de Lunahuaná, Huacho y Arequipa (mg/g).....	92

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mazorca de Zea mays L. ....	12
Figura 2. Diagrama de líneas de la producción de cereales según año 2012-2016 .....	13
Figura 3. Estructura del grupo Flavio .....	18
Figura 4. Estructura de algunas antocianinas de importancia en alimentos .....	18
Figura 5. Ruta General de biosíntesis de las antocianinas .....	20
Figura 6. Espectos UV-Vis de las antocianinas aciladas y 3,5-glucosiladas (línea continua); no aciladas y 3-glucosidas (línea discontinua) .....	21
Figura 7. Estructuras de las antocianinas a diferentes pH's .....	23
Figura 8. Interacciones de antocianinas .....	25
Figura 9. Estructura química del fenol .....	28
Figura 10. Estructuras químicas de compuestos fenólicos simples .....	29
Figura 11. Ácidos Hidroxibenzóicos .....	30
Figura 12. Ácidos Hidroxibenzóicos .....	31
Figura 13. Reacción del DPPH con el método del 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) .....	32
Figura 14. Reacción entre 2,2-difenil-1-picrihidrazilo (DPPH) y Trolox .....	32
Figura 15. Matiz .....	33
Figura 16. Chromaticidad .....	34
Figura 17. Sistema de color tridimensional que muestra la luminosidad .....	34
Figura 18. Procedencias de las mazorcas del maíz morado .....	38
Figura 19. Sistema de extracción.....	45
Figura 20. Correlación entre las variables dependientes.....	52
Figura 21. Gráfico de medias de compuestos fenólicos (mg/100 ml) .....	53
Figura 22. Gráfico de medias de las antocianinas (mg/100 ml).....	55

Figura 23. Gráfico de medias de la capacidad antioxidante (umol/100 ml).....	58
Figura 24. Gráfico de medias de antocianinas(mg/100 ml) .....	63
Figura 25. Gráfico de medias de la luminosidad .....	65
Figura 26. Gráfico de medias del ángulo H .....	66
Figura 27. Las tres procedencias de corontas molidas después del secado .....	84
Figura 28. Corontas de maíz morado en el secado de la mufla y muestras incineradas .....	84
Figura 29. pH de las tres cultivares de corontas de maíz morado .....	85
Figura 30. Muestra titulada .....	85
Figura 31. Acondicionamiento del análisis de fibra cruda.....	86
Figura 32. Muestras incineradas.....	86
Figura 33. Filtrado un papel filtro para fibra cruda.....	87
Figura 34. Acondicionamiento del análisis de antocianinas.....	87
Figura 35. Flujograma de las operaciones de la extracción de la coronta de maíz morado...	89
Figura 36. Almacenamiento del extracto en diferentes temperaturas 6, 25 y 45°C .....	90
Figura 37. Acondicionamiento de la colorimetría.....	90
Figura 38. Flujograma de operaciones del análisis de antocianinas.....	91

## NOMENCLATURA Y/O SÍMBOLOS

DPPH	: 2,2-difenil-1-picrilhidrazil
ml	: Mililitros
$\mu$ l	: Microlitros
mg	: Miligramos
$\Delta A$	: Cambio en la absorbancia
g	: Gramos
$^{\circ}C$	: Celsius
min	: minutos
MP	: Materia prima
Tn	: Toneladas
HCl	: Ácido clorhídrico
KCl	: Cloruro de potasio
MP	: Materia prima
Ste	: Solvente
pH	: acidez activa o actividad de iones
AOAC	: Asociación de Químicos Analíticos
$\Delta A$	: Cambio en la antocianina
ANOVA	: Análisis de varianza
Trolox	: Ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromano-2-ácido carboxílico
LS	: Cuadrado medio
GL	: Grados de libertad
Fo	: Valor de F
SS	: Suma de cuadrados
nm	: Nanómetro
PM	: Peso molecular
QP	: Químico puro
msnm	: metros sobre nivel del mar

## RESUMEN

En el Perú las procedencias de Maíz Morado presenta un colorante natural que es cianidina-3-glucósido pertenece al grupo de las antocianinas asimismo tiene propiedades antioxidante siendo anti-cancerígeno cuando la materia prima se encuentra fresco. Los colorantes naturales no presentan mayor demanda ya que en las industrias alimentarias es reemplazada por colorantes sintéticos. El objetivo fue evaluar el efecto de los parámetros de extracción acuosa de antocianinas de la coronta de maíz morado (*Zea mays* L) variedades Lunahuaná, Huacho y Arequipa. Las procedencias Lunahuaná, Huacho y Arequipa corontas fueron estudiadas a 4 variables: temperatura (60, 80 y 100°C), tiempo (20,30 y 60 minutos), procedencia (Lunahuaná, Huacho y Arequipa) y relación Materia Prima: Agua (1:15, 1:30 y 1:45) se aplicó el arreglo Taguchi L<sub>9</sub> (3<sup>2</sup>). Las corontas presentaron diferencias en tipo de procedencias mediante las condiciones de la extracción. En el análisis de varianza presentó en los compuestos bioactivos las variables independientes de los parámetros de extracción (temperatura, tiempo, procedencia y relación Materia Prima: Agua) generaron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) según la gráfica de medias se encontró una mejor extracción mediante el estudio de antocianinas, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante fue 100°C, 40 minutos, procedencia Arequipa, Relación MP: Agua. Para la estabilidad durante el almacenamiento a las temperaturas (6, 25 y 45°C) y tiempo de tres semanas se degradan las antocianinas y en el análisis de color la luminosidad (L\*), ángulo H y Chroma con el análisis de varianza presentó significativos ( $p < 0.05$ ).

**Palabras clave:** Antocianinas, antioxidante, compuestos fenólicos, Maíz Morado.

## ABSTRACT

In Peru the varieties of Purple Corn presents a natural dye that is cyanidin-3-glucoside belongs to the group of anthocyanins also has antioxidant properties being anti-carcinogenic when the raw material is fresh. The natural dyes do not present a higher demand since in the food industries it is replaced by synthetic dyes. The objective was to evaluate the effect of the anthocyanin extraction watery parameters of the purple corn kernel (*Zea mays* L) varieties Lunahuaná, Huacho and Arequipa. The provenances Lunahuaná, Huacho and Arequipa corontas were studied under 4 variables: temperature (60, 80 and 100 ° C), time (20, 30 and 60 minutes), provenance (Luanahuaná, Huacho and Arequipa) and the relation Raw Material: Water (1:15, 1:30 and 1:45) the Taguchi L<sub>9</sub> arrangement (3<sup>2</sup>) was applied. The corontas presented differences in type of provenance through the conditions of the extraction. In the analysis of variance presented in the bioactive compounds the independent variables of the extraction parameters (temperature, time, origin and relation Raw Material: Water) generated significant differences (p <0.05) according to the graph of means was found a better extraction by The study of anthocyanins, phenolic compounds and antioxidant capacity was 100 ° C, 40 minutes, Arequipa origin, MP: Water ratio. For stability during storage at temperatures (6, 25 and 45 °C) and time of three weeks the anthocyanins are degraded and in the color analysis the luminosity (L \*), angle H and Chroma with the analysis of variance presented significant (p <0.05).

**Key words:** Anthocyanins, antioxidant, phenolic compounds, purple corn.

## 1 CAPITULO I. EL PROBLEMA

En la industria alimentaria la vista, el olfato, el gusto, sabor y la textura son elementos importantes para determinar el color, olor aroma, gusto, sabor y la textura quienes aportan un buen aspecto y calidad del alimento, siendo el color el primer atributo percibido por un consumidor y que por lo tanto puede definir la compra o rechazo de un producto (Espinosa, 2007).

Para utilizar el color de los alimentos, las empresas han recurrido al uso de colorantes artificiales. No obstante estos aditivos pueden ser responsables de un 40% de cáncer, pero la relación causal no esta tan establecida y no se conocen exactamente los constituyentes de la dieta que son responsables de esta enfermedad (Castillo, 2006). Por otro lado está comprobado que los colorantes artificiales tartrazina, carmoisina, rojo allura, amarillo ocaso, rojo ponceau 4R y el conservador benzoato de sodio tienen impactos negativos en la conducta de los niños provoca hiperactividad y déficit de atención (McCAnn, Barrett, Cooper, Crumple, Dalen, Grimshaw, Kitchin, Lok, Porteus, Prince, Sonuga, Warner & Stevenson, 2007).

Aunque la mayoría de colorantes artificiales son químicos sintéticos que no surgen en la naturaleza (Muñoz, 2008). Entre los colorantes artificiales se distinguen en colorantes azoicos: Tartrazina, rojo 2G, Rojo allura AC, entre otros y colorantes no azoicos: Azul patentado V, azul brillante FCF, amarillo de quinoleína, etc. (Sánchez, 2013). Sin embargo existen diferentes colorantes naturales como carotenoides, clorofilas, pigmentos fenólicos (antocianinas y taninos), betalainas, hemopigmentos entre otros no son muy utilizados en las industrias (Badui, 2006).

La importancia de las antocianinas radica en su actividad antioxidante, es decir que tiene una sustancia para disminuir la presencia de los radicales libres y retrasando así el daño oxidativo; de tal forma es beneficioso para la salud siendo importante para el ser humano especialmente cuando se encuentran en cantidades apreciables en alimentos de la dieta diaria (Sánchez & Guerrero, 2015).

El desaprovechamiento que existe en las industrias alimentarias es la aplicación de los pigmentos antocianicos naturales, en la cual el rendimiento de producción es menor comparado con colorantes sintéticos. Una de las principales materias primas para la producción de este pigmento a escala industrial es el maíz morado; además de estudiar el efecto de las condiciones de proceso, tal como temperatura, tiempo de extracción y la relación materia prima: solvente, el origen de la materia prima, dado que diferentes condiciones agroclimáticas podrían generar cambios en el contenido de antocianinas. En la literatura la información sobre la comparación de la extracción de antocianina con diferentes materias primas es limitada.

## **OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN**

### **Objetivo General**

- Evaluar la influencia de los parámetros de extracción acuosa de antocianinas de tres procedencias de coronta de maíz morado (*Zea mays* L.).

### **Objetivos Específico**

- Analizar las propiedades fisicoquímicas de la coronta de maíz morado de tres procedencias del Perú.
- Evaluar la influencia de los parámetros de extracción en el contenido de antocianinas, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante del extracto acuoso.
- Estudiar el efecto de la temperatura y tiempo de almacenamiento sobre la estabilidad del extracto de antocianinas.

## 2 CAPITULO II. REVISIÓN DE LA LITERATURA

### 2.1 Maíz morado

El maíz morado como se muestra en la figura 1 es una mazorca conformada por la tusa y grano, contiene principalmente el pigmento antocianina cianidina – 3b – glucósido conformando el 85% del total de este pigmento, y en menor cantidad en el pericarpio (cáscara) del grano de un 15% (Solid Perú, 2007).



Figura 1. Mazorca de *Zea mays* L. (Solid Perú, 2007)

La mazorca de maíz es compacta y formada por hojas que cubren totalmente, la coronta o tusa es una espiga de un eje grueso y en forma cilíndrica (Noroña, 2008). El grano está conformado por el pericarpio de piel externa protectora que tiene la función de impedir el ingreso de hongos y bacterias en endospermo tiene un peso total del grano en 80-84% también se componen de 90% de almidón y 9% proteínas, aceites, minerales y otros compuestos y el germen tiene el 9,5 al 12% del volumen total con grandes cantidades de energía donde puede nutrir la planta en el proceso de germinación y desarrollo (Chichizola, López, Navarro & Salinas, 2007).

### 2.1.1 Origen del maíz morado

El maíz es un cereal oriundo del Perú y México, cuyas culturas pre-colombianas lo consideran sagrado por otro lado el maíz morado es una mutación (un cambio genético) del maíz común que se produjo hace miles de años, crece de ese color y sabor solo en nuestro país, florece cultivado o en estado silvestre en diversos lugares de América (Ortiz, 2013), identificado en la época de la colonia por agricultores de los valles andinos de la Costa Central entre los 1,000 y 2,400 msnm asimismo fue conocido como oro, sara o kullisara (Solid Perú, 2007).

### 2.1.2 Producción agrícola del maíz morado

La producción agrícola del año de 2012 a 2016 para diferentes cereales se muestra en la figura 2, mostrando también la producción de maíz morado.

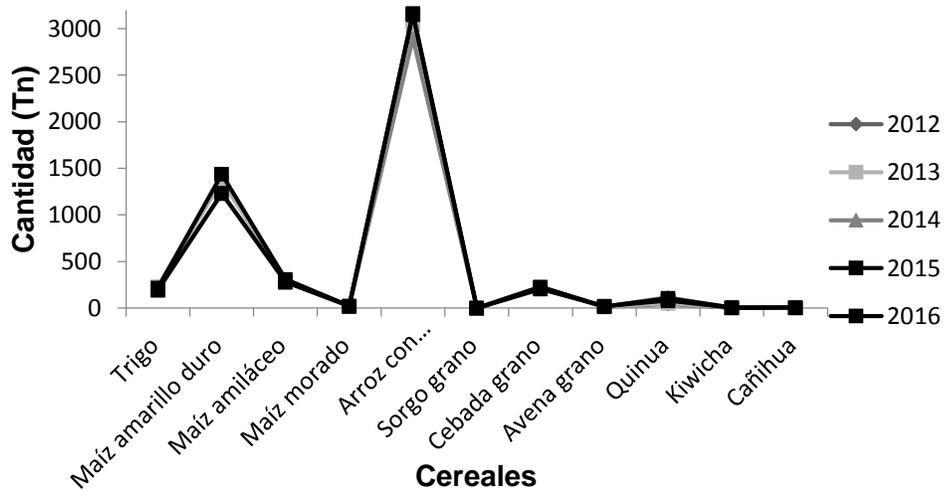


Figura 2. Diagrama de líneas de la producción de cereales según año 2012-2016 (Sistema Integrado de Estadística Agraria, 2016)

La región con más productividad del maíz morado fue en el año 2015 como se observa tabla 1 en Lima, Huánuco y Áncash donde tiene una variable entre 2015 a 2016 de -12, -20 y 47% por otro lado en el 2016 en los lugares de Lima, Áncash y Arequipa con una variabilidad de -12, 47 y 28%.

Tabla 1. Maíz morado por región según variables productivas 2015-2016 (Sistema Integrado de Estadísticas Agraria, 2017)

Regional	Producción (Tn)		
	2015	2016	Var. %
<b>Nacional</b>			
Áncash	2048	3018	47
Apurímac	113	164	45
Arequipa	1533	1964	28
Ayacucho	1303	1398	7
Cajamarca	389	969	149
Huánuco	2130	1703	-20
Ica	792	812	3
La Libertad	1889	1595	-16
Lima	10762	9485	-12
Lima Metropolitana	0	35	-
Moquegua	202	213	6

### 2.1.3 Clasificación taxonómica

El maíz (*Zea mays* L.) pertenece a la familia de Poaceae o gramíneas siendo características de plantas herbáceas y especie *Mays* similares a la caña de azúcar, trigo, arroz, sorgo, cebada, avena, centeno o el bambú (Tabla 2).

Tabla 2. Clasificación taxonómica del maíz (Valladares, 2010)

<b>Taxonomía</b>	
<b>Reino</b>	<i>Plantae</i>
<b>Sub-reino</b>	<i>Tracheobionta</i>
<b>División</b>	<i>Angiosperma</i>
<b>Clase</b>	<i>Magnoliophyta</i>
<b>Sub-clase</b>	<i>Commelinidae</i>
<b>Orden</b>	<i>Poales</i>
<b>Familia</b>	<i>Poaceae</i>
<b>Sub-familia</b>	<i>Panicoideae</i>
<b>Género</b>	<i>Zea</i>
<b>Especie</b>	<i>Mays</i>
<b>Nombre científico</b>	<i>Zea mays L.</i>

#### 2.1.4 Composición química

Los componentes químicos presentes en el maíz morado como se muestra en la tabla 3 es el ácido salicílico, grasas, resinas, saponinas, sales de potasio y sodio, azufre y fósforo, pero ante todo compuestos fenólicos (Arroyo, Raez, Rodríguez, Chumpitaz, Burga, De la cruz y Valencia, 2007).

Tabla 3. Composición química del maíz morado en 100g del alimento (Reyes, Gómez, Espinoza, Bravo y Ganoza, 2009)

<b>Componentes</b>	<b>Base humedad (%)</b>	
	<b>Grano</b>	<b>Coronta</b>
<b>Humedad</b>	11,4	11,20
<b>Proteína</b>	6,7	3,74
<b>Grasa</b>	1,5	0,32
<b>Fibra</b>	1,8	24,01
<b>Cenizas</b>	1,7	3,29
<b>Carbohidratos</b>	76,9	57,44

### 2.1.5 Variedades de maíz morado

Según Ruiz (2004) las principales procedencias de maíz morado son:

- **Maíz morado “Canteño”:** Deriva de la raza de cusco con características de mazorca muy similares a la raza de maíz morado “cusco”. Se cultiva en muchos lugares de la sierra del Perú pero especialmente en las partes altas del valle chillón en el departamento de lima hasta los 2500 msnm siendo la variedad que más consume en el mercado de Lima (Ruiz, 2004).
- **Maíz morado “Caraz”:** Variedad derivada de las razas ancashinas con características de grano chico que las variedades de origen cusqueño y puede adaptarse a la costa y presenta la coronta más pigmentada (Ruiz, 2004).
- **Maíz morado “Arequipeño”:** Las alturas del departamento de Arequipa la característica de la mazorca es similar a la de cusco pero más chica, el color de la tusa no es tan intensa como en otras variedades (Ruiz, 2004)
- **Maíz morado “Cusco”:** Variedad relacionado a la raza cusco gigante. Es tardía de granos grandes, se cultiva en diferentes lugares en zonas intermedias en la altitud de los departamentos Cusco y Apurímac (Ruiz, 2004).
- **Maíz morado “Negro de Junín”:** Se denomina así a una variedad precoz de granos negros y grandes. Se encuentra en la sierra sur y centro hasta Arequipa ocupando mayores alturas que las otras variedades (Ruiz, 2004).
- **Maíz morado “pmv-581 y pmv-582”:** Variedades mejoradas del programa de maíz de la Universidad Nacional Agraria La Molina (para la sierra media). (Ruiz, 2004).

Según (Quevedo, 2013) describe la variedad de maíz morado cuzqueño de raza gigante, es tardía con granos grandes mazorcas de ocho hileras muy definidas que se cultivan

en diferentes lugares en zonas de altitud intermedia en los departamentos de Cuzco y Apurímac.

## **2.2 Antocianina**

El pigmento antocianicos del maíz morado se encuentra en la planta donde se presenta en la savia celular; después la fecundación, inicio de la maduración en la mazorca. Inicialmente la mazorca es de color blanco, pero a medida que va madurando presentan unos puntos morados en los granos y se extiende al pericarpio del grano y hacia el centro de la mazorca donde el pigmento continúa acumulándose en la coronta y pericarpio pero no en el endospermo de las semillas (Elías y Gamero, 1988). Es por eso que estos pigmentos tienen característica química de glucósido. Generalmente son de color rojo, rosado, azul y violeta solubles en agua y están ampliamente distribuidas en la naturaleza formadas por una molécula de antocianinas (aglucon) que se une a una fracción de carbohidrato a través de un enlace glucosídico (Zeiger & Taiz, 2006).

