

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONIO GUILLERMO URRELO

Facultad de Ingeniería

Carrera Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias



**DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ANTOCIANINAS TOTALES
DEL CAMOTE MORADO (*Ipomoea Batatas L.*), PROVENIENTES DE
VIRÚ Y CHICLAYO, 2017**

Bachilleres:

Lindsay Karina Castañeda Rojas

Cronsvi Elita Vásquez Ramos

Asesor:

Mg. Fredy Martos Rodríguez

Cajamarca – Perú

Agosto – 2018

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONIO GUILLERMO URRELO



Facultad de Ingeniería

Carrera Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias

**DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ANTOCIANINAS TOTALES
DEL CAMOTE MORADO (*Ipomoea Batatas L.*), PROVENIENTES DE
VIRÚ Y CHICLAYO, 2017**

Tesis presentada en cumplimiento parcial de los requerimientos para optar el

Título Profesional de Ingeniero en Industrias Alimentarias

Presentado por:

Bach. Lindsay Karina Castañeda Rojas

Bach. Cronsvi Elita Vásquez Ramos

Asesor:

Mg. Fredy Martos Rodríguez

Cajamarca - Perú

Agosto – 2018

COPYRIGHT © 2018 by
LINDSAY KARINA CASTAÑEDA ROJAS
CRONSVIELITA VÁSQUEZ RAMOS
Todos los derechos reservados

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONIO GUILLERMO URRELO

FACULTAD DE INGENIERÍA

**CARRERA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS**

APROBACIÓN DE TESIS PARA OPTAR TÍTULO PROFESIONAL

**DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ANTOCIANINAS TOTALES DEL
CAMOTE MORADO (*Ipomoea Batatas L.*), PROVENIENTES DE VIRÚ Y
CHICLAYO, 2017**

Presidente: _____

Secretario: _____

Vocal: _____

Asesor _____

DEDICATORIA

A mis padres por el apoyo incondicional

*A mi hija Claudia Dayana Rojas Castañeda,
por ser el motor de toda lucha que emprendo siempre*

Lindsay Karina Castañeda Rojas.

*Esta tesis dedico a mis padres quienes me han apoyado
para poder llegar a esta instancia.*

*También a mi hijo Cristhofer Yamir
quien es mi mayor motivación para nunca rendirme*

Cronsvi Elita Vásquez Ramos.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por las bendiciones en la vida,

A la UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONIO GUILLERMO
URRELO

A nuestro asesor Dr. Fredy Martos Rodríguez por sus muestras de
aliento.

Karina y Cronsvi

RESUMEN

El presente trabajo de investigación tiene como objetivo determinar el contenido de antocianinas totales del camote morado (*Ipomoea Batatas L.*) proveniente de Virú y Chiclayo, 2017. La investigación es Básica, de diseño tipo descriptivo, la muestra fue Probabilístico, por ser una población infinita, por lo tanto, se tuvo que aplicar formula, dando 300 muestras de camote morado proveniente de Virú y 300 muestras de camote morado proveniente de Chiclayo. El procedimiento fue dividir cada muestra en seis partes de 500 gr en matraces, para luego adicionarles el solvente que está conformado por etanol, ácido acético y agua des ionizada, durante una hora se agitó con la ayuda del agitador magnético, se adicionó el buffer (Mellvaine's) a cada una de las muestras, la preparación del buffer se hizo con ácido clorhídrico concentrado, fosfato di-sódico dodecahidratado y ácido cítrico a un pH3 debido a que a este pH las antocianinas son más estables, luego se utilizó el espectrofotómetro a una longitud de onda de 535nm. Se concluyó que, se determinó la concentración de antocianinas del camote morado proveniente de Chiclayo con un promedio de 18.918 mg/L, la mediana es 18.917, la moda es 18.978, el valor mínimo es 18.833, el valor máximo es 19.007 y de Virú con un promedio de 19.485mg/L, la mediana es 19.486, la moda es 19.51, el valor mínimo es 19.432, el valor máximo es 19.536. Se evidenció que, existe margen de diferencia de 0.567; se evaluaron las muestras mediante un cálculo matemático, obteniendo así la concentración de antocianinas, encontrando que el camote morado de Virú tiene mayor concentración de antocianinas totales, comparado con el camote proveniente de Chiclayo.