### **2.2.1 Estructura de las antocianinas**

Según Aguilera, Reza, Chew & Meza (2011) indica que los compuestos químicos pertenecen a la familia de los flavonoides para las antocianinas se encuentran los glucósidos estos están constituidos por una molécula de antocianidina es decir la aglicona se une con el azúcar por medio de un enlace  $\beta$ -glucosídico; asimismo estas agliconas están formadas por dos grupos aromáticos: un benzopirilio (A) y un anillo fenólico (B) ambos unidos por una cadena de tres átomos de carbono (Figura 3) siendo que el anillo B producen seis antocianidinas conocidas: pelargonidina, cianidina, delphinidina, peonidina, petunidina y malvinidina.

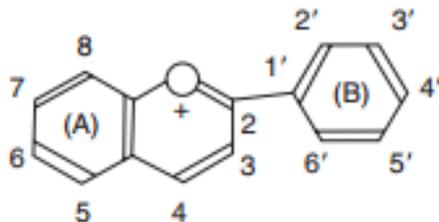


Figura 3. Estructura del grupo Flavio (Badui, 2006)

El núcleo central flavilo está unida a la fracción azúcar donde constituyen aproximadamente de 20 antocianinas las más importantes son pelargonidina, delphinidina, cianidina, petunidina, peonidina y malvidina como se muestra en la (Figura 4) estos azúcares generan aproximadamente 300 antocianinas (Badui, 2006).

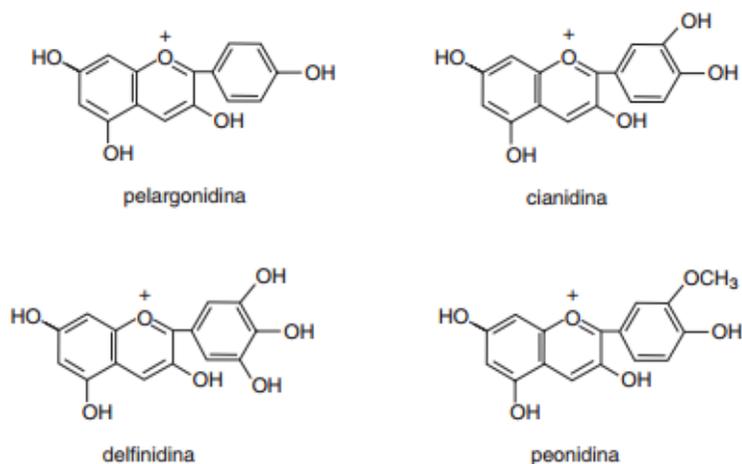


Figura 4. Estructura de algunas antocianinas de importancia en alimentos (Badui, 2006)

## 2.2.2 Antocianinas del maíz morado

Los componentes de las corontas se muestran en la Tabla 4.

Tabla. Componentes de un extracto comercial de antocianinas de corontas de maíz morado  
(Pascual, Santos & Rivas, 2002)

Compuesto	Rf	[M] <sup>+</sup>	Fragmentos [M+H] <sup>+</sup>	AR(%)
Dímero	14,0	899	737;575;423	1,8
Cianidina-3-glucósido	28,8	449	287	54,3
Pelargonidina-3-glucósido	34,8	433	271	6,1
Peonidina-3-glucósido	37,2	463	301	14,7
Cianidina-3-(6"-malonilglucósido)	39,8	535	449;287	11,6
Pelargonidina-3-(6"-malonilglucósido)	42,3	519	433;271	3
Peonidina-3-(6"-malonilglucósido)	43,2	549	463;301	5,5
Cianidina-3-(6"-etilmalonilglucósido)	47,7	563	449;287	2,6
Pelargonidina-3-(6"-etilmalonilglucósido)	48,9	547	433;271	0,2
Peonidina-3-(6"-etilmalonilglucósido)	49,5	577	463;301	0,1

a: Dímero formado por la condensación directa de un flavan-3-ol y cianidina-3,5-diglucósido, AR: Abundancia relativa.

### 2.2.2.1 Biosíntesis de las antocianinas

Al anillo A de las antocianinas se sintetiza por la ruta del ácido malónico con la condensación de tres moléculas de malonil-CoA, mientras que el anillo B se sintetiza por la ruta de ácido shikímico. El ácido shikímico permite el paso a la fenilalanina que por acción de una fenilalanina amonía liasa (PAL) y después de una pérdida de NH<sub>3</sub> se convierte en ácido p-coumárico. El p-coumaril-CoA luego participa en una reacción de condensación con las tres moléculas de malonil-CoA para formar una chalcona de 15 C, reacción propiciada por una

chalcona sintetasa. Este compuesto intermedio de 15 C es transformado en una flavona en una reacción catalizada por una chalcona isomerasa (Fennema, 2000). Finalmente, la flavanona es transformada en la correspondiente antocianina por una reacción de hidroxilación en el carbono 3 seguida por una deshidratación (Figura 5). La molécula de antocianinas se estabiliza por glicosilación del heterociclo; reacción en la que interviene una glicosil transferasa y posterior posibles reacciones de metilación de los hidroxilos seguidas de acilaciones (Astrid, 2008).

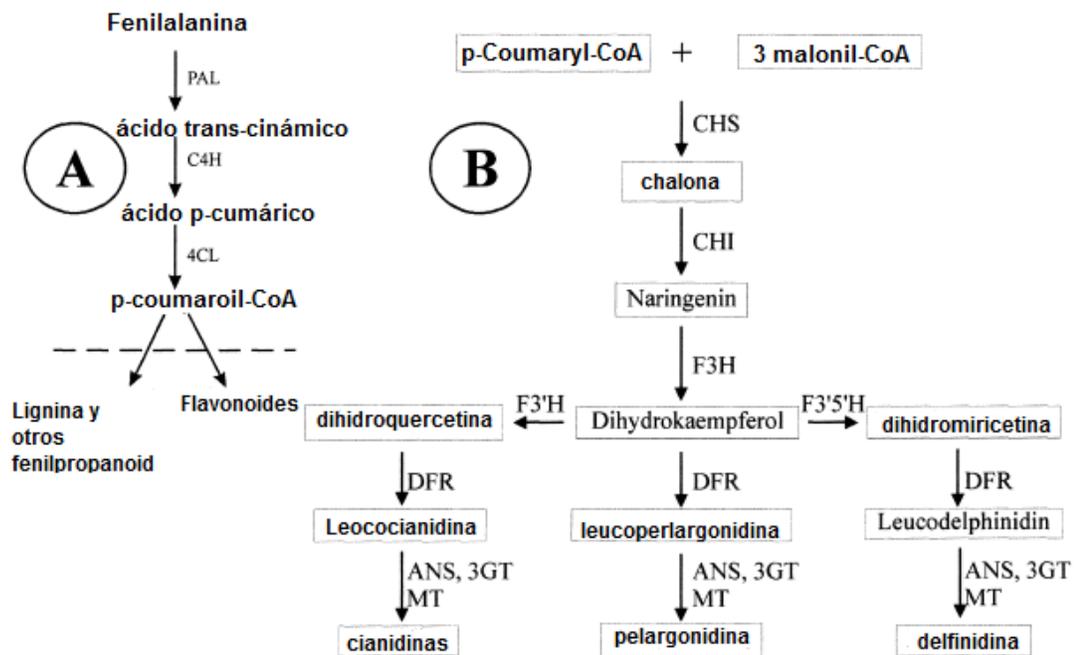


Figura 5. Ruta General de biosíntesis de las antocianinas (Delgado, Jiménez & Paredes, 2000)

### 2.2.2.2 Análisis por espectrofotometría UV-Vis

Debido a su estructura las antocianinas presentan máximos de absorción tanto en la región visible como en la ultravioleta resultando muy importante para la caracterización estructural de dichos compuestos. La glicosilación conlleva a un desplazamiento hipsocrómico de los máximos de absorción en el espectro visible siendo entre pelargonidina ( $\lambda_{\text{max}}$ 520nm); ocurre un desplazamiento de 15/nm; pelargonidina-3-glucósido (505nm), cianidina ( $\lambda_{\text{max}}$ 535nm), cianidina-3-glucósido ( $\lambda_{\text{max}}$ 523nm) un 12/nm; delphinidina ( $\lambda_{\text{max}}$ 544) y delphinidina-3-glucósido ( $\lambda_{\text{max}}$ 534nm) un 10/nm (Harbone & Williams, 1995).

Los derivados acilados no muestran diferencia con respecto a los correspondientes no acilados en la zona del visible sin embargo la región del ultravioleta suelen presentar un máximo adicional en el intervalo de  $\lambda$  310-335 nm correspondiente a la absorción del grupo acilo (Figura 6). La esterificación con ácido p-cumárico aumenta la absorción en torno a 308-313 nm y con ácido caféico en  $\lambda$ 326-329 nm (Wrolstad & Heatherbell, 1974).

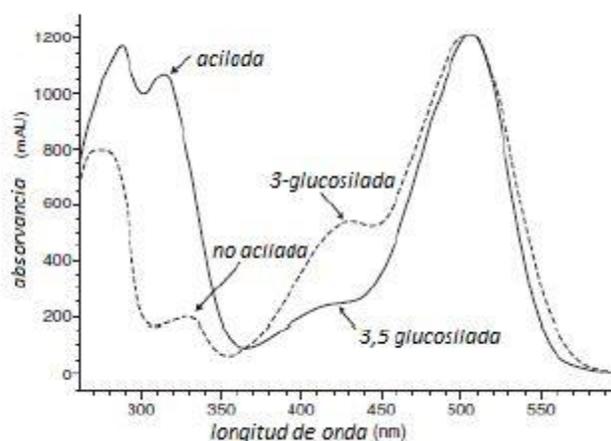


Figura 6. Espectros UV-Vis de las antocianinas aciladas y 3,5-glucosiladas (línea continua); no aciladas y 3-glucosidas (línea discontinua) (Harbone, 1998).

### **2.2.3 Factores que afectan su estabilidad**

La pérdida de color de las antocianinas se da por la presencia de compuestos reactivos como azúcares reductores, fenoles y aminoácidos (Zeiger & Taiz, 2006). La degradación de las antocianinas se debe a reacciones enzimáticas producidas en forma natural en los frutos, como la enzima  $\beta$ -glucosidasa la cual hidroliza al enlace glucosídico en el carbono 3 separando la antocianidina del azúcar. Existen otras enzimas del tipo de las polifenolasa que causan una decoloración de los frutos, y presencia de algunos microorganismos capaces de inducir la destrucción de las antocianinas (Fennema, 2000; Badui, 1988).

- **Efecto del pH**

Las antocianinas son más estables en un medio ácido que en un medio neutro o alcalino. En medio ácido predomina el ión flavilio (de color rojo), en cambio a pH básico o alcalino predominan las formas carbinol (a pH 4,5) y chalcona (sin color) las cuales son susceptibles al ataque nucleofílico por parte del agua (Hutchings, 1999). Por lo tanto las antocianinas tienen su máxima expresión de color a pH ácidos (pH=1), por ello su extracción suele hacerse a pH ácido (Figura 7).

- **Efecto de la temperatura**

Según (Markakis & Jurd, 1974) indica que la degradación de la antocianina aumenta en temperaturas crecientes el pelargonidina-3-glucósido puro al someterlo al calor de 50 a 110°C en solución acuosa pierde el color y a cinética de energía de activación es 27,000 cal/mol.

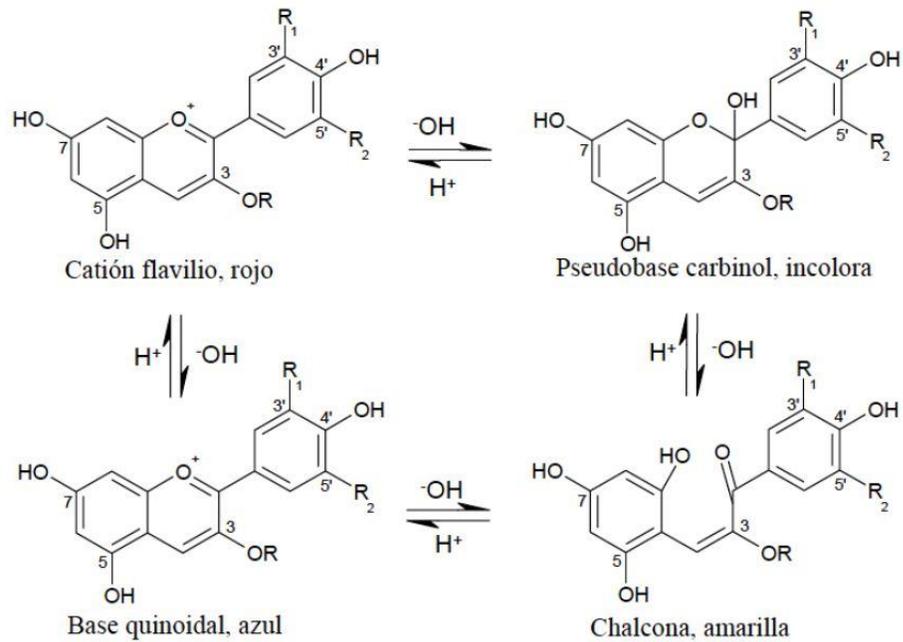


Figura 7. Estructuras de las antocianinas a diferentes pH's (Guisti & Wrolstad, 2001)

En la extracción a mayor temperatura incrementa la solubilidad y el transporte difusional de los materiales donde favorece a la lixiviación con las aplicaciones de ebullición o con solvente hirviendo, como se realiza en la extracción de aceites, colorante, etc. Sin embargo no es adecuado incrementar la temperatura porque existe la degradación térmica que presenta el material soluble que limita la temperatura por los aspectos de costos de energía. El balance de materia en las condiciones de lixiviación a temperaturas constantes de ebullición los cálculos podrían determinar la energía térmica (Medina, 2015)

- **Efecto de agitación**

El grado de agitación conferida a la lixiviación define la hidrodinámica tal que la mayor turbulencia de la mezcla sólida – líquida que promueve la suspensión y facilitar la extracción mediante la difusión convectiva el líquido donde no puede influir a la resistencia difusiva al interior de la partícula (Medina, 2015).

- **Efecto del ácido**

El ácido ascórbico y las antocianinas desaparecen simultáneamente de los zumos de frutas, lo cual sugiere cierta interacción directa entre las moléculas. Sin embargo esta idea sea desechado, pues se cree que la degradación inducida por el ácido ascórbico de las antocianinas resulta indirectamente de la formación de peróxido de hidrógeno durante la oxidación del ácido ascórbico (Fenema, 2000).

- **Efecto de la luz**

La luz promueve la biosíntesis de antocianinas, aunque la formación del pigmento puede comenzar en la oscuridad. Dos reacciones fotográficas controlan la síntesis una es una reacción de baja energía gobernada por el sistema del citocromo y el otro es una alta energía de reacción (Markakis & Jurd, 1974).

- **Copigmentación**

Los mecanismos más importantes son: Copigmentación intermolecular, copigmentación y formación de complejos de metales (Figura 8). En la copigmentación intermolecular se sugiere que las antocianinas y los copigmentos pueden darse en los flavonoides incoloros y otros compuestos fenólicos a través de la interacción de los enlaces

de hidrógeno e interacciones hirofóbicas débiles formando así complejos; este tipo de copigmentación puede producirse tanto con el catión de flavilio como con las formas de base quinonoidal tanto de la antocianina; dado que las dos formas de equilibrio de las antocianinas son casi planas y con electrones deslocalizados, las interacciones de estas con copigmentos tengan características estructurales similares son más fáciles y probables (Rein, 2005).

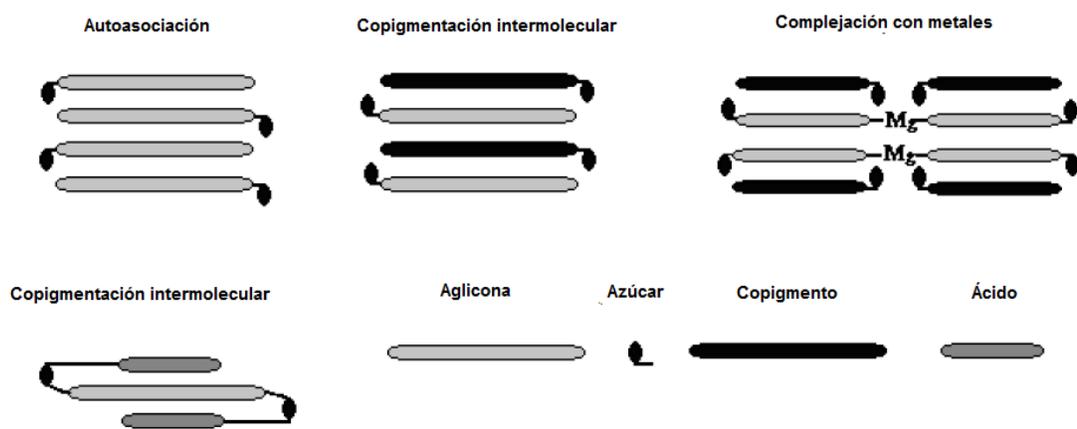


Figura 8. Interacciones de antocianinas (Rein, 2005)

#### 2.2.4 Extracción de las antocianinas

En la relación de la extracción el carácter polar de molécula de antocianina permite su solubilidad en variados solventes como alcoholes, acetona y agua. El método de extracción debe ser el más adecuado para cada aplicación concreta en el caso de las antocianinas se debe maximizar la extracción de pigmentos, minimizar los compuestos extraídos y limitar la degradación o alteración del estado natural del extracto asimismo los factores involucrados en su estabilidad y los mecanismos de degradación es vital para una eficiente extracción, purificación y uso de las antocianinas como colorantes de alimentos (Rodríguez & Wrolstad, 2001).

### **2.2.6 Factores que influyen en la extracción**

En el proceso de extracción es afectado por factores siguientes:

- **Tamaño de partícula**

El tamaño de las partículas influye ya que los sólidos de tamaño pequeño tienen una mayor superficie de contacto con el líquido y la distancia de difusión entre el soluto y el solvente es menor por lo tanto la cantidad de soluto se transmite mayor (Ullauri, 2010).

- **Solvente**

Generalmente se utiliza etanol para la extracción de los principios activos de las plantas sin embargo el agua es considerado un solvente universal por su capacidad de extracción sólido-líquido (Ullauri, 2010).

- **Tiempo de extracción**

Es considerado como un factor de menor incidencia en la extracción del colorante pero en grandes volúmenes será un factor muy importante en los costos de operaciones siendo de un tiempo largo de producción baja la rentabilidad (Centeno, 2003).

### 2.2.5 Solventes para extracción

- **Agua destilada**

El agua tiene una gran capacidad para disolver sustancias iónicas y sustancias polares o con iones donde facilita la polaridad de la molécula por otro lado siendo moléculas polares se intercalan entre las moléculas de agua y sus dipolos, en algunos casos los solutos polares funcionan con donadores y receptores en los puentes hidrógeno que establecen entre sus moléculas y del agua. Las sustancias iónicas se disuelven en el agua ya que sus moléculas atraen electrostáticamente a los iones que forman. Mientras la interacción con los iones positivos se establece con el polo negativo de la molécula del agua donde se produce con el polo positivo en la molécula de agua (Peña, Arroyo, Gómez, Tapia & Gómez, 2005)

- **Etanol**

El etanol su fórmula es  $CH_3-CH_2-OH$  este producto orgánico sintético más antiguo empleado por el hombre siendo uno de los más importante por sus usos son industriales, domésticos y medicinales la industria usa mucho etanol como un disolvente (Nicaragua, 2004).

- **Metanol**

Tiene un enlace C-O-H está conformado por un grupo hidroxilo que pueden formar el puente de hidrógeno en los puntos de ebullición y de fusión se deduce que es un líquido volátil a temperatura y presión atmosféricas (Curcio & Podepiora, SN)

## 2.3 Compuestos fenólicos

Compuestos orgánicos que su estructura pertenece a un grupo –OH unido a un anillo aromático es conocido como compuestos fenólicos y aquellos en que se repite este radical son conocidos como polifenoles; este compuesto presenta efectos beneficiosos para la salud: contra cáncer, propiedades antiinflamatorias, antialérgicas, antitumorales, antimicrobianas, vaso relajante y antioxidante. Los compuestos fenólicos contenidos en el maíz morado actúan como antioxidantes, secuestrando especies reactivas de oxígeno e inhibiendo las enzimas productoras de radicales libres (Atmani, Ruíz, Ruíz, Lizcano, Bakkali, Atmani, 2011)(Figura 9).

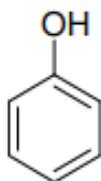


Figura 9. Estructura química del fenol (Peñarrieta, Tejada, Mollinedo, Vila & Bravo, 2014).

### 2.3.1 Fenoles simples

Las estructuras químicas de algunos compuestos fenólicos simples se muestran (Figura 10) hay presencia derivados del resorcinol, que son compuestos en su mayoría anfifílicas se encuentran presentes en muchos cereales (Ross, Kamal, Lundin, Zhang, Hallmans & Aman, 2003).

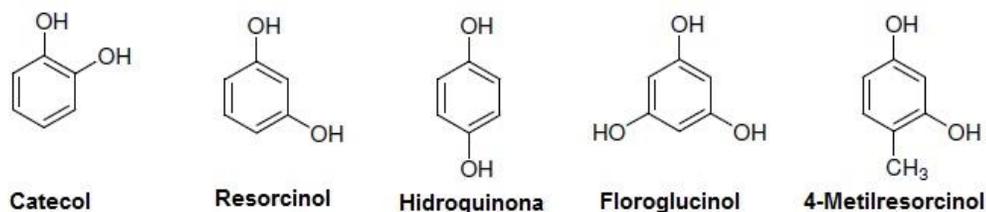


Figura 10. Estructuras químicas de compuestos fenólicos simples (Peñarrieta et.al., 2014)

### 2.2.6 Fenoles Ácidos

Los ácidos fenólicos consisten en dos grupos: los ácidos hidroxibenzóicos y los ácidos hidroxicinámicos asimismo es importante recalcar la presencia de más de un grupo hidroxilo y una mayor separación del grupo carbonilo al anillo aromático aumentan la capacidad antioxidante de estos compuestos. Por ejemplo los ácidos hidroxinámicos son más efectivos en términos de la actividad antioxidante que los ácidos hidroxibenzóicos (Dziedzic & Hudson, 1984).

#### a. Ácidos hidroxibenzóicos

Son compuestos que presentan un grupo carboxílico (grupo ácido) y grupos hidroxilo uno o más en un anillo aromático (Figura 10). Están presentes en alimentos tales como frutas, verduras y cereales. Por otro lado, hay muchos estudios que informan de la actividad biológica de los ácidos hidroxibenzóico como por ejemplo el ácido protocatéquico presenta un efecto protector frente a lesiones de hígado en modelos animales (Lui, Wang, Chu, Cheng & Tseng, 2002).



Figura 11. Ácidos Hidroxibenzóicos (Peñarrieta et.al., 2014)

### b. Ácidos hidroxicinámicos

Los ácidos fenólicos se caracteriza por la presencia del grupo  $\text{CH}=\text{CH}-\text{COOH}$  en remplazo del grupo  $\text{COOH}$  hay presencia de doble enlace carbono ( $\text{C}=\text{C}$ ) de la cadena la resonancia química que es descrita como una deslocalización de los electrones en los enlaces  $\pi$  estabilizando los radicales libres por lo tanto incrementa la capacidad antioxidante de una molécula. Los alimentos con ácido hidroxicinámicos son: uvas, manzanas, arándanos, espinacas, brócoli, col rizada, café y cereales (Tejeda, Alvarado, Dębiec, Peñarrita, Cardenas, Alvarez, Chawade & Bergenståhl, 2013) (Figura 12).

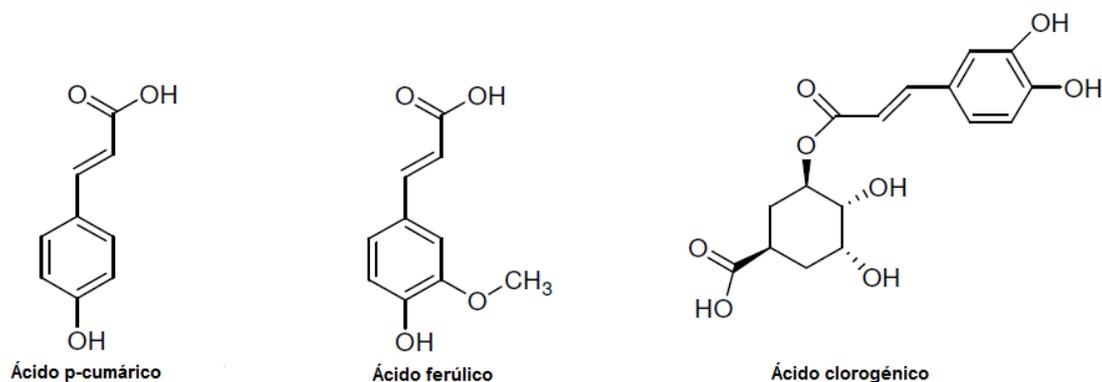


Figura 12. Ácidos Hidroxibenzóicos (Peñarrieta et.al., 2014)

## 2.4 Antioxidantes

Las antioxidantes dificultan la posibilidad que otras moléculas se unan al oxígeno al interactuar más rápido con los radicales libres del oxígeno y las especies reactivas del oxígeno que con otras moléculas presentes en un organismo. La acción del antioxidante es perder de su propia integridad molecular para evitar alteraciones de moléculas de lípidos, proteínas, ADN, etc. (Venereo, 2002).

Por otro lado, el método del DPPH es basado en la reducción del radical DPPH por los antioxidantes sobre las muestras asimismo el radical es estable y tiene una coloración púrpura que se pierde progresivamente cuando se añade la muestra conteniendo sustancias antioxidantes (Figura 13) al someter a 515 nm forma una decoloración hasta alcanzar el equilibrio (Figura 14)(Einbond, Reynertson, Luo, Basile & Kennelly, 2004).

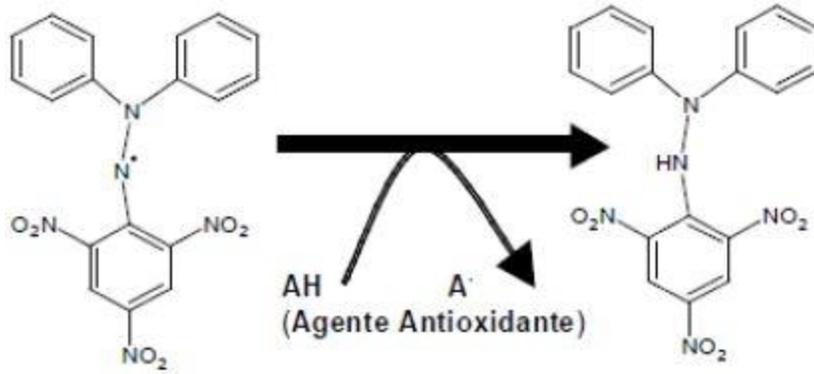


Figura 13. Reacción del DPPH con el método del 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH)(Molyneux, 2004)

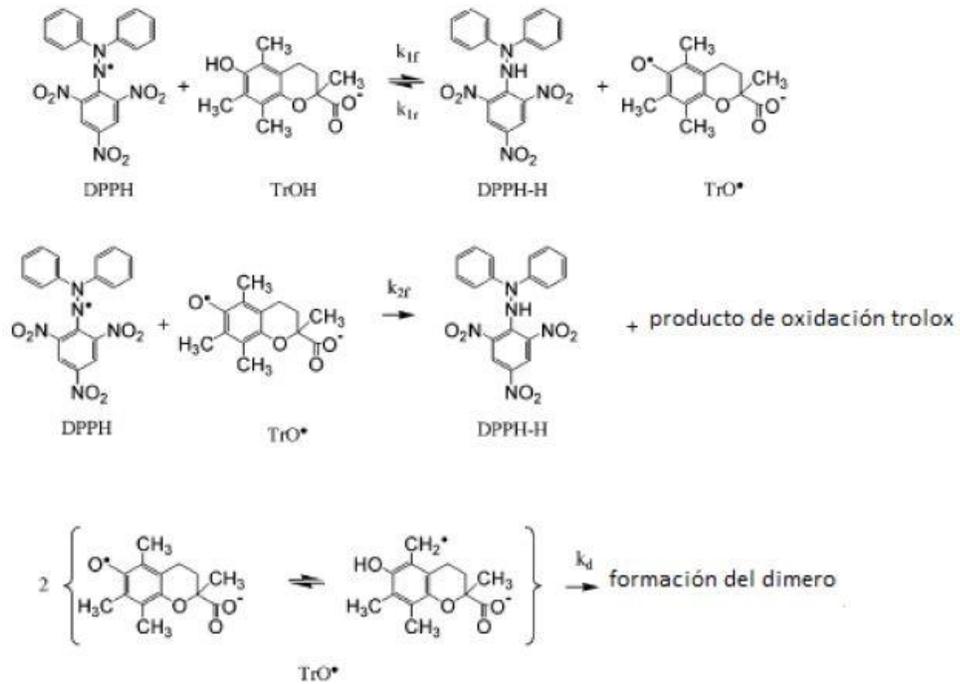


Figura 14. Reacción entre 2,2-difenil-1-picrihidrazilo (DPPH) y Trolox (Friaa & Brault, 2006)

## 2.5 Colorimetría

Los atributos de color son: (1) matiz es como percibe el color de un objeto: rojo, anaranjado, verde, azul, etc. (Figura 15) en el anillo de color muestra el continuo de color de una matriz;(2)el croma describe qué tan cerca está el color ya sea al gris o al matiz puro (Figura 16) muestra el cambio de croma conforme se mueve del centro hacia la periferia siendo colores centros son gris (apagados o sucios) y conforme se avanza se vuelven saturados (vivos o limpios); (3) Luminosidad el grado de claridad (Figura 17). Por otro lado los valores  $a^*$  y  $b^*$  se intersectan en los espacios de color identificados respectivamente en los puntos (Figura 18)

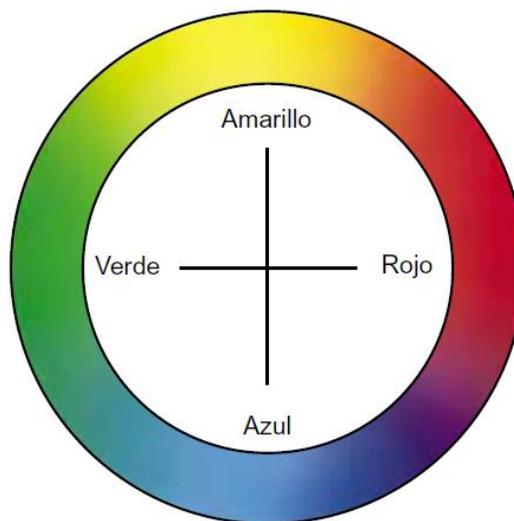


Figura 15. Matiz (X-Rite, 2002)

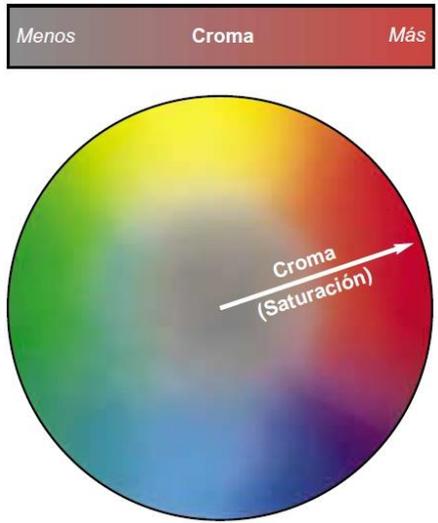


Figura 16. Chromaticidad (X-Rite, 2002)

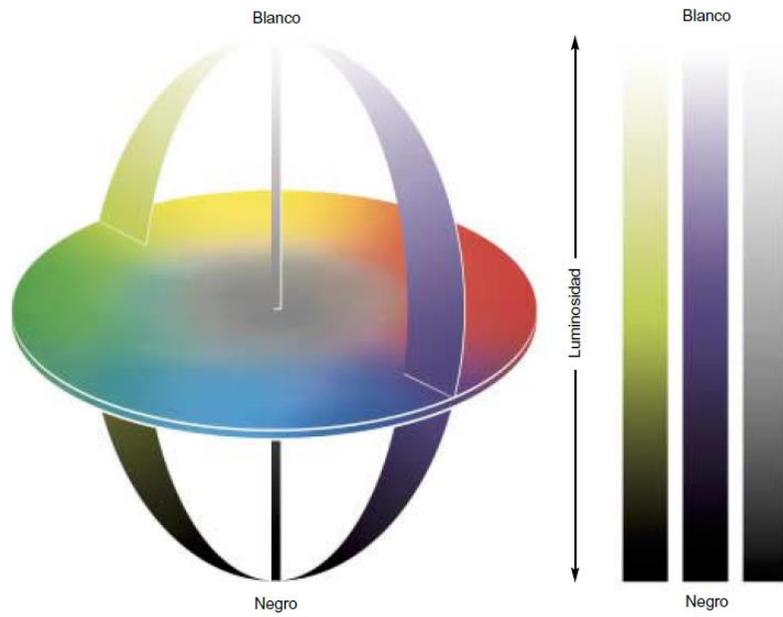


Figura 17. Sistema de color tridimensional que muestra la luminosidad (X-Rite, 2002)

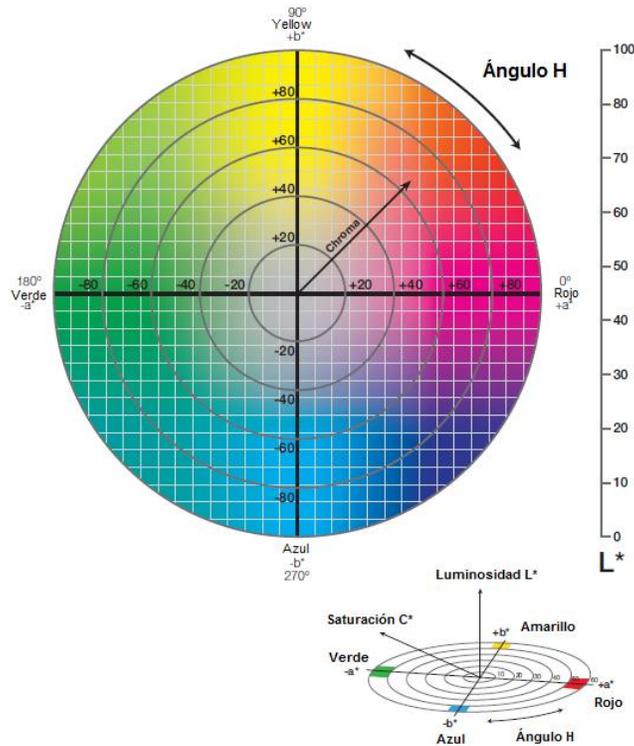


Figura 18 . Gráfico de colores CIELAB (X-Rite, 2016)

## 2.6 Antecedentes

### 2.6.1 Internacional

- **Tesis: “Extracción de antocianinas a partir de Coronta de maíz morado (Zea mays L.) para el aprovechamiento de residuos agrícolas”, desarrollado por Pedro Andrés Manzano Naranjo en la Universidad Técnica de Ambato, en el año 2016.**

Evaluaron el efecto de la temperatura, tiempo de extracción y relación material vegetal-volumen de solvente para obtener la mayor concentración de antocianinas. Los mejores resultados de concentración de antocianinas y rendimiento se dieron con una relación material vegetal-volumen de solvente de 1:80 (M/V), un tiempo de extracción de 1 hora y una temperatura de 90°C, logrando una concentración de 234,870 mg/L o 18,79 mg/g de coronta con un rendimiento de 1,879%.

- **Tesis: “Extracción y caracterización del colorante natural del maíz negro (*Zea mays* L.) y determinación de su actividad antioxidante” desarrollado por Jenny Fernanda Almeida Gudiño, Universidad Politécnica Nacional de Ecuador, en el año 2012.**

Estudió la extracción del colorante del maíz negro tanto de los granos como de las corontas, evaluó la estabilidad del mismo a diferentes valores de pH, temperaturas de extracción y condiciones de almacenamiento. El mayor rendimiento en la extracción lo obtuvo a partir de las corontas (3,2), en un medio acuoso, manteniendo una relación corontas: agua igual a 1:6, con el tiempo de contacto de 120 minutos y a 50°C. Para el contenido de compuestos fenólicos en las corontas (277,34 mg GAE/100 g de muestra seca), antocianinas de (22,68 mg/g muestra expresado como cianidina 3-β glucósido) mientras que en los granos fueron menores (13,92 mg/g muestra) y (193,85 mg GAE/100 g). La actividad antioxidante determinó en base a mediciones del poder reductor, expresado como concentración inhibidora media (IC<sub>50</sub>), registrándose un valor de 0,387 mg/ml para el extracto de granos y 0,361 mg/ml para el extracto de coronta, teniendo presente que un menor valor IC<sub>50</sub> , significa una mayor actividad antioxidante.

## **2.6.2 Nacional**

- **Tesis: “Extracción del colorante antocianina a partir del maíz morado y su aplicación en la industria alimentaria”, desarrollado por Gina Medina Regalado, Universidad Nacional Jose Faustino Sánchez Carrión, en el año 2012.**

La extracción se realiza por varios métodos; método de maceración, calentamiento, cocción, lixiviación, siendo el método de maceración el de mayor rendimiento; en este tipo de extracción los factores a controlar son tamaño de partícula, tiempo de maceración, relación de materia prima solvente, temperatura. En la extracción de antocianina se obtiene los mejores

resultados cuando la coronta molida es de menor tamaño de partícula ( $<150\mu\text{m}$ ) y es pasada dos veces por el molino coloidal. Por cada 100g de maíz se obtiene 43.06mg de antocianinas a partir del grano entero, 130.88mg a partir del grano molido y 104.36mg a partir de la coronta molida. La aplicación del colorante de maíz morado como pigmento en alimentos ha estado limitada por su susceptibilidad, entre otros factores, al pH y a la temperatura, por lo que es viable colorear alimentos de bajo pH.