Palabras Claves: Contenido de antocianinas, camote morado, Chiclayo, Virú.

ABSTRACT

The objective of this research work is to determine the total anthocyanin content of the purple sweetpotato (*Ipomoea Batatas L.*) from Virú and Chiclayo, 2017. The research is Basic, of descriptive design, the sample was Probabilistic, because it is a population infinite, therefore, formula had to be applied, giving 300 samples of purple sweet potato from Virú and 300 samples of purple sweet potato from Chiclayo. The procedure was to divide each sample into six parts of 500 g in flasks, to then add the solvent that is made up of ethanol, acetic acid and deionized water, for one hour was stirred with the help of the magnetic stirrer, the buffer was added (Mellvaine's) to each of the samples, the preparation of the buffer was made with concentrated hydrochloric acid, di-sodium phosphate dodecahydrate and citric acid at pH3 because at this pH the anthocyanins are more stable, then the spectrophotometer was used at a wavelength of 535nm. It was concluded that the anthocyanin concentration of purple sweetpotato from Chiclayo was determined with an average of 18,918 mg / L, the median is 18,917, the fashion is 18,978, the minimum value is 18,833, the maximum value is 19,007 and Virú with an average of 19.485mg / L, the median is 19.486, the mode is 19.51, the minimum value is 19.432, the maximum value is 19.536. It was evidenced that, there is a margin of difference of 0.567; the samples were evaluated by a mathematical calculation, obtaining the concentration of anthocyanins, finding that the purple sweet potato of Virú has a higher concentration of total anthocyanins, compared with the sweet potato from Chiclayo.

Key words: Content of anthocyanins, purple sweet potato, Chiclayo, Virú.

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS.....	ii
RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	iv
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	v
ÍNDICE DE TABLAS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN.....	1
1.1.1. Planteamiento del problema.....	1
1.1.2. Formulación del problema.....	2
1.2. JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN.....	2
1.3. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	3
1.3.1. Objetivo general.....	3
1.3.2. Objetivos específicos.....	3
II. MARCO TEÓRICO.....	4
2.1. TEORIAS QUE SUSTENTAN LA INVESTIGACIÓN.....	4
2.2. BASES TEÓRICAS.....	6
III. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN.....	29
3.1. Unidad de análisis, universo y muestra.....	29
3.2. Método de investigación.....	31
3.2.1. Tipo de investigación.....	31
3.2.2. Diseño de investigación.....	31
3.3. Técnicas e instrumentos de investigación.....	32

3.3.1. Instrumentos	32
3.3.2. Técnicas de análisis de datos (estadísticas).....	33
3.3.3. Ubicación del trabajo de investigación	33
3.3.4. Materiales	33
3.3.5. Metodología:	34
CAPITULO IV: RESULTADOS, ANÁLISIS Y DISCUSIÓN	36
V. CONCLUSIONES	56
VI. RECOMENDACIONES	57
REFERENCIAS	58
ANEXO	61

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Composición química del camote morado.....	09
Tabla 2. Métodos de extracción de antocianinas.....	22
Tabla 3: Concentración de antocianinas según fórmula: $CV = 0.1 * \text{Factor de absorbancia} * \text{factor de dilución (80)}$ – Chiclayo.....	36
Tabla 4: Concentración de antocianinas según formula: $CV = 0.1 * \text{Factor de absorbancia} * \text{factor de dilución (80)}$ – Virú.....	44
Tabla 5. Datos estadísticos: Variedad, media, error, desviación estándar, media límite mínimo y máximo, datos límite mínimo y máximo.....	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructura más común de la antocianina glucosilada.....	12
Figura 2. Estructura de antocianinas a diferentes pH's.....	13
Figura 3. Estructura de las antocianidinas más comunes.....	14
Figura 4. Ruta General de biosíntesis de las antocianinas.....	16
Figura 5. Alteraciones de las antocianinas por efectos de la temperatura.....	17
Figura 6. Actividad antioxidante de las antocianinas.....	28
Figura 7. Moda, Mediana y media del contenido de antocianinas del camote morado de Chiclayo.....	43
Figura 8. Moda, Mediana y media del contenido de antocianinas del camote morado de Virú.....	51
Figura 9. Muestra y solvente en el agitador magnético.....	62
Figura 10. Filtrado de la muestra con papel filtro.....	62
Figura 11. Muestra filtrada con el buffer.....	63
Figura 12. Muestras para colocar en el espectrofotómetro.....	63
Figura 13. Lectura de la absorbancia en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 535 nm.....	64