### 3 CAPITULO III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Lugar de ejecución

La investigación se desarrolló en el Centro de Investigación en Tecnología de Alimentos (CITAL) donde se realizó el acondicionamiento de la materia prima y la extracción, laboratorio de química se analizó las propiedades proximal, laboratorio de Ingeniería de procesos se realizó la centrifugación del extracto y finalmente en el laboratorio Ciencia de Investigación de Alimentos (CICAL) se cuantificó los compuestos fenólicos, antioxidante, antocianinas totales, colorimetría y estabilidad de almacenamiento; ubicado en la Universidad Peruana Unión (Km 19,5 Carretera Central, Ñaña - Lima) de la Provincia de Lima y el distrito de Lurigancho – Chosica.

#### 3.2 Materiales e insumos

##### 3.2.1 Materia prima

Se utilizó las corontas de los maíces morados en estado fresco que fue obtenida de las procedencias Lunahuaná, Arequipa y Huacho procedentes de la provincia de Lima-Perú (Figura 19).

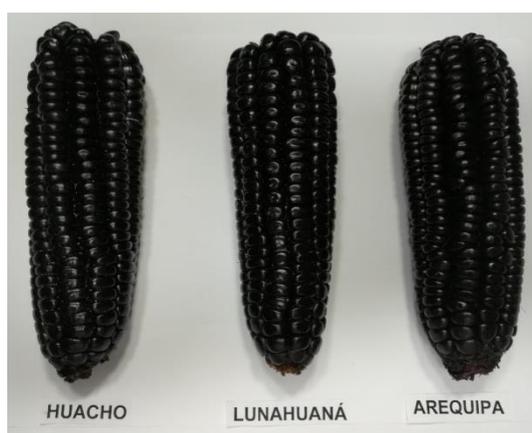


Figura 19. Procedencias de las mazorcas de maíz morado

### 3.2.2 Materiales

- Cronómetro
- Gradillas
- Pape filtro
- Probeta (Volumen: 100 y 1000 ml)
- Soporte Universal
- Placas Petri
- Pinza metálica
- Agua destilada
- Fiolas (Volumenes: 25 y 50 ml)
- Bureta (Volumen: 25 ml)
- Pipeta (Volúmenes: 5 y 25 ml)
- Vaso precipitado (Volúmenes: 50 y 100 ml)
- Cubetas de cuarzo
- Embase ambar
- Tubos digestores
- Termómetro
- Micropipeta (Volúmenes: 1000 y 100  $\mu$ l)
- Tubos de ensayo
- Cocinilla
- Malla de asbesto
- Papel filtro
- Embudo

### 3.2.3 Equipos

- Agitador mecánico (Typ RM18, 131-4)
- Balanza Analítica (OHAUS, EX125D)
- Espectrofotómetro (HANNA/, Genesis 10-vis)
- Estufa (Mettler, UN30)
- Tamiz vibratorio (Innova, PC-TV-10)
- Agitador vortex múltiple (Standard vortex, VWR Stanrd vortex)
- Destilador de nitrógeno (Tecnal, 0306, 0160041)
- Secador de bandejas (Mettler, d91107)
- Mufla (wisd, Ex-OS, 1007891576001)
- Estufa digital (25195, mmm ECOCE11, 0160041)
- Refrigeradora (LG, GM-328-QC, 612MREN06316)
- Colorímetro (Shenzhen 3NH, 200226)
- Estufa Esterizadora (Mettler, UN6200, C2100706)
- Centrifuga con sistema refrigerado (Labotec, H-2050R)
- Molino martillo (INNOVA, NBR7094)
- Extractor (Adaptado de Sosa, 2000)

### 3.2.4 Reactivos

- Hidróxido de sodio 0,1 N
- Ácido clorhídrico puro
- Ácido sulfúrico puro
- Fenolftaleína
- Ácido bórico 1%
- Indicador Tashiro (Rojo metilo y azul metilo)
- DPPH(2,2-difenil-1-picrilhidrazil)
- Carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ; )10%
- Metanol QP
- Etanol 96%
- Trolox (PM: 250.29 g/mol)
- Etanol Absoluto
- Ácido gálico ( $\text{C}_7\text{H}_6\text{O}_2\text{H}_2\text{O}$ ; PM: 170.12 g/mol)
- Etanol 96%
- Ácido acético
- Acetato glacial
- Acetato de sodio
- Folin-Ciocalteau 2N (PM:260.2 g/mol)
- Ácido clorhídrico

### 3.3 Metodología experimental

#### 3.3.1 Análisis proximal de la Materia Prima

A la coronta de maíz morado se determinó las cenizas: incinerar a altas temperaturas (AOAC, 2000)(923.03), humedad: Calentar por condiciones normalizadas (AOAC, 2000)(925.09), fibra cruda: digestionar en medio ácido y alcalina seguido la calcinación (AOAC, 2000)(962.09), proteína: neutralizar con un álcali y destilar sobre una disolución de ácido bórico (AOAC, 2000), grasa: extraer en semicontinua con un disolvente y calentar dentro del Soxhlet (AOAC, 2000).

#### 3.3.2 Análisis del Extracto de Maíz Morado

##### 3.3.2.1 Antocianina Total Monomérica

Se determinó por el método del pH diferencial (Guisti & Wroslad, 2001). De la muestra se diluyó 100  $\mu$ L en 25 ml de dos soluciones amortiguadores de forma separada: buffer HCl/KCL (pH=1) y buffer ácido acético/Acetato de sodio 0,1 M (pH=4,5). Las diluciones fueron leídas a una absorbancia de 550 y 710 nm. El contenido de antocianinas total monomérica se calculó utilizando (Ecuación 1), considerando el peso molecular de la cianidina (492 g/mol) y el coeficiente de extinción de 29 900 L/mol cm. El contenido de antocianina se expresó en mg de Cianidina/ 100 ml de extracto.

$$\Delta A = (A_{510} - A_{700})_{\text{pH}=1} - (A_{510} - A_{700})_{\text{pH}=4,5} \dots \dots \dots (\text{Ec.1})$$

### 3.3.2.2 Compuestos fenólicos totales

Se determinó el contenido de compuestos fenólicos totales mediante el método Folin-Ciocalteu, descrito por (Singleton & Rossi, 1965). Se diluyó la solución madre de 2 ml de Folin con 10 ml de agua destilada para la curva estándar (ANEXO 9) se realizó en 7 tubos con una dilución de 5 ml ácido gálico y agua destilada, se agregó 100  $\mu\text{L}$  y 0,75 ml, se agitó 5 minutos, se añadió 0,75 ml de Carbonato de Sodio, reposó 1 hora con 30 minutos y se registró la absorbancia de 725 nm. Para la muestra fue de 1 ml en 50 ml de agua destilada fue el mismo procedimiento donde se añadió 100  $\mu\text{L}$  del extracto diluido pero ya no ingresa las diluciones de la curva.

### 3.3.2.3 Capacidad Antioxidante

Se midió con el método con el ácido 2,2-difenil-1-picrilhidrazi I(DPPH). Se diluyó la solución madre de 5,5 ml DPPH con 25 ml de metanol, para la curva estándar (ANEXO 10) se realizó en 6 tubos con una dilución de 5 ml en relación Trolox y Etanol 96°, se agregó 650  $\mu\text{L}$  (DPPH ) con 30  $\mu\text{L}$  (Trolox y etanol 96°), se agitó 5 minutos, reposó 30 minutos y se registró la absorbancia 515 nm. Con la muestra se realizó el mismo procedimiento fue de 1 ml en 50 ml de agua destilada cada muestra se añadió 100  $\mu\text{L}$  del extracto diluido pero ya no ingresan las diluciones de la curva (Al-Saikhan, Howard & Miller, 1995).

### 3.3.2.4 Rendimiento de Extracción

Se calculó como la cantidad total de antocianina extraída dividida entre la cantidad de muestra utilizada, como indica (Ecuación 2).

$$\text{Rendimiento} = \frac{V_{\text{extracto}} C_{\text{antocianina}}}{M_{\text{asa}_{\text{coronta}}}} \dots\dots\dots (\text{Ec. 2})$$

### 3.3.2.5 Parámetros de Color CieLAB

Se midió el color siguiendo la metodología por Gilabert (2007), donde, se tomó aproximadamente 50 ml de extracto puro y leyó los datos de luminosidad ( $L^*$ ) y las coordenadas  $a^*$  y  $b^*$  con el modelo de CIELAB. (Ecuación 3)(Ecuación 4).

$$C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}} \dots\dots\dots(\text{Ec.3})$$

$$h^* = \arctg \frac{a^*}{b^*} \dots\dots\dots(\text{Ec.4})$$

### 3.4 Procedimiento Experimental

#### 3.4.1 Acondicionamiento de la Materia Prima

El maíz morado adquirido en los diferentes lugares de procedencia fue traído a Lima en plástico negro y secado a 60 ° C x 10 horas. Se separó el grano de la coronta, molió la coronta en un molino de martillos. Las corontas molidas fue finalmente tamizada y se utilizó las partículas retenidas en el tamices N°40 y 60 (tamaños de partícula aproximadamente de 0.5 a 1 mm), se empaquetó en bolsas de polietileno de alta densidad y almacenadas en oscuridad a temperatura de ambiente hasta su utilización.

#### 3.4.2 Extracción de Antocianinas del Maíz morado

Para la extracción se utilizó un sistema con motor de agitación de paletas, como se indica en la Figura 19. Se utilizó un volumen de solvente de 1500 ml, los cuales fueron calentados en una hornilla eléctrica hasta alcanzar la temperatura de trabajo, en el momento

se acondicionó la coronta molida según las relaciones coronta: solvente al diseño experimental asimismo se añadió 0,5 g de ácido cítrico para la conservación.



Figura 20. Sistema de extracción

#### **3.4.1 Estabilidad durante el Almacenamiento**

El mejor tratamiento fue la procedencia Arequipa, tiempo de 40 minutos, Relación materia prima: solvente (agua destilada) 1:15 y la temperatura promedio de 90°C, terminado el tiempo de extracción se enfrió hasta temperatura ambiente, centrifugó a 4000 RPM durante 20 minutos y se depositó en las botellas PET transparentes de 250 ml.

Las botellas PET fueron almacenadas durante 3 semanas a tres temperaturas diferentes: refrigeración (6°C), ambiente (25°C) y en estufa (45°C). Cada semana se retiraban dos botellas para medir el contenido de antocianina total monomérica y los parámetros de color.

### 3.5 Diseño Estadístico

#### 3.5.1 Caracterización de la Materia Prima

Los resultados de la composición fisicoquímico de la coronta de las tres procedencias se realizaron fibra, grasa, humedad, cenizas y proteína en base seca por triplicado.

#### 3.5.2 Extracción

Se estudió como factores la temperatura de extracción, lugar de procedencia, tiempo de extracción y relación MP: Solvente. Se utilizó un arreglo ortogonal de Taguchi L<sub>9</sub> (3<sup>2</sup>), las diferentes condiciones del experimento se indica (Tabla 4).

Tabla 4. Variables de los niveles del Arreglo Taguchi L<sub>9</sub>

<b>Variables</b>	<b>Nivel (1)</b>	<b>Nivel (2)</b>	<b>Nivel (3)</b>
<b>Temperatura (°C)</b>	60	80	100
<b>Procedencia</b>	Huacho	Lunahuaná	Arequipa
<b>Tiempo (min)</b>	20	40	60
<b>Relación materia prima: Agua (g/ml)</b>	1:15	1:30	1:45

Las variables dependientes analizadas fueron en el contenido de compuestos fenólicos, antocianina total monomérica, capacidad antioxidante, rendimiento y parámetros de color luminosidad, chroma y ángulo H. Las mejores condiciones de extracción fueron definidas como las que generan mayor contenido de antocianinas, fenoles, rendimiento y valores de color. El diseño experimental mostrado (Tabla 5) se ejecutó por duplicado.

Tabla 5. Arreglo Taguchi L<sub>9</sub>

Tratamientos	Temperatura (°C)	Procedencia	Tiempo (min)	Relación materia prima:agua (m/m)
1	60	Huacho	20	1:15
2	60	Lunahuaná	40	1:30
3	60	Arequipa	60	1:45
4	80	Huacho	40	1:45
5	80	Lunahuaná	60	1:15
6	80	Arequipa	20	1:30
7	100	Huacho	60	1:45
8	100	Lunahuaná	20	1:45
9	100	Arequipa	40	1:15

### 3.5.2 Estabilidad durante el almacenamiento

Se estudió el efecto del almacenamiento temperatura y tiempo como variables independientes. Se estudió tres temperaturas (6, 25, 45°C) y cuatro tiempos (0,1,2,3 semanas). Para los experimentos se aplicó un Diseño en Bloques Completamente Aleatorio y los resultados se ejecutaron por duplicado.

### **3.5 Análisis estadísticos**

Los resultados de los tres diseños experimentales de las tres etapas de la investigación fueron analizados en el programa STADISTICA v. 13.0 .Se ejecutó el Análisis de Varianza, prueba de comparaciones múltiples de Diferencias mínimas significativas y los gráficos de promedios. En todos los análisis se utilizó un nivel de significancia del 5% (0.05).

## 4 CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

### 4.1 Análisis fisicoquímicas de las corontas

La composición proximal de la coronta de las procedencias estudiadas (Lunahuaná, Huacho y Arequipa) se muestra en la tabla 6. La procedencia de Arequipa presentó mayor contenido de proteína, grasa, fibra, humedad y cenizas respecto a las otras procedencias.

Tabla 6. Resultados del análisis proximal de las variedades de corontas en base seca

<b>Procedencia</b>	<b>Proteína (%)</b>	<b>Grasa (%)</b>	<b>Fibra (%)</b>	<b>Humedad (%)</b>	<b>Cenizas (%)</b>
<b>Lunahuaná</b>	2,21±0,08	1,54±0,31	39,73±0,14	41,42±0,24	2,91±0,04
<b>Huacho</b>	1,72±0,05	2,31±0,13	30,6±0,58	26,28±0,60	2,74±0,06
<b>Arequipa</b>	2,55±0,08	2,96±0,83	42,76±0,05	45,75±0,43	3,53±0,11
<b>Jacho (2009)</b>					
<b>Maíz negro (Ecuador)</b>	1,48	0,99	40,71	-	2,14
<b>Nolazco &amp; Araujo (2014)</b>					
<b>Canta y Arequipa</b>	2,9	0,00	23,7	43,7	2,3

Al realizar la comparación, se notó que las procedencias estudiadas poseen características fisicoquímicas muy similares, mostrando la mayor diferencia en el contenido grasa, fibra, humedad y cenizas en la procedencia de Arequipa, el cual depende generalmente del tiempo después de la cosecha que la mazorca tuvo antes de ser estudiada. Además los datos demuestran que las mazorcas se encontraban maduros, lo que se relaciona directamente con el contenido de compuestos bioactivos como fenólicos mejorando su capacidad antioxidante (Repo & Encina, 2008).

## 4.2 Resultados del Proceso de Extracción

Los resultados obtenidos con el arreglo ortogonal de Taguchi  $L_9(3^2)$  se muestran en la tabla 7. Se encontró que el tratamiento 9 (temperatura 100°C, variedad de Arequipa, tiempo 60 min y Relación materia prima: Solvente 1:15) obtuvo mayor cantidad de antocianinas, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante mientras que el tratamiento 3 (temperatura 60°C, procedencia de Arequipa, tiempo de 60 min y Relación materia prima: Agua de 1:45) alcanzó mayor rendimiento.

El análisis de varianza (ANOVA) para la extracción de coronta de maíz morado de las variables estudiadas (temperatura, procedencias, tiempo y MP: Ste) generaron cambios significativos en el contenido de compuestos fenólicos, antocianinas, capacidad antioxidante y rendimiento con un p-valor (0.05, 0.01 y 0.001) se muestra en la tabla 8.

Tabla 7. Resultados de la extracción en las diferentes procedencias en corontas de maíz morado

Experimentos	Temperatura (°C)	Procedencia	Tiempo (min)	Relación materia prima: Agua (g/ml)	Antocianinas (mg/100 ml)	Compuestos fenólicos (mg/100 ml)	Capacidad antioxidante (umol/100 ml)	Rendimiento (mg/g)
1	60	Huacho	20	1:15	81,88±3,22	214,61±3,66	18,88±0,39	12,28±0,48
2	60	Lunahuaná	40	1:30	47,0,7 ±1,07	269,83±4,02	12,43±0,22	14,12±0,32
3	60	Arequipa	60	1:45	50,07 ±0,00	145,13±0,00	13,08±0,09	22,56±1,65
4	80	Huacho	40	1:45	46,64 ±1,50	96,13±5,12	17,66±0,65	21,01±0,68
5	80	Lunahuaná	60	1:15	104,23 ±3,22	334,18±6,22	16,00±1,44	15,63±0,48
6	80	Arequipa	20	1:30	74,79 ±0,86	170,36±12,07	12,26±0,13	22,44±0,26
7	100	Huacho	80	1:30	58,03 ±3,01	234,36±13,90	18,09±0,13	17,41±0,90
8	100	Lunahuaná	20	1:45	33,74 ±2,36	119,54±11,70	11,17±0,00	15,20±1,06
9	100	Arequipa	60	1:15	137,54 ±4,30	524,70±2,19	20,63±1,44	20,63±0,64

Tabla 8. Análisis de ANOVA en el proceso de extracción

Fuente Variación	GL	Fenoles		Antocianinas		Capacidad Antioxidante		Rendimiento	
		SS	Fo	SS	Fo	SS	Fo	SS	Fo
Temperatura	2	31128,9	121,84***	1048,29	33,03***	11,440	5,36*	34,414	12,54**
Procedencia	2	29451,6	115,27***	2609,66	82,23***	75,654	35,47***	151,803	55,35**
Tiempo	2	49818,5	194,99***	556,79	17,54***	24,682	11,57**	14,758	5,38*
MP:Ste	2	170116,4	665,85***	13431,90	423,24***	79,160	37,11***	34,813	12,69**
Error	9	1149,7		142,81		9,598		12,340	
r2		0,996		0,992		0,952		0,950	
Coef.Var		4,824		5,655		6,622		6,535	

GL: Grados de libertad, SS: suma de cuadrados, Fo: Valor de F, \*: significativo al 0,05, \*\*: significativo al 0,01 y \*\*\*: significativo al 0,001.

Se analizó la correlación entre las variables dependientes analizadas, encontrando que existe una alta correlación y significativa entre el contenido de antocianina con el contenido de fenoles y la capacidad antioxidante, como muestra la figura 20, indicando que un mayor contenido de antocianina genera un mayor contenido de fenoles y de capacidad antioxidante.

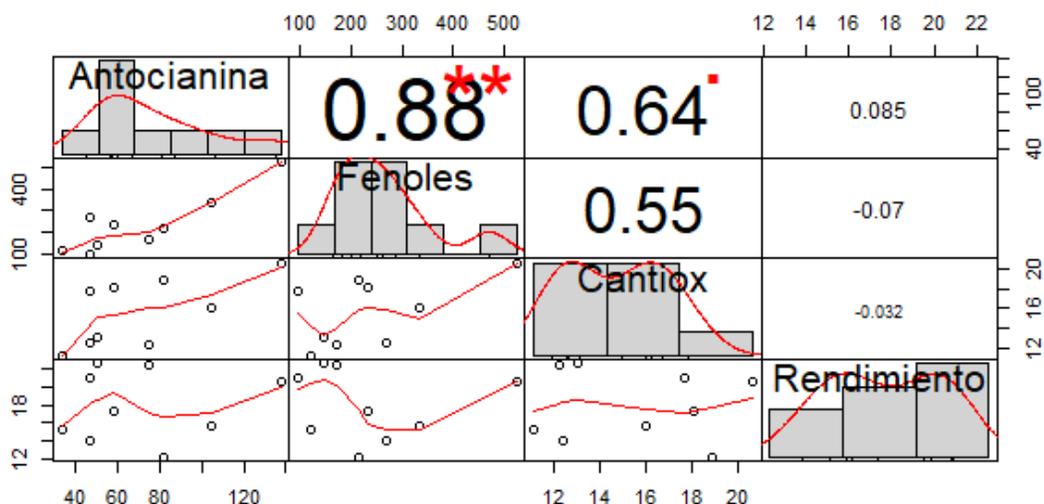


Figura 18. Correlación entre las variables dependientes

Ruiz, Ricón, Hernández, Figueroa & Loarca (2008) mencionan que los compuestos fenólicos totales no tuvieron correlaciones de manera directa con la actividad antioxidante; asimismo que los resultados esto es debido que en la correlación existe las diferencias de procedencia de las corontas de maíz morado.

Kuskoski, Asuero, Troncoso, Mancini & Fett (2005) señalan que existe una correlación mayor en la capacidad antioxidante con el contenido de fenoles en frutos que son ricos en antocianinas; aparte de aumentar el color a la extracción de corontas de maíces morados pueden aportar mayor capacidad antioxidante debido al incremento en la acumulación de

antocianinas y a mantener el contenido de otros compuestos fenólicos que aportan la acción antioxidante.

#### 4.2.1 Resultados de los Compuestos Fenólicos

El cambio en los compuestos con los niveles de cada factor se muestra en la figura 21. Se observa que mayor cantidad de compuestos fenólicos a 100°C, procedencia Arequipa, tiempo 40 minutos y relación MP: Ste 1:15 g/ml.

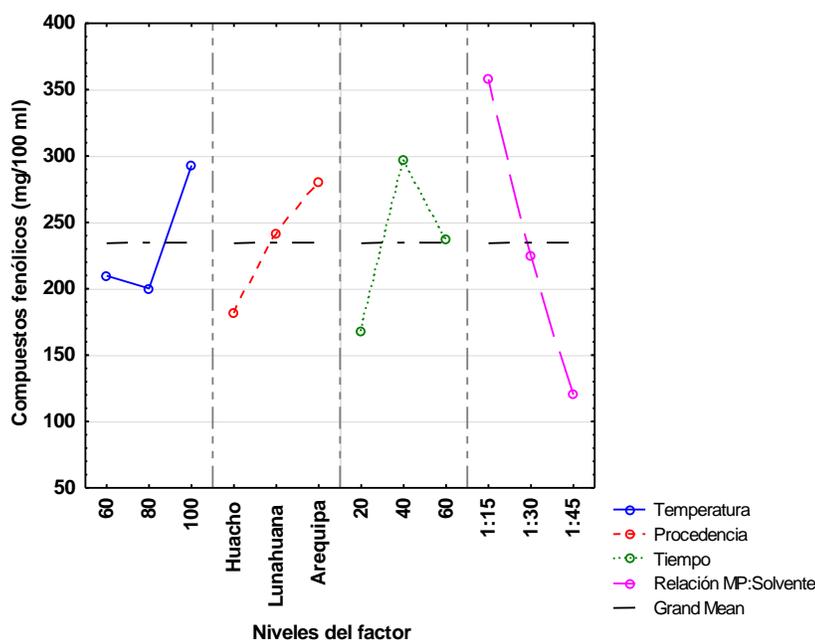


Figura 19. Gráfico de medias de compuestos fenólicos (mg/100 ml)

Mayorga (2010) estudió el maíz nativo denominado “racimo de uva” de tres ecotipos procedentes del Ecuador, encontrando concentraciones de compuestos fenólicos de la coronta del maíz negro de 29,33 mg/100g, valor menor a lo estudiado. Sin embargo, en el contenido de fenoles fue mayor en los granos de maíz de la misma variedad reportó 57,82 mg/100g. Al

comparar estas evidencias se deduce que la procedencia de maíz morado influye en la extracción de los compuestos fenólicos. De modo similar Babbar, Obreroi, Uppal & Patil (2011) indican que el contenido de fenoles totales podría estar influenciado por el origen geográfico, cultivar, cosecha y almacenamiento así como secado y métodos de extracción.

Pinelo, Sineiro & Núñez (2006) mencionan que a menor tamaño de partícula se reduce la distancia de difusión del soluto dentro del sólido y hace que aumente la tasa de extracción aumentando el rendimiento de extracción en los compuestos fenólicos. Los resultados obtenidos mostraron altos valores entre 12,28 a 22,56 mg/g. Belwal, Dhyani, Bhatt, Singh & Pande (2016) evaluaron el efecto de las variables de extracción en el contenido de fenoles totales encontrando que al aumentar la relación materia prima/solvente de 1/10 a 1/50 disminuye el contenido de compuestos fenólicos. Esto se puede explicar a partir de la transferencia de masa donde la fuerza motriz para la transferencia es el gradiente de concentración entre el sólido y el solvente; es por ello que la relación MP: Ste a 1:45 en el estudio está dentro del rango.

Referente al tiempo de extracción Thoo, Ho, Ho & Tan (2010) indican que a 60 minutos se obtienen mayores concentraciones de compuestos fenólicos y tiempos más prolongada puede ocurrir la descomposición de los compuestos bioactivos. Mientras que Ćujić, Šavikin, Janković, Pljevljakušić, Zdunić, & Ibrić (2016) señalan que el tiempo de extracción está sujeto a otros factores como temperatura y tamaño de partícula, por lo que cambios en estos factores también podrían cambiar el tiempo de mejor extracción.

El aumento de la temperatura favorece la extracción debido a que mejora los coeficientes de difusión como la solubilidad de los compuestos fenólicos (Al-Farsi & Lee, 2008); puesto que en la investigación se realizó a 100°C. A diferencia de Thoo et.al., (2010) encontró que el aumento de la temperatura favorece la liberación de compuestos fenólicos de una

muestra originando que se produzca el desglose de los compuestos celulares vegetales que conduce a una mayor permeabilidad de la membrana celular.

#### 4.2.2 Resultados de las antocianinas

En la figura 22 se observa el cambio del contenido de antocianinas con los niveles de los factores, se observa que a temperaturas de 80 y 100°C, procedencia Arequipa, tiempo (0 minutos y relación MP: Ste 1:15 m/m hay mayor contenido de antocianinas.

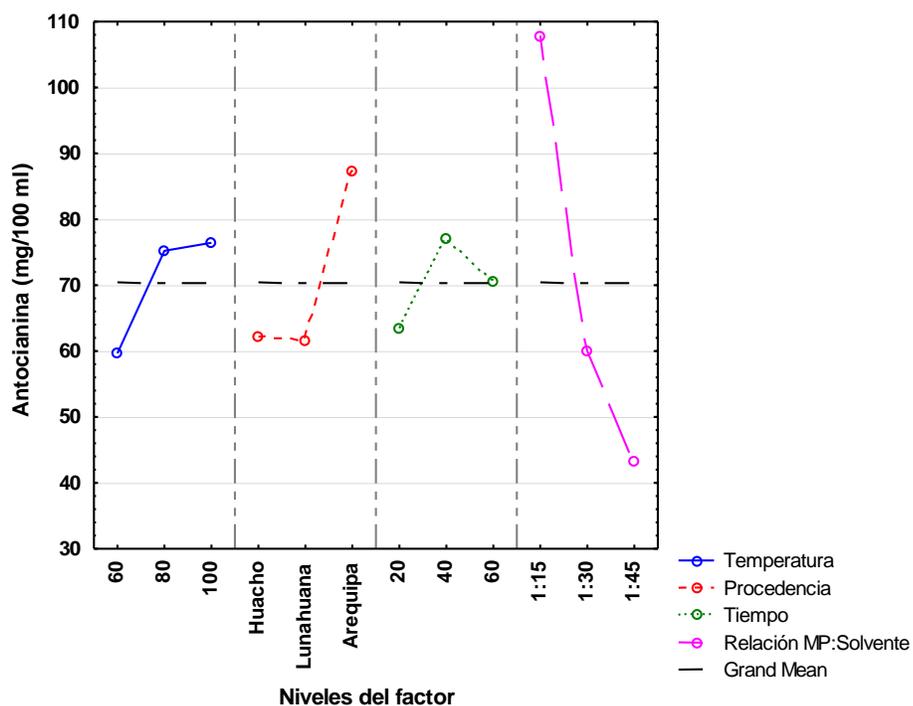


Figura 20. Gráfico de medias de las antocianinas (mg/100 ml)

Uriol (2017) indica un contenido de 8,18 mg/g de antocianinas para la coronta de maíz morado proveniente de Canta extraído a temperatura de 70°C, tiempo 30 minutos y relación coronta:solvente 5:100 y 8,60 mg/g a temperatura 70°C, tiempo 60 minutos y relación coronta:solvente 5:100; valores inferiores a los obtenidos en la presente investigación (ANEXO 8), pudiendo deberse a las diferentes procedencias estudiadas.

Por otro lado Gorriti, Quispe, Arroyo, Córdova, Jurado, Santiago & Taype (2009<sup>b</sup>) obtuvieron 17,55 mg/g (extraído a 60°C, 30 minutos y agua destilada) a partir de coronta del distrito de La Joya, Arequipa; con un menor al resultado. Mientras que en el tratamiento 7 (ANEXO 8) se obtuvo 22,56 mg/g (60°C, 60 minutos y procedencia de Arequipa). si se hubiese realizado con las mismas valor del factor de tiempo tendría la similitud. Sin embargo Quispe, Arroyo & Gorriti (2011) estudiaron tres tipos de cultivares: Testigo Joya, Testigo Canta y la variedad PM 581 de la Asociación productora de maíz Universidad Nacional Agraria La Molina – UNALM donde el experimento fue en La Joya de Arequipa en latitud sur sobre los 1644 msnm encontraron entre 13,35 y 20,59 mg/g coronta siendo sobresaliente el cultivar PM 581; menor al resultado. A diferencia del tratamiento 9 (ANEXO 8) fue 20,63 mg/g teniendo una semejanza ya que la siembra del maíz fue en Arequipa.

Por otro lado Jing, Noriega, Steven, Schawartz & Giusti (2007) indican que el lugar de crecimiento de las mazorcas de maíz morado tiene un impacto significativo en el contenido de antocianinas. Del mismo modo Castañeda (2010) señala que la composición individual de las antocianinas es dependiente de cada cultivar y es determinado mayormente por los factores genéticos.

La alta temperatura puede aumentar la solubilidad y difusión del compuesto así disminuir la viscosidad de los solventes lo que resulta en una mejora eficiencia de la extracción (Lopez & Jiménez, 2000) sin embargo, las antocianinas son sensibles al calor y pueden convertirse fácilmente a la forma de chalcona incolora durante el almacenamiento (Wrolstad, Drust & Lee, 2005). En cambio Medina (2012) recomienda aplicar un tratamiento a alta temperatura por corto tiempo ya que la velocidad de degradación de las antocianinas aumenta. Además Gorriti et.al., (2009<sup>a</sup>) mencionan que a temperaturas menores a 70°C existe la degradación de color de los pigmentos obtenidos de las antocianinas es mínima siendo así

se trabajó mediante las temperaturas de 80 y 100°C con un color característico del maíz morado.

El tiempo de extracción es importante en la extracción de antocianinas sin embargo después de un tiempo excesivo podría no ser significativo, la ley de difusión de Fick predice que después de cierto tiempo habrá un equilibrio final entre el soluto de la matriz sólida y el solvente de extracción (Silva, Rogez & Larondelle, 2007). Por otro lado Couthino, Quadri, Moreira, Quadri (2004) mencionan que las antocianinas después de periodos largos de extracción se degrada debido a factores como el tiempo y temperatura que afectan su estabilidad.

Por otra parte Medina (2012) menciona que la extracción de antocianinas aumenta a medida que el volumen de solvente utilizado se incrementa. A diferencia de Manzano (2016) indica que la mejor extracción se obtiene al utilizar una cantidad menor de solvente 1:15 como fue en este estudio donde se obtuvo la mayor cantidad de antocianinas (137,54 mg/100 ml).

### 4.2.3 Resultados de la capacidad antioxidante

Para los resultados de capacidad antioxidante se realizó el cuadrado medio (LS) donde reveló las comparaciones medias. En la figura 21 se observa que para el factor de temperatura (80 y 100°C), procedencia (Huacho y Arequipa), tiempo (40 y 60 minutos) y relación MP: Ste (1:15 m/m).

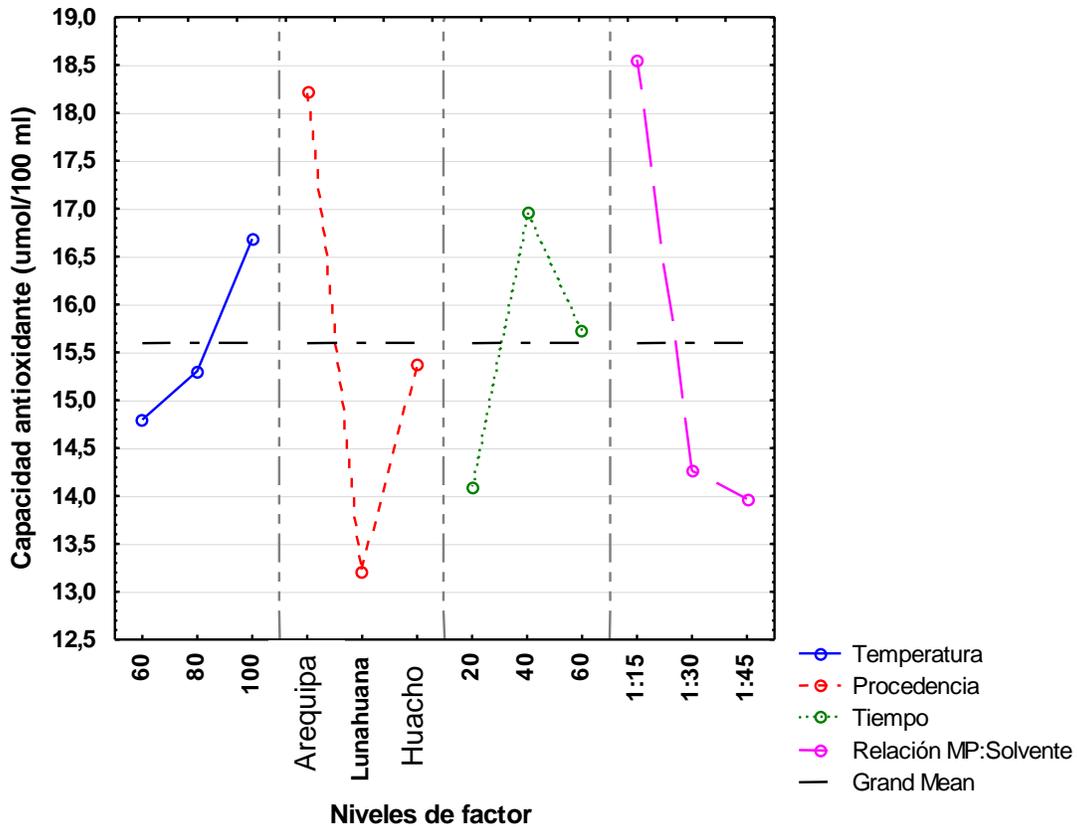


Figura 21. Gráfico de medias de la capacidad antioxidante (µmol/100 ml)

González (2015) estudió dos razas de maíces morados mixteco de color azul y rojo donde los valores de maíces rojos oscilaron entre 9,09 y 15,75  $\mu\text{mol ET/g}$  en los maíces azules fueron 1.88 a 4.09  $\mu\text{mol ET/g}$  donde el tipo de genotipos no influyó en el contenido de la actividad antioxidante. En cambio Chaparro, Maldonado, Urando & Rojano (2015) menciona que la actividad antioxidante puede variar por factores genéticos y medio ambientales, el método de cultivo, clima, estado de madurez, época de cultivo, condiciones de poscosecha y almacenamiento es por ello que puede influenciar la bioactividad de los componentes.

Por otro lado en tratamientos de extracción a altas temperaturas y tiempos prolongados causan una disminución en la capacidad antioxidante (Pérez, Arranz, Tabernero, Díaz, Serrano, Goñi & Sura, 2008). Además al incremento de las temperaturas de la extracción podrían causar la destrucción térmica de los compuestos fenólicos y en consecuencia causar la reducción de la capacidad antioxidante del extracto (Chew, Khoo, Ng, Thoo, Wan & Ho, 2011). En consecuencia a temperaturas mayores a 35°C aumentan la tasa respiratoria del fruto provocando la pérdida del azúcar de la antocianina, obteniendo una baja contribución a su actividad antioxidante (Kaur & Kapoor, 2001).

Gualán (2013) menciona para establecer la fracción adecuada no basta comparar con el contenido de extracción si no es necesario determinar la calidad del extracto mediante su composición química y las propiedades relacionados a estos.

#### 4.2.4 Rendimiento

La hidrólisis permite romper los enlaces tipo éster liberando los ácidos fenólicos con menores pérdidas respecto a una hidrólisis ácida (Acosta, Gutiérrez & Serna, 2014). Asimismo Saura, Serran & Goñi (2007) mencionan que una fracción fenólica libre indica que es soluble en los medios digestivos del intestino delgado y probablemente efecto antioxidante; Es decir en la investigación se obtuvo elevados compuestos fenólicos mediante la ruptura de sus enlaces menores por el uso del agua destilada en otras palabras es bueno para nuestro sistema inmunológico. Por ejemplo Del Carpio, Flores & Guisti (2009) señala que cuando se realiza extracción con agua y el etanol sus moléculas interaccionan con los grupos hidroxilo de la cianidina formando así puentes de hidrógeno.

Por otro lado a medida que se incrementa la temperatura de la extracción es mejor dentro del rango está 70 y 100 °C, el rendimiento no aumenta de forma significativa ya que es más importante encontrar un equilibrio en la cual se reduzca el gasto de energía y el tiempo de extracción (Centeno, 2003). Mientras que Fan, Han, Gu & Chen (2008) indica que la temperatura y el tiempo de extracción influyen en el rendimiento de la extracción. Por ejemplo Almeida (2012) indica que un mayor rendimiento obtuvo a partir de la extracción de corontas (3%) ya que favoreció el contacto entre el sólido y el líquido, aumentando la velocidad de extracción de los pigmentos.

El aumento de las antocianinas explica el efecto de la copigmentación. Por otra parte un copigmento promueve el efecto hipercrómico en donde el color de la antocianina se intensifica (Willig, 2009). Además con el incremento de la temperatura existe una competencia entre hidratación y copigmentación (Kopjar, Piližota, Šubartić, & Babić, 2009). Por otro lado Garzón (2008) señala a medida que aumenta la temperatura produce una pérdida del azúcar

en la posición 3 de la molécula de antocianinas y apertura de anillo en consecuencia de producción de chalconas incoloras degradando el color.

#### 4.3 Resultados durante el Almacenamiento

En la tabla 9 se observa que el tiempo y la temperatura influyen debido que a 6°C se mantiene la estabilidad de antocianinas y la del color mientras que a 25 y 45°C existe una disminución es por la existencia de la copolimerización.