I. INTRODUCCIÓN

1.1. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN

1.1.1. Planteamiento del problema

Los colorantes naturales presentan demanda considerable en la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica para reemplazar a los colorantes sintéticos, debido a su naturaleza química, inocuidad y funcionalidad. Entre estos colorantes naturales se encuentran las antocianinas que se distribuyen ampliamente en el reino vegetal y están presentes en raíces, tallos, hojas, flores y frutos de las plantas superiores (Gorriti & Quispe, 2009).

Según FAO (2009) el camote es uno de los cultivos alimenticios más importantes, versátiles y sub explotado en el mundo, con una producción anual de 122 millones de toneladas métricas; se ubica en el cuarto lugar en el mundo en vías de desarrollo, después del arroz, el trigo y el maíz.

En el Perú, el área sembrada con este cultivo oscila entre 12000 a 14000 hectáreas (10 mil unidades agrícolas), con un volumen de producción de 190 mil a 224 mil toneladas (0.3 % del valor bruto de producción agrícola) y un rendimiento promedio de 16 t/ha. (Ministerio de Agricultura, 2006) las cuales constituyen una potencialidad para ser aprovechadas en una diversidad de usos y así poderles otorgarles valor agregado mediante su transformación. Se eligió esta variedad por la prevalencia del color morado intenso que estaría explicado por el alto contenido

de antocianinas, pero no existen muchos trabajos de investigación que hayan cuantificado esta presencia

Por lo visto entonces, el camote posee un alto contenido de antocianinas, lo que lo convierte en una fuente de colorantes naturales para la industria Alimentaria y Farmacéutica. Por otro lado las investigaciones sobre las propiedades curativas de las antocianinas, han comprobado que su poder antioxidante previene el cáncer al intestino grueso, obesidad y diabetes, que son las enfermedades más frecuentes en las poblaciones de los países desarrollados y también los que se encuentran vías de desarrollo (Yang, Han, Gu, Fan, Chen, 2007).

Para la investigación es necesario saber cuál camote contiene mayor contenido de antocianinas.

1.1.2. Formulación del problema

¿Cuál es el contenido de antocianinas totales del camote morado (*Ipomoea batatas L*) proveniente de Virú y el de Chiclayo, 2017?

1.2. JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

La presente investigación tiene importancia pues, se realizaría una comparación del contenido de las antocianinas del camote morado (Virú y Chiclayo, 2017), lo cual sirve para la industria alimentaria como colorante natural y saludable; así como a la industria farmacéutica para la elaboración de fármacos.

Tiene justificación teórica pues se basa en teorías de primera y segunda fuente, la cual sirve para ampliar el conocimiento científico en estudios de Industrias Alimentarias.

Tiene justificación social pues el contenido de antocianinas por ser antioxidante puede prevenir el envejecimiento prematuro, así como el cáncer.

1.3. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.3.1. Objetivo general

Determinar el contenido de antocianinas totales del camote morado (*Ipomoea batatas L.*) proveniente de Virú y Chiclayo, 2017.

1.3.2. Objetivos específicos

- Seleccionar y extraer las antocianinas totales del camote morado de las muestras proveniente de Virú y Chiclayo, 2017
- Cuantificar la concentración de antocianinas del camote morado proveniente de Virú y Chiclayo, 2017 mediante el método espectrofotométrico.
- Evaluar las diferencia del contenido de antocianinas totales del camote morado proveniente de Virú y Chiclayo, 2017.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. TEORIAS QUE SUSTENTAN LA INVESTIGACIÓN

La investigación presentada por Álvarez (2016), bajo el título de “Extracción de antocianinas y actividad antioxidante del *ipomoea batatas lam* camote morado, tuvo como objetivo determinar la actividad antioxidante del extracto etanolito de camote morado, población de camotes fueron recolectados en el distrito de Pacarán, en la provincia de Cañete, cultivados a 700 m.s.n.m. Concluye que, se evaluaron propiedades como, contenido de antocianinas y actividad antioxidante del camote morado. Se realizó primero el reconocimiento de metabolitos presentes en el extracto mediante el método cualitativo de tamizaje fotoquímico; la cuantificación del contenido de antocianinas totales y la actividad antioxidante fue 1.267, 1.708, 1.708 mg equivalentes de cianidina 3-glucósido/g de muestra y 13.024 μmol equivalentes de trolox (TE) / g de raíz, respectivamente. Valores obtenidos por método espectrofotométrico antocianinas totales y la actividad antioxidante obtenida por método colorimétrico DPPH a un rango de lectura de 517 nm y 700 nm.