Tabla 9. Resultados del almacenamiento en diferentes temperaturas (6, 25 y 45°C)

Temperatura (°C)	Semana	Antocianinas (mg/ml)	Luminosidad	Chroma	Ángulo H
6	0	47,50±2,36	8,02±0,06	5,17±0,08	-0,99±0,08
	1	57,38±1,93	7,15±0,63	7,03±0,09	-1,36±0,07
	2	40,83±2,15	9,19±0,58	25,11±0,95	-0,26±0,05
	3	27,08±3,87	7,88±0,07	18,58±0,91	-0,79±0,02
25	0	47,50±2,36	8,02±0,06	5,17±0,08	-0,26±0,08
	1	28,37±2,58	7,52±0,12	5,88±0,01	-0,99±0,02
	2	28,37±2,58	13,67±0,01	6,19±1,01	1,45±0,03
	3	27,08±3,87	9,88±0,37	6,92±0,00	1,45±0,02
45	0	47,50±2,36	8,02±0,06	5,17±0,08	-0,99±0,08
	1	11,39±0,21	7,78±0,06	5,57±0,23	-0,87±0,09
	2	1,72±1,29	14,08±0,49	4,93±0,10	0,95±0,05
	3	2,15±0,00	11,09±0,15	7,48±0,49	1,02±0,08

Tabla 10. Análisis de ANOVA del almacenamiento

Fuente de Variación	GL	Antocianinas		Luminosidad		Chroma		Angulo H	
		SS	Fo	SS	Fo	SS	Fo	SS	Fo
Temperatura	2	2663,48	55,13***	21,129	54,60***	55,910	74,154***	2,00087	124,2783***
Tiempo	3	4285,96	59,14***	84,789	146,06***	112,647	99,603***	5,93143	245,6089***
Interaccion	6	1274,01	8,79***	19,223	16,56***	135,096	59,726***	11,97031	247,8333***
Error	12	289,87		2,322		4,524		0,09660	
r2		0,9660		0,9818		0,9853		0,9952	
Coef. Var		16,63		4,70		8,66		28,11	

GL: Grados de libertad, SS: suma de cuadrados, Fo: Valor de F y \*\*\*: significativo menor de 0,001

El análisis de ANOVA para la estabilidad de las antocianinas y el color mediante el almacenamiento a diferentes temperaturas 6, 25, y 45°C generaron cambios significativos ( $p$ -valor $<$ 0,001) asimismo en la interacción entre el tiempo y la temperatura de extracción como se muestra en la Tabla 11. Esto indica que si son sometidos al extracto las corontas a temperaturas y tiempos previamente determinados, afectan de forma significativa en cuanto al nivel de degradación de colorante.

### 4.3 Estabilidad durante el Almacenamiento

#### 4.3.1 Antocianinas

En el promedio de medias (Tabla 11) se encuentra las temperaturas influyentes de mayor a menor sobre las antocianinas es  $6^{\circ}\text{C} < 25^{\circ}\text{C} < 45^{\circ}\text{C}$  y durante el tiempo en la semana 0 todos inician igual, semana 1, 2 y 3 diferencias en las temperaturas. Los cambios de las antocianinas se degradan durante el tiempo.

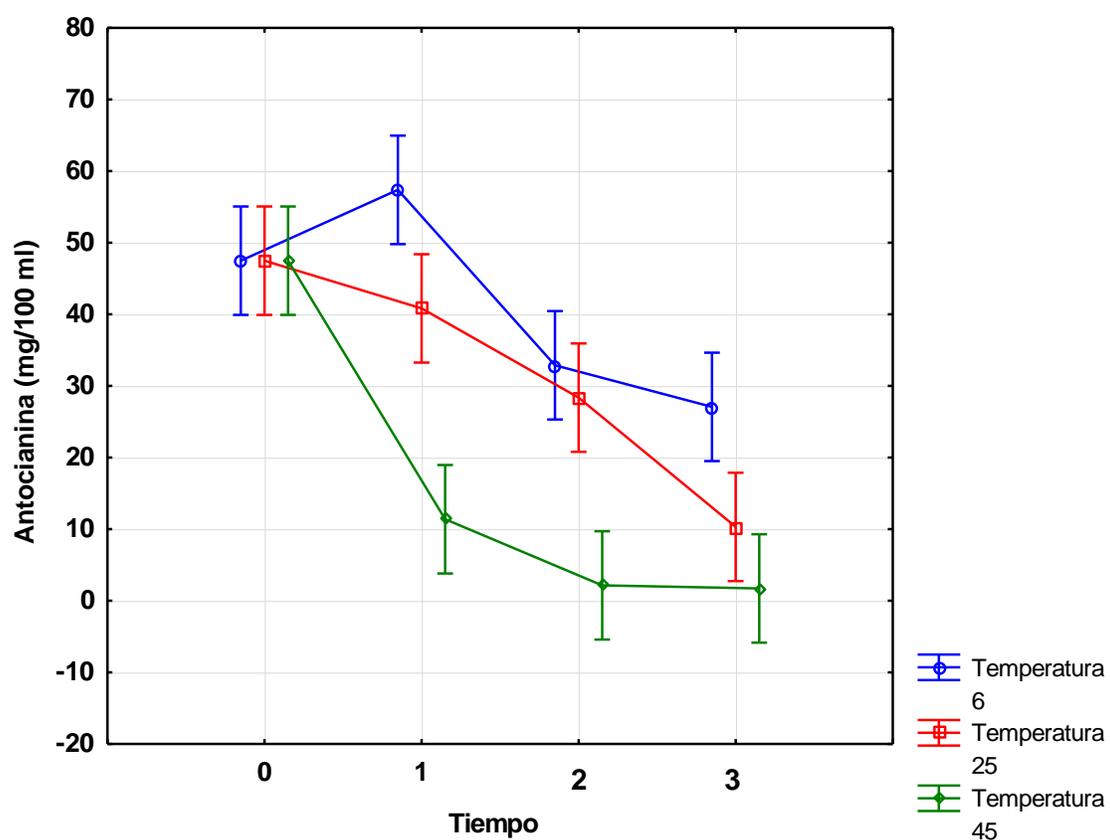


Figura 22. Gráfico de medias de antocianinas (mg/100 ml)

Garzón (2008) señala que a medida que aumenta la temperatura se produce una pérdida del azúcar en la posición 3 de la molécula de antocianina y como consecuencia la ruptura del anillo y afecta la formación de chalconas incoloras degradando el color. Por ello temperaturas más altas aceleran la degradación de las antocianinas (Rein, 2005; Xu & Chang, 2008). Además Pérez (2005) indica que cuando los valores de la degradación de color son bajos es porque la temperatura no afecta agresivamente a la antocianina; debido a que se encuentran en su estado monomérico. Es decir a medida que se va incrementando la temperatura se ira degradando el color y las antocianinas.

Almeida (2012) indica que las antocianinas se deterioran por efecto de la temperatura, luz, pH especialmente a temperaturas superiores a 40°C. En consecuencia de la temperatura ocurre por dos mecanismos: la hidrólisis del enlace glucosídico que da lugar a la formación de la aglicona o por la ruptura hidrolítica que origina la formación de chalconas (Timberlake, 1980).

### 4.3.2 Análisis de color

En la figura 25 se observa que la luminosidad se mantiene entre el inicio y a semana 1 de almacenamiento a todas las temperaturas estudiadas, sin embargo la luminosidad aumenta significativamente en la semana 3 a 25 y 45° C y a estas mismas temperaturas luego disminuye. A 6° C la luminosidad permanece más estable.

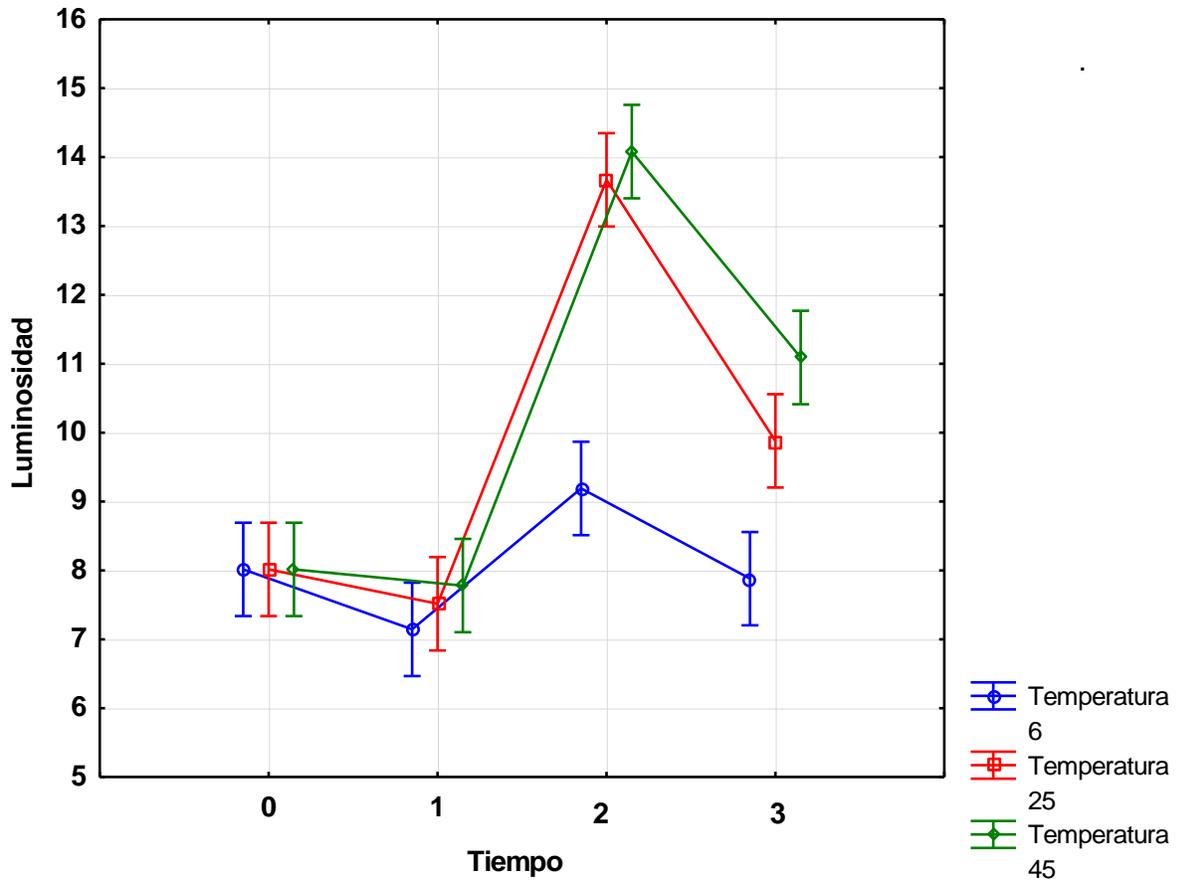


Figura 23. Gráfico de medias de la luminosidad

En el valor H o ángulo Hue indica una mayor tonalidad morado a rojo con valores cercanos entre  $-60^\circ$  y  $60^\circ$ . En el temperatura  $6^\circ\text{C}$  presentó un color púrpura más oscuro, por lo tanto la estabilidad de almacenamiento de la tonalidad existen diferencias en la temperatura y tiempo de proceso como se muestra en la figura 26.

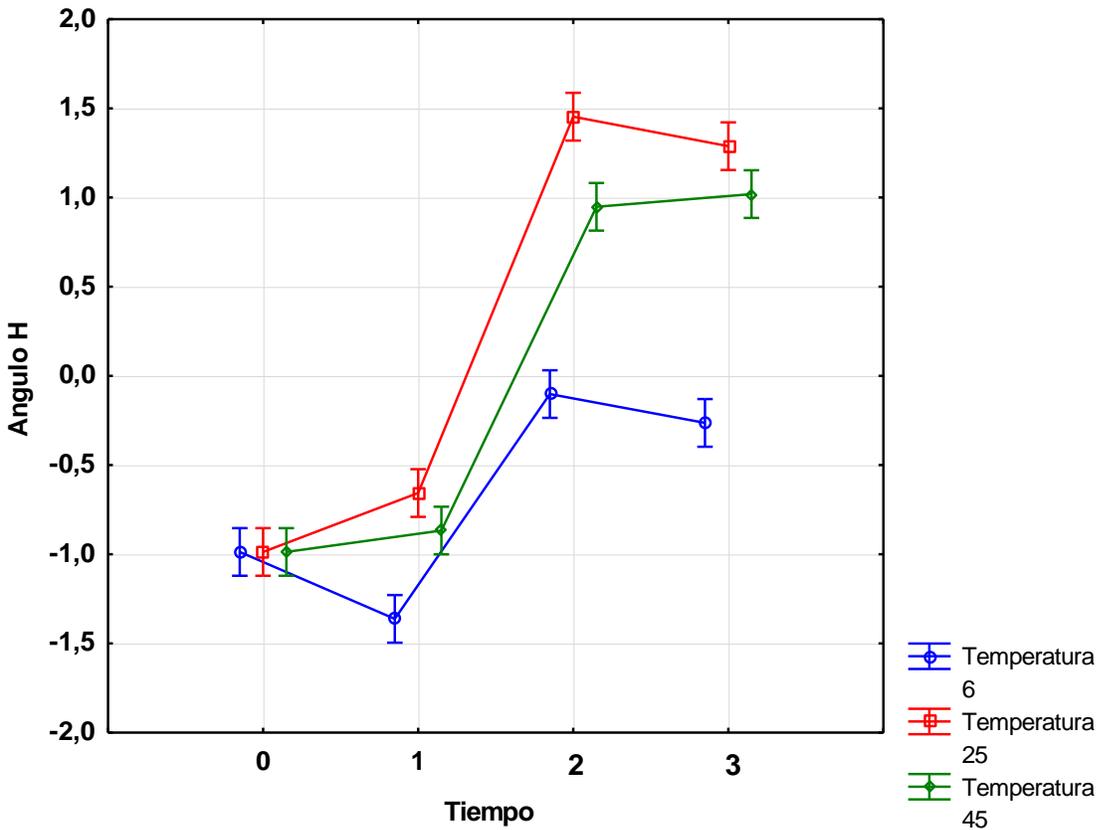


Figura 24. Gráfico de medias del ángulo H

En el gráfico de medias para el análisis de chroma tienen una misma tonalidad en la semana "0" las tres temperaturas sin embargo durante el almacenamiento de la semana 1,2 y 3 las antocianinas se degradan perdiendo totalidad como se muestra en la figura 27.

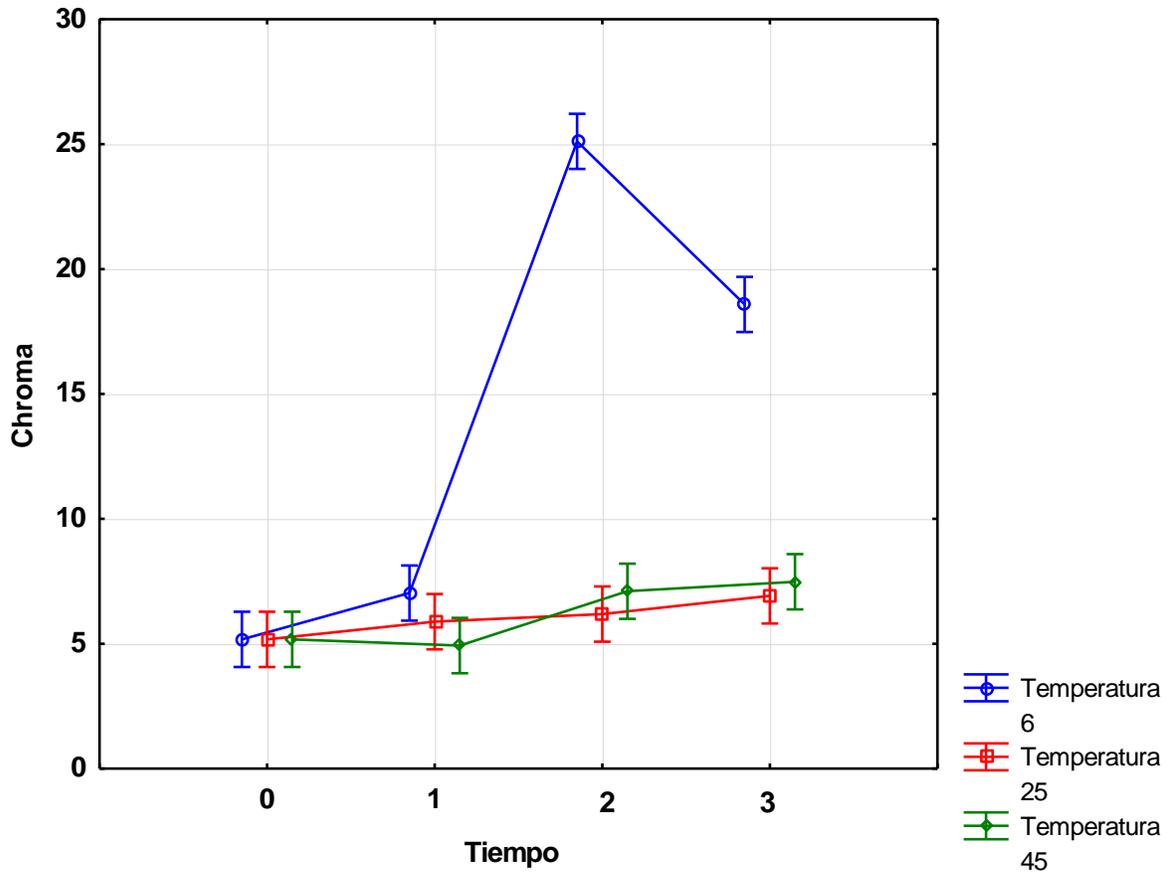


Figura 27. Gráfico de medias del chroma

Zevallos & Cineros (2005) encontraron que cuando incrementaba la concentración del pigmento fue cuando Luminosidad disminuía; esto concuerda con los resultados de la investigación. Ya que en la semana 2 obtuvo más concentración de pigmento. Además Gorriti et.al., (2009<sup>a</sup>) mencionan que a temperaturas menores a 70°C la degradación de color de los pigmentos obtenidos de las antocianinas es mínima.

Por otro lado Salinas et.al., (2005) reportan el grano del maíz morado de cuatro variedades (Arrocillo, Cónico, Peruano y Perepecha) con mayor pureza de color fue Peruano con una luminosidad 14.10, matriz 11.87 y chroma de 4.98 mientras que en la investigación la luminosidad en 45°C en la segunda semana está a 14,80 luminosidad, el chroma 4,93 y ángulo

H 0,95. Mientras Bolívar, Zevallos & Cineros (2004) analizaron el maíz morado de EE.UU en la estabilidad del colorante natural el efecto del pH sobre la estabilidad fue durante del tiempo (después de 1 hora y 1.7, 5, 9 y 138 días) a 20°C con muestras dentro de viales tapados; el chroma fue superior a pH 7 por la presencia de quinoidal azul violeta con mayor absorbancia, tonalidad color rojo púrpura oscuro mediante la investigación en las tres temperaturas fueron de morado, rojo y azul por la copolimerización que existe en el almacenamiento de los extractos. Por ejemplo el color de los alimentos que contienen antocianinas ricas en las agliconas como la pelargonidina, cianidina o delphinidina es menos estable de los alimentos que contienen antocianinas ricas en las agliconas petunidina y malvidina (Fennema, 2000). Por otro lado Huamán (2017) reporta del maíz morado de la raza Kculli presentaron de tono por debajo de los 45° de una coloración rojizas; mientras que en la investigación se observa que está en ángulo de 60° y -60° de una coloración el color azul, rojizo y morado.

## 5. CAPITULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 5.1 Conclusiones

- En el análisis fisicoquímico la procedencia con mayor humedad fue la de Lunahuaná, mientras que la muestra de Arequipa presentó mayor contenido de ceniza (3,53%), Humedad (45,75%); proteína (2,55%), grasa (2,96%) y fibra (42,76%).
- En la extracción la temperatura, procedencia, tiempo y relación MP: Ste generaron diferencias significativas en el contenido de antocianina, compuestos fenólicos, capacidad antioxidante y rendimiento de extracción. Encontrando que las mayores concentraciones de antocianinas y compuestos fenólicos en el extracto se obtuvo a 100° C (para la antocianina) u 80° C (para compuestos fenólicos) y tiempo de 60 min, procedencia Arequipa y relación MP:Ste 1:15 g/ml, alcanzando concentraciones de 137,5 mg/10 ml de antocianina, 524,70 mg/100 ml de compuestos fenólicos y 20,73 µmol ET/100 ml en el extracto. El mayor rendimiento de antocianinas se observó en el tratamiento 3 (temperatura de 60°C, procedencia de Arequipa, 60 minutos y Relación MP: Solvente 1:45) el valor fue 22.56 mg/g.
- La estabilidad de las antocianinas fue influenciada significativamente por el tiempo y la temperatura de almacenamiento. A 6° C la concentración de antocianina, luminosidad, y chroma fueron más estables, mientras que a temperaturas de 25 y 45° C se observó una disminución en la concentración de antocianina y aumento en la luminosidad y del chroma, indicando la degradación de las antocianinas durante el almacenamiento.

## 5.2 Recomendaciones

- Estudiar el efecto de la adición de antioxidantes o compuestos fenólicos durante el almacenamiento para mejorar la estabilidad de las antocianinas.
- Caracterizar por cromatografía las principales antocianinas extraídas bajo los parámetros de extracción estudiados.
- Estudiar el efecto de la presión (superior e inferior a la atmosférica) durante el proceso de extracción de antocianinas.

## 6. CAPITULO VI. REFERENCIAS

- Acosta, B., Gutiérrez, J., & Serna, S. (2014). Bound in foods, a review. *Food Chemistry*, 152 (1), 46-55.
- Almeida, J. (2012). Extracción y caracterización del colorante natural del maíz negro (*Zea mays* L.) y determinación de su actividad antioxidante. Proyecto previo a la obtención del título de ingeniería Agroindustrial, Facultad de Ingeniería química y agroindustria. Quito, Ecuador.
- Al-Farsi, M.A., & Lee, C. Y. (2008). Optimization of phenolics and dietary fibre extraction from date seeds. *Food Chemistry*, 108, 977-985.
- Al-Saikhan, M. S., Howard, L. R., & Miller, J. C. (1995). Antioxidant activity and total phenolics in different genotypes of potato (*Solanum tuberosum*, L.). *Journal Fodd Science*, 60(1), 341-343.
- Aguilera, M., Reza, M. C., Chew, R. G., & Meza, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud*, 13(2), 16-22.
- AOAC. (2000). *Official Methods of Analysis*. 17th ed. Washington DC: Association of Official Analytical Chemists.
- AOAC. (1990). *Official Methods of Analysis*. 15th ed. Washington DC: Association of Official Analytical Chemists.
- Arroyo, J., Raez, E., Rodríguez, M, Chumpitaz, V., Burga, J., de la Cruz, W., & Valencia, J. (2007). Reducción del colesterol y aumentode la capacidad antioxidante por el consumo crónico de maíz morado (*Zea mays* L.) en las ratas hipercolesterolémicas. *Revista peruana de Medicina Experimenta y Salud Pública* (24): 157-162.

- Apak, R., Güçlü, K., Demirata, B., Özyürek, M., Çelik, S., Bektaşoğlu, B., Berker, I., & Özyurt, D. (2007). Comparative Evaluation of Various Total Antioxidant Capacity Assays Applied to Phenolic Compounds with the CUPRAC Assay. *Molecules*, 12(1), 1496-1547.
- Astrid, G. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: Revisión. *Acta biol. Colomb*, 13(3), 27-36.
- Atmani, D., Ruiz, M. B., Ruiz, J. I., Lizcano, F. B., & Atmani, D. (2011). Antioxidant potential, cytotoxic activity and phenolic content of *Clematis flammula* leaf extracts. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(4), 589-598.
- Badui, S. (1993). Química de los alimentos. Segunda edición. México: Editorial Person Educación. 377-405 p.
- Badui, S. (2006). Química de los alimentos. Cuarta edición. México: Editorial Person Educación. 417-434 p. ISBN: 970-26-0670-5.
- Babbar, N., Obreroi, H. S., Uppal, D. S., & Patil, R. T. (2011). Total phenolic content and antioxidant capacity of extracts obtained from six important fruit residues. *Food Research International*, 44(1), 391-396.
- Belwal, T., Dhyani, P., Bhatt, I., Singh, R., & Pande, V. (2016). Optimización extraction conditions for improving phenolic content and antioxidant activity in *Berberis asiatica* fruits using response surface methodology (RSM). *Food Chemistry*, 2017, 115-124.
- Blanco, N., & Troya, R. (2014). Evaluación de métodos no térmicos sobre la estabilidad de las antocianinas del maíz morado (*Zea Mays L.*) frente a temperatura de pasteurización. Universidad San Francisco de Quito. Quito, Ecuador.
- Bolívar, A., Cevallos, C., & Cisneros, L. (2003). Stoichiometric and Kinetic Studies of Phenolic Antioxidants from Andean Purple Corn and Red-Fleshed Sweetpotato. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(1), 3313-3319.

- Castillo, G. G. (2006). Extracción de colorante de col morada (*Brassica oleraceae*) para ser usado en la elaboración de una bebida. Universidad técnica de Ambato, Facultad de ciencia en Alimentos. Ambato, Ecuador.
- Castañeda, B. I. (2010). Inducción de antocianinas y capacidad antioxidante por oligogalacturónidos en uvas de mesa cv. 'Flame Seedlees'. Hermosillo-Sonora.
- Centeno, M. M. (2003). Extracción, Estabilización y Evaluaciones Analíticas del carmín. Instituto Politecnico Nacional. Distrito Federal, México.
- Coutinho, M. R., Quadri, M. B., Moreira, R. F. P. M., & Quadri, M. G. N. (2004). Partial Purification of Anthocyanins from *Brassia oleracea* (Red Cabbage). *Separation Science and Technology*, 39(16), 3769-3782.
- Chaparro, C., Maldonado, M., Urango, L., & Rojanol., B. (2015). Propiedades quimiopreventivas de *Passiflora mollisima* (Kunth) L.H. Bailey (curuba larga) contra cáncer colorrectal. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 20(1), 62-74.
- Chew, K., Khoo, M., Ng, S., Thoo, Y., Wan, W., & Ho, C. (2011). Effect of ethanol concentration, extraction time and extraction temperature on the recovery of phenolic compounds and antioxidant capacity of *Orthosiphon stamineus* extracts. *International Food Research Journal*, 18(4), 1427-1435.
- Chichizola B., López E, Navarro JM, Salinas F. (2007). "Acopio, procesamiento y exportación de maíz morado". Universidad Peruana de Ciencias Aplicadas, Escuela de postgrado del programa de maestría en gerencia y administración. Arequipa, Perú.
- Coultate T.P. (2007). Manual de química y bioquímica de alimentos. 3ra. Ed. España: Editorial Acribia, S.A. 423 p. ISBN: 978-84-200-1089-2. Recuperado de: <https://www.casadellibro.com/libro-manual-de-quimica-y-bioquimica-de-los-alimentos/9788420010892/1149336>.
- Curcio, R., & Podepiora, C. (SN). Obtención de metanol propiedades – usos.

- Ćujić, N., Šavikin, K., Janković, T., Pljevljakušić, D., Zdunić, G., & Ibrić, S. (2016). Optimización of polyphenols extraction from dries chokeberry using maceration as traditional technique. *Food Chemistry*, 194, 135-142.
- Delgado, F., Jiménez, A. R., & Paredes, O. (2000). Natural pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains – Characteristics, Biosynthesis, Processing and Stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 40(3), 173-289.
- Del Carpio, C., Flores, C., & Guisti, M. (2009). “Caracterización de las antocianinas de los frutos de *Berberis boliviana Lechler*”. *Rev Soc Quím Perú*, 75(1), 76-86.
- Dziedzic, S. Z., & Hudson, J. F. (1984). Phenolic acids related compounds as antioxidants for edible oils. *Food Chemistry*, 14(1), 45-51.
- Einbond, R. G., Reynertson, K. A., Luo, X. D., Basile, M. J., & Kennelly, E. J. (2004). Anthocyanin antioxidants from edible fruits. *Food Chemistry*, 84(1), 23-28.
- Elias J.A & Gamero D. (1988). Obtención de colorante a partir del maíz morado. Recuperado de: [http://cybertesis.uni.edu.pe/bitstream/uni/1469/1/elias\\_sj.pdf](http://cybertesis.uni.edu.pe/bitstream/uni/1469/1/elias_sj.pdf).
- Espinosa, J. (2007). Evaluación sensorial de los alimentos. Ed: Universitaria. ISBN: 978-959-16-0539-9.
- Fan, G., Han, Y., Gu, Z., & Chen, D. (2007). Optimizing conditions for anthocyanins extraction from purple sweet potato using response Surface methodology (RSM). *Departament of Food Science and Technology*, 41(1), 155-160.
- Fennema, O. R. (2000). *Química de los Alimentos*. Segunda edición. España: Editorial Acribia, S.A. Zaragoza. 774 p.
- Friaa, O., & Brault, D. (2006). Kinetics of the reaction between the antioxidant Trolox and the free radical DPPH in semi-aqueous solution. *Org & Biomol. Chem*, 4(1), 2417-2423.
- Garzón, G. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: Revisión. *Acta biológica Colombiana*, 13(3).

- Giusti, M. M., & Wrosland, R. E. (2001). Characterization and Measurement whit UV-Visible Spectroscopy.
- Gilabert, E. J. (2007). Medida de la luz y el color. Editorial: Universidad Politécnica to instrumentation.
- Gorriti, A., Quispe, F., Arroyo, J. L., Córdova, A., Jurado, B., Santiago, I., & Taype, E. (2009<sup>a</sup>). Antocianinas, fenoles totales y actividad antioxidante de las corontas del maíz morado (*Zea mays* L.): Método de extracción. Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas.
- Gorriti, A., Arroyo, J., Negron, L., Jurado, B., Purizada, H., Santiago, I., Taype, E., & Quispe, F. (2009<sup>b</sup>). Extracción de antocianinas de las corontas de *Zea mays* L. "Maíz morado". Ciencia e Investigación, 12(2), 64-74.
- González, F. R. (2015). Actividad antiproliferativa de antocianinas de maíz morado y rojo de la raza mixteco en la línea celular de cáncer de próstata DU145. Universidad Veracruzana. Veracruz, México.
- Gualán, M. G. (2013). Determinación de la actividad antioxidante de las fracciones lipofílicas e hidrofílicas de los subproductos agroindustriales mango. Universidad Técnica particular de Loja. Loja, Ecuador.
- Guillén, J., Mori, S., & Paucar, L. M. (2014). Características y propiedades funcionales del maíz morado (*Zea mays* L.) var. Subnigroviolaceo. Ciencia Agropecuaria, 5(1), 211-217.
- Harborne, J. B., & Williams, C. A. (1995). Anthocyanins and other flavonoids. Natural product Reports, 1(1), 639-657.
- Harbone, J. B. (1998). The chromatographic identification of anthocyanin pigments. Journal of Chromatography, 1(1), 473-488.
- Hutchings, B. (1999). Food Color and Appearance. Chapman and May Food Science Book.

- Huamán, C. K. (2017). "Caracterización de los compuestos fenólicos del germoplasma de maíz (*Zea mays* L.) nativo de la región Arequipa, Perú". Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú.
- Jacho, L. (2009). Caracterización molecular y análisis químico nutritivo de 27 accesiones de maíz chulpi (*Zea mays* L.) y 65 accesiones de maíz negro colectadas en la serranía del Ecuador. Universidad Central del Ecuador. Quito-Ecuador.
- Jing, P., Noriega, V., Schwartz, S., & Guisti, M. (2007). Effects of growing Conditions on Purple Corn cob (*Zea mays* L.) Anthocyanins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 8625-8629.
- Kaur, Ch., & Kapoor, C. (2001). Antioxidants in fruits and vegetables – the millennium's health. *International Journal of Food Science and Technology*, 36(1), 703-725.
- Kähkönen, M. P., & Heinonen, M. (2003). Antioxidant Activity of Anthocyanins and Their Aglycons. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(1), 628-633.
- Kopjar, M., Piližota, V., Šubartić, D., & Babić. (2009). Prevention of thermal degradation of red currant juice anthocyanins by phenolic compounds addition. *Food Science Technology*, 1(1), 24-30.
- Kuskoski, M. E., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini, J., & Fett, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciênc. Tecnol. Aliment.*, Campinas, 25(4), 726-732.
- Lauro, G & Francis, J. (2000). *Natural Food Colorants*. Science and Technology.
- López, M. L., & Jiménez, B. (200). Comparación de la capacidad antioxidante, compuestos fenólicos y antocianinas totales de diferentes variedades de maíz (*Zea mays* L). *Unidad de Investigación y Desarrollo en Alimentos*, 2(1), 19-22.

- Lui, Ch. L., Wang, J. M., Chu, Ch. Y., Cheng, M. T., & Tseng, T. H. (2002). In vivo protective effect of protocatechuic acid on tert-butyl hydroperoxide-induced rat hepatotoxicity. *Food and Chemical Toxicology*, 40(1), 635-641.
- Manzano, P. A. (2016). "Extracción de antocianinas a partir de Coronta de maíz morado (*Zea mays L.*) para el aprovechamiento de residuos agrícolas". Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos. Ambato, Ecuador.
- Markakis, P., & Jurd, L. (1974). Anthocyanins and their stability in foods. *Food Technology*, 4(4), 437-456.
- Mayorga, V. (2010). "Estudio de las propiedades reológicas y funcionales del maíz morado "Racimo de uva" (*Zea mays L.*)". Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería de Alimentos. Ambato, Ecuador.
- McCann, D., Barrett, A., Cooper, A., Crumple, D., Dalen, L., Grimshaw, K., Kitchin, E., Lok, K., Porteus, L., Prince, E., Sonuga, E., Warner, J., & Stevenson, J. (2007). Food additives and hyperactive behaviour in 3-year-old and 8/9-year-old children in the community: a randomised, double-blinded, placebo-controlled trial.
- Mendoza. (2007). Conociendo la cadena productiva del maíz morado en Ayacucho.
- Medina, G. (2012). Extracción del colorante antocianina a partir del maíz morado y su aplicación en la industria alimentaria. Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. Huacho, Perú.
- Medina, L. D. (2015). Determinación de parámetros óptimos en la extracción de sólidos solubles de la coronta de maíz morado (*Zea mays L.*) de la variedad INIA 625-negro Canaán, por lixiviación. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Facultad de Ingeniería química y metalurgia. Ayacucho, Perú.
- Molyneux, P. (2004). The use of the stable free radical diphenylpicryl-hydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Journal Science Technology*, 26(1), 211-2119.

- Muñoz, F. J. (2008). El riesgo en los niños del consumo de alimentos transformados. Los agentes químicos en los alimentos.
- Nicaragua. (2004). Etanol. Cadena Agroindustrial.
- Noroña, J. (2008). Caracterización y evaluación agro morfológica de 64 accesiones de maíz negro y 27 de maíz chulpi (*Zea mays*. L), colectados en la serranía del ecuador en la EESC – INIAP. Quito- Ecuador. EPN Escuela Politécnica Nacional. Pp. 5 - 7.
- Nolazco, D., & Araujo, M. (2014). Obtención de un filtrante de maíz morado (*Zea mays* L.), evaluación de pérdida de color y degradación de antocianinas en el almacenaje. *Anales Científicos*, 2(1), 350-359.
- Pascual, S., Santos, C., & Rivas, J. C. (2002). LC-MS analysis of anthocyanins from purple corn cob. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 82(9), 1003-1006.
- Petroni K, Pilu R y Tonelli C. (2014). Anthocyanins in corn: a wealth of genes for human health. 902 P.
- Petroni K, Pilu R y Tanelli C. (2004). Anthocyanins in corn: a wealth of genes for human health. Recuperado de: <http://sci-hub.io/10.1007/s00425-014-2131-1>.
- Peñarrita, M. J., Tejada, L., Mollinedo, P., Vila, J. L., & Bravo, J. A. (2014). Phenolic compounds in food. *Revista Boliviana de Química*, 31(2), 68-81.
- Peña, A., Arroyo, A., Gómez, A., Tapia, R., & Gómez, C. (2005). *Bioquímica*. Segunda edición. México: Editorial Limusa, S.A. ISBN: 968-18-2660-4. Recuperado en: <https://books.google.com.pe/books?id=EFUP472dyEMC&pg=PA53&dq=agua+como+solvente&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwillJKA3Z3UAhUTxCYKHebsCNwQ6AEIIDA#v=onepage&q=agua%20como%20solvente&f=true>.
- Pérez, J., Arranz, S., Taberner, M., Díaz, M., Serrano, J., Goñi, I., Saura, F. (2008). Updated methodology to determine antioxidante capacity in plant foods, oils and beverages:

- Extraction, measurement and expression of results. *Food Research International*, 41(1), 274-285.
- Pérez, M. (2005). Evaluación de las características funcionales de diez cultivares de mashua (*Thopaelum tuberosum* Ruiz & Pavón) en 6 estadios de crecimiento y diferentes períodos de soleado. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima-Perú.
- Pinelo, M., Sineiro, J., & Núñez, M. J. (2006). Mass transfer during continuous solid-liquid extraction of antioxidants from grapes byproducts. *Journal of Food Engineering*, 77(1), 57-63.
- Quevedo, S. (2013). Manual técnico maíz Blanco Urubamba (Blanco Gigante cusco). Primera edición. Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA. Cusco-Perú.
- Quispe, F., Arroyo, K., & Gorriti, A. (2011). Características morfológicas y químicas de 3 cultivares de maíz morado (*Zea mays* L.) en Arequipa – Perú. *Rev. Soc Quím Perú*, 77(3).
- Repo, R. (2008). “Capacidad Antioxidante de la Cañihua”. Editorial: Agraria. Lima-Perú.
- Repo, R., & Encina, C. (2008). Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos bioactivos de frutas nativas peruanas. *Rev Soc Quim Perú*, 74(2), 108-124.
- Reyes, M.; Gómez, I.; Espinoza, C.; Bravo, F.; & Ganoza, L. (2009). Tablas Peruanas de composición de Alimentos.
- Rein, M. (2005). Copigmentation reactions and color stability of berry anthocyanins. University of Helsinki, Department of Applied Chemistry and Microbiology, Food Chemistry Division.
- Rodriguez, L. E & Wrolstad, R. E. (2001). Extracción, Isolation, and Purification of Anthocyanins. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*. <https://doi.org/10.1002/0471142913.faf0101s00>

- Ross, A. B., Kamal, A., Ludin, E. A., Zhang, J. X., Hallmans, G., & Åman, P. (2003). Cereal alkylresorcinols are absorbed by humans. *The Journal of Nutrition*, 133(7), 2222-2224.
- Ruiz, S. (2004). Evaluación Agronómica de Variedades Locales de Maíz (*Zea mays* L.) en una Restinga del Distrito de Iparia. Ayacucho-Perú.
- Ruiz, N. A., Ricón, F., Hernández, V. M., Figueroa, J., & Loarca, Ma. G. F. (2008). Determinación de compuestos fenólicos y su actividad antioxidante en granos de maíz. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 31(3), 29-34.
- Sánchez, A., & Guerrero, J. A. (2015). Pigmentos en frutas y hortalizas rojas: antocianinas. *Temas selectos de Ingeniería de Alimentos*, 9(1), 25-33.
- Sánchez, R. (2013). La Química del color en los alimentos. *Revista Química Viva*, 12(3), 234-246.
- Saura, F., Serrano, J., & Goñi, I. (2007). Intake and bioaccessibility of total polyphenols in a whole diet. *Food Chemistry*, 101(1), 492-501.
- Saura, F., Serrano, J., & Goñi, I. (2002). Intake and bio accessibility of total polyphenols in a whole diet. *Food Chemistry*, 1(1), 492-501.
- Salinas, Y., Rubio, D., & Díaz, A. (2005). Extracción y uso de pigmentos del grano de maíz (*Zea mays* L.) como colorante en yogur. Recuperado: [http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0004-06222005000300011](http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0004-06222005000300011).
- Salinas, Y., Salas, G., Rubio, D., & Ramos, N. (2005). Characterization of Anthocyanin Extracts from Maize Kernels. *Journal of Chromatographic Science*, 43(1), 483-487.
- Sevilla, R., & Valdez, A. (1985). Estudio de factibilidad del cultivo de maíz morado. Fondo de Promoción y Exportación (FOPEX). Lima-Perú.
- Sistema Integrado de Estadística Agraria. (2016). Anuario Estadístico de la Producción Agrícola y Ganadera 2016.

- Sistema Integrado de Estadística Agraria. (2017). Producción Agrícola y Ganadera 2016. 23-38 P.
- Silva, E. M., Rogez, H., & Larondelle, Y. (2007). Optimización of extraction of phenolics from *Inga edulis* leaves using response Surface methodology. Separation and Purification Technology, 55(1), 381-387.
- Singleton, V. I., & Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. American Journal of Enology and Viticulture, 16, 144-158.
- Solid Perú. (2007). Conociendo la cadena productiva del maíz morado en Ayacucho. 14 P.
- Tejeda, L., Alvarado, J. A., Dębiec, M., Peñarrita, J. M., Cárdenas, O., Alvarez, M. T., Chawade, A., & Bergenståhl. (2013). Relating genes in the biosynthesis of the polyphenol composition of Andean colored potato collection. Food Science and Nutrition, 52(1), 708-717.
- Timberlake, F. (1980). Anthocyanins-occurrence, extraction and chemistry. Food Chemistry, 5, 69-80.
- Thoo, Y.Y., Ho, K.S., Liang, J.Y., Ho, Ch.W., & Tan, Ch.P. (2010). Effects of binary solvent extraction system, extraction time and extraction temperature on phenolic antioxidants and antioxidant capacity from mengkudu (*Morinda citrifolia*). Food Chemistry, 120, 290-295.
- Valladares, C. A. (2010). Taxonomía y Botánica de los cultivos de Grano. Universidad Nacional Autónoma de Honduras Centro universitario regional del litoral atlántico (Curla), Departamento de producción vegetal asignatura cultivos de grano. La Ceiba, Honduras.
- Vásquez, O. (2012). Actividad antioxidante presentes en la coronta y grano de maíz (*Zea mays* L.) variedad morada nativa cultivada en la ciudad de Trujillo. Universidad Cesar Vallejo. Facultad de Ingeniería. Trujillo, Perú.

- Venereo, J. (2002). Daño oxidativo, radicales libres y antioxidantes. *Rev. Cubana Med Milit*, 31(2), 126-33.
- Velez, P. (2010). "Evaluación microbiológica y cuantificación de antocianinas en el extracto acuoso de la coronta de maíz morado (*Zea mays* L.), tratado con ultrasonido. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Facultad de Ingeniería en Industria Alimentarias. Tingo María, Perú.
- Ullauri, P. (2010). Transporte de masa en extracción fase sólido-liquido. Universidad Central del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Uriol, D. R. (2017). Extracción y cuantificación de antocianinas de maíz morado (*Zea mays* L.) utilizando dos solventes a diferentes temperaturas y tiempos de extracción. Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencia Agrarias. Cajamarca, Perú.
- Willig, J. A. (2009). The effect of anthocyanin acylation on the inhibition of HT-29 colon cancer cell proliferation. *Escuela de la Universidad Estatal de Ohio*.
- Wrolstad, R., Drust, R., & Lee, J. (2005). Tracking color and pigment changes in anthocyanin products. *Trends in Food Science & Technology*, 16(1), 423-428.
- Wrolstad, R. E., & Heatherbell, D. A. (1974). Identification of anthocyanins and distribution of flavonoids in tamarillo fruit. *Journal Science Food*, 25(1), 1221-1228.
- X-Rite. (2002). *Guía para entender la comunicación del color*.
- X-Rite. (2016). *A guide to Understanding Color*.
- Xia, E., Deng, G., Guo, Y., & Li, B. (2013). Biological Activities of Polyphenols from grapes. *International Journal of Molecular Sciences*, 11(1), 622-646.
- Xu, B., & Chang, S. K. C. (2008). Total Phenolic Acids, Isoflavones, and Anthocyanins and Antioxidant of Yellow and Black Soybeans As Affected by Thermal Processing. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(1), 7165-7175.

- Yang, Z., Han, Y., Gu, Z., Fan, G., & Chen, Z. (2007). Thermal degradation kinetics of aqueous anthocyanins and visual color of purple corn (*Zea mays* L.) cob. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 9(1), 341-347.
- Zevallos & Cisneros. (2005). Degradation Kinetics and colours of anthocyanins in aqueous extracts of purple and red – fresh potatoes (*Solanum Tuberosum* L.). *Food Chemistry*.
- Zeiger, E & Taiz, L. (2006). *Fisiología vegetal*. Primera edición. USA: Publicaciones de la Universitat Jaume I. ISBN: 978-84-8021-601-2.

## ANEXOS

Anexo 1. Determinación del análisis de humedad por el método de la AOAC

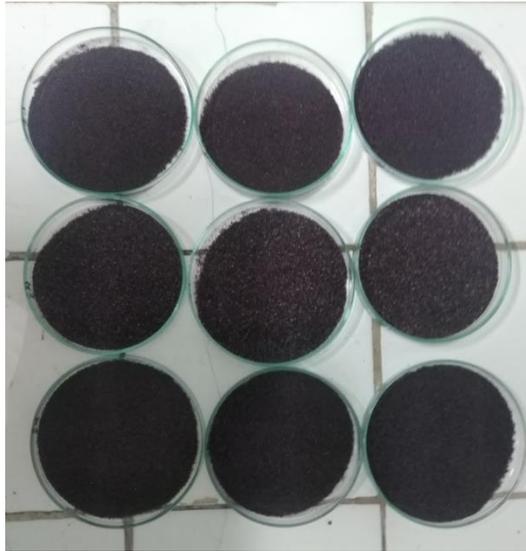


Figura 29. Las tres procedencias de corontas molidas después del secado

Anexo 2. Determinación del análisis de cenizas por el método de la AOAC



Figura 30. Corontas de maíz morado en el secado de la mufla y muestras incineradas

Anexo 3. Determinación del análisis de pH por el método de la AOAC



Figura 31. pH de las tres cultivares de corontas de maíz morado

Anexo 4. Determinación del análisis de acidez por el método de la AOAC



Figura 25. Muestra titulada

Anexo 5. Determinación del análisis de fibra por el método de la AOAC

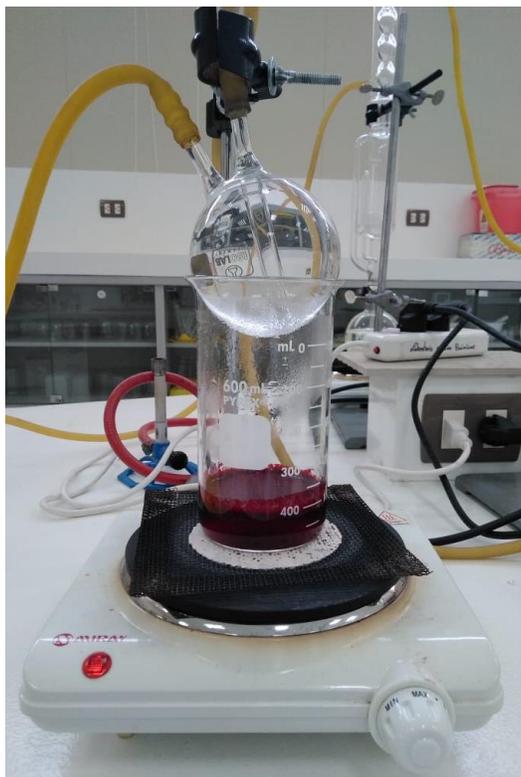


Figura 32. Acondicionamiento del análisis de fibra cruda



Figura 33. Muestras incineradas



Figura 34. Filtrado un papel filtro para fibra cruda

#### Anexo 6. Determinación de las antocianinas



Figura 35. Acondicionamiento del análisis de antocianinas

Anexo 7. Extracción de las variedades de corontas de maíz morado

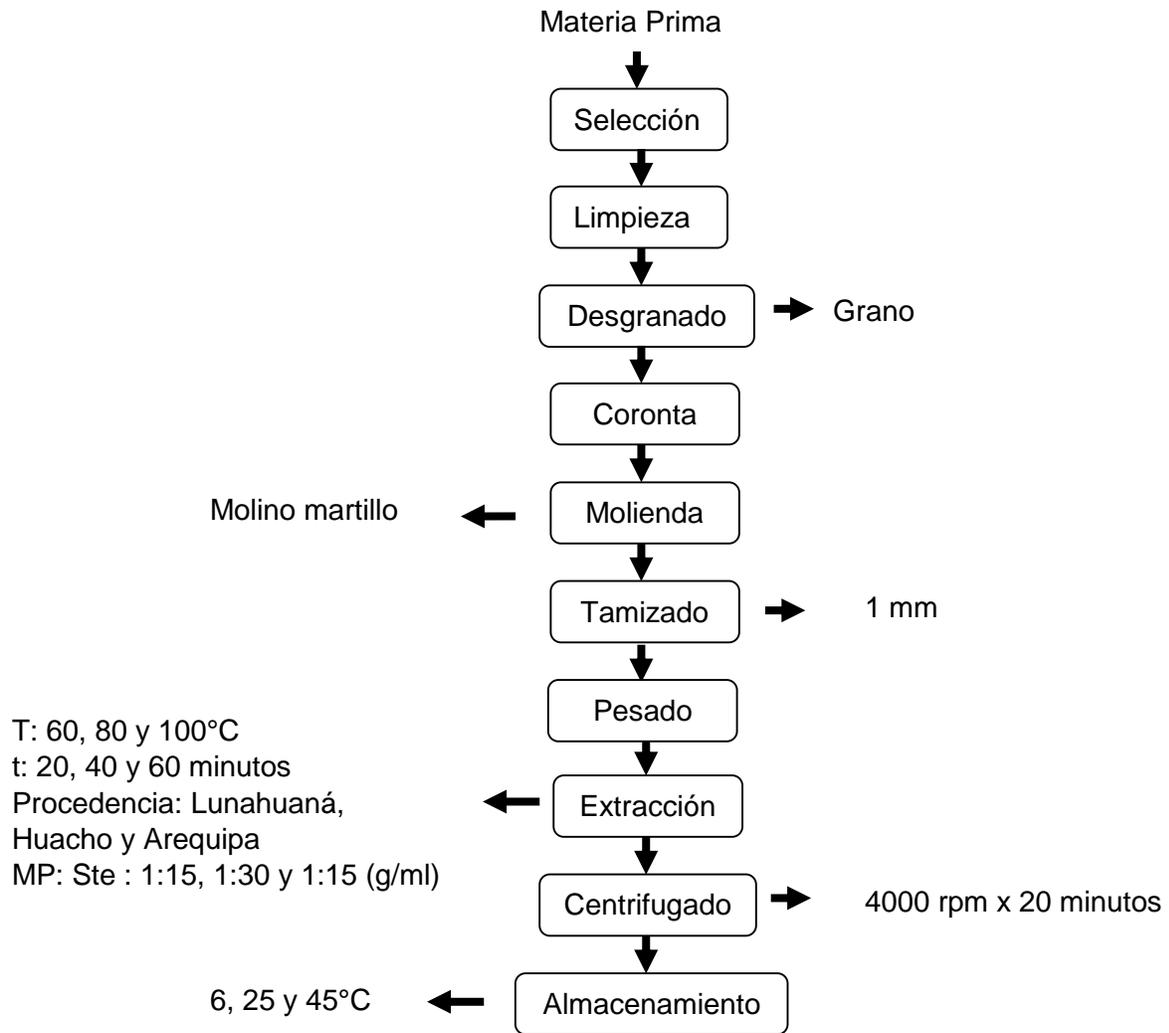


Figura 36. Flujograma de las operaciones de la extracción de la coronta de maíz morado



Figura 37. Almacenamiento del extracto en diferentes temperaturas 6, 25 y 45°C

#### Anexo 8. Determinación de color



Figura 38. Acondicionamiento de la colorimetría

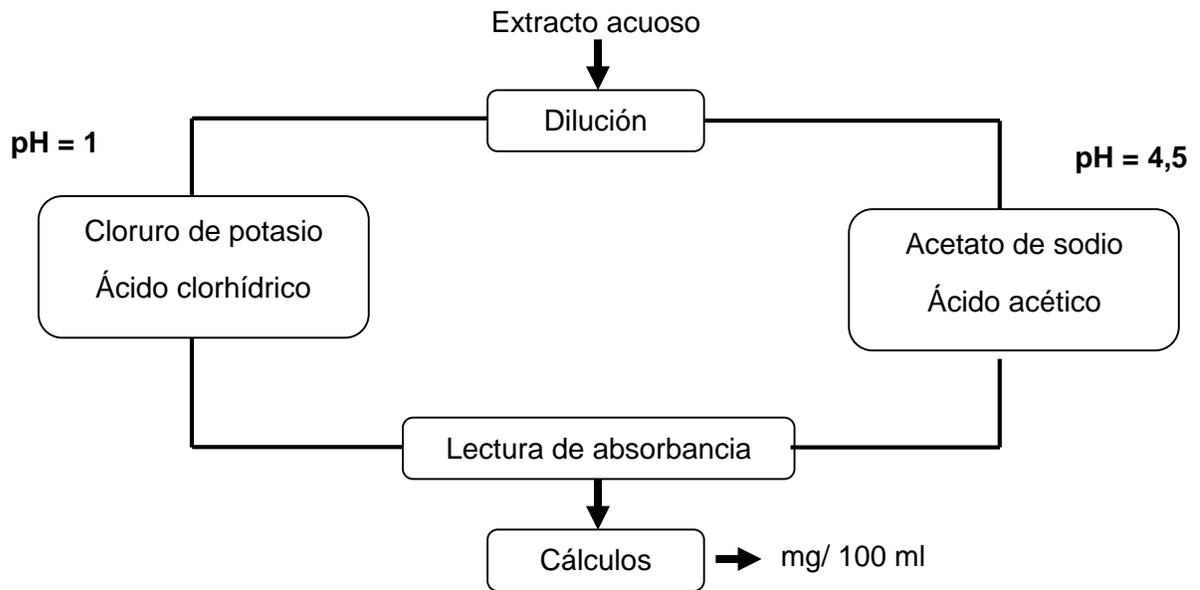


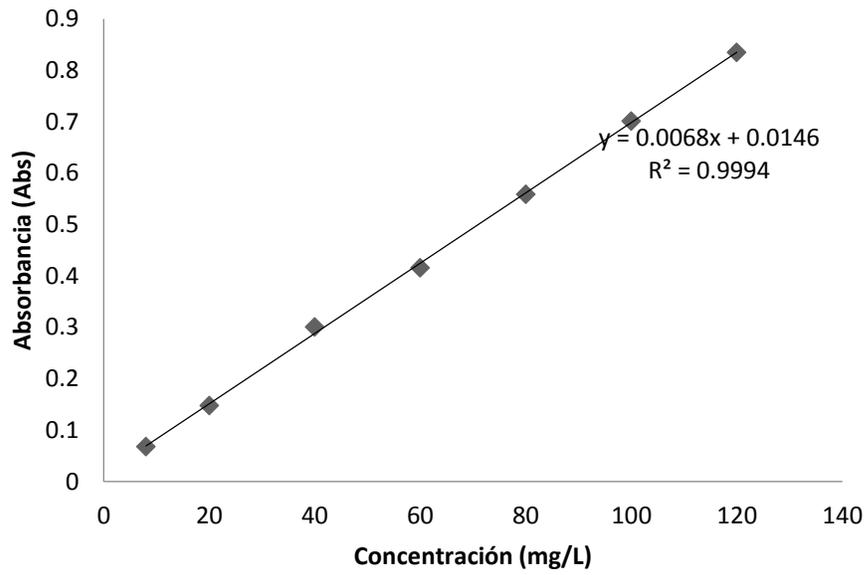
Figura 39. Flujograma de operaciones del análisis de antocianinas

Anexo 8. Resultados de extracción

Tabla 11. Resultados de la extracción en variedades de las corontas de Lunahuaná, Huacho y Arequipa (mg/g)

<b>Experimentos</b>	<b>Temperatura (°C)</b>	<b>Genotipo</b>	<b>Tiempo (min)</b>	<b>Relación materia prima: Agua (g/ml)</b>	<b>Antocianinas (mg/g)</b>	<b>Compuestos fenólicos (mg/g)</b>	<b>Capacidad antioxidante (umol/g)</b>
<b>1</b>	60	Huacho	20	1:15	12,3	32,19	880,11
<b>2</b>	60	Lunahuaná	40	1:30	14,1	80,95	230,47
<b>3</b>	60	Arequipa	60	1:45	22,6	65,38	300,22
<b>4</b>	80	Huacho	40	1:45	21,0	43,30	612,15
<b>5</b>	80	Lunahuaná	60	1:15	15,6	50,13	478,20
<b>6</b>	80	Arequipa	20	1:30	22,4	51,11	361,28
<b>7</b>	100	Huacho	60	1:30	17,4	70,31	387,19
<b>8</b>	100	Lunahuaná	20	1:45	15,2	53,84	314,14
<b>9</b>	100	Arequipa	60	1:15	20,6	78,70	396,15

Anexo 9. Curva estándar para la cuantificación de compuestos fenólicos



Anexo 10. Curva estándar para la cuantificación de Capacidad Antioxidante