En la investigación de (Martínez, 2015), para obtener el título profesional de Ingeniero Agroindustrial, bajo el título de “Técnica de análisis espectrofotométrica de antocianinas en materias primas de la región de Ayacucho”, cuyo objetivo general fue desarrollar la técnica de análisis espectrofotométrica de antocianinas aplicadas a materias prima con contenido potencial de antocianinas de la región de Ayacucho, la población fue materias primas de la región de Ayacucho con contenido potencial de antocianinas, la metodología fue aplicada, nivel de

investigación experimental y explicativa. Concluye que, cada una de las muestras se han extraído en dos etapas utilizando la solución etanólica al 80% de pH = 2,0, llevando todo los extractos colectados a un volumen final normalizado de 500 ml. El contenido de antocianinas en diferentes muestras analizadas para diferentes tipos de materias primas de la región, ha sido determinado utilizando la técnica de análisis espectrofotométrica de pH diferencial, cuyo resultado final se expresa en base al componente representativo de cianidina -3-g/ucósido, haciendo el uso de las soluciones buffer 112 de pH = 1 ,0 y de pH = 4,5, diluyendo apropiadamente con solución buffer correspondiente para medir la absorbancia y ubicar en el rango recomendado (0,2 a 1 ,4 leídos a 520 nm).

En la investigación de (Chávez, 2014), en Trujillo, Perú; con el título de “Efecto de la temperatura de secado por convección sobre el porcentaje de retención de antocianinas en harina de *Ipomoea batatas L.* (camote) variedad morado.”, con el objetivo de evaluar el efecto de la temperatura de secado por convección (45, 55 y 65 °C) sobre el porcentaje de retención de antocianinas en harina de *Ipomoea batatas L.* (camote) variedad morado, la población estuvo conformada por el camote adquirido en la provincia de Trujillo región de La Libertad, se realizó un muestreo no probabilístico por conveniencia, la muestra estuvo conformada por 7 kg de camote variedad morado, sin ningún tipo de daño apreciable, con tamaño y color uniforme, la metodología utilizada fue experimental, aplicada. Se concluye que, el análisis de varianza (ANOVA) reporta que existe efecto significativo de la temperatura de secado por convección ($p \leq 0.05$) sobre el porcentaje de retención de antocianinas en harina de camote morado. La prueba de Duncan concluye que existen diferencias de medias entre todas las muestras analizadas y que en las

muestras deshidratadas a 45 °C existe una mayor retención de antocianinas (30.476 mg cianidina-3-glucósido /100 g) que las deshidratadas a 55 (13.833 mg cianidina-3-glucósido /100 g) y 65 °C (6.394 mg cianidina-3-glucósido /100 g). Se cuantificó las antocianinas en camote fresco, obteniendo como resultado 107.766 mg cianidina- 3- glucósido /100 g de materia seca, y para la harina de camote a 45 °C (30.476 mg cianidina-3-glucósido /100 g), seguido por el tratamiento a 55 °C (13.833 mg cianidina-3-glucósido /100 g), y el menor valor fue en el tratamiento a 65 °C (6.394 mg cianidina-3-glucósido /100 g).

En una investigación presentada por (Gorriti & Quispe, 2009), en la ciudad de Lima - Perú, con el título de “Extracción de antocianinas de las corontas de *Zea Mays l.* “maíz morado”. Cuyo objetivo principal fue la identificación de las condiciones óptimas para la extracción de antocianinas de las corontas de maíz morado. Concluyo que, el análisis individual de los factores y sus interacciones corroboran que la extracción de antocianinas de las corontas del maíz morado depende de la temperatura y el tiempo de extracción, siendo favorecidas por el medio etanólico al 20% y pH entre 2 y 4, alcanzando valores de 46,534 mg de antocianina/g muestra.

2.2. BASES TEÓRICAS

2.2.1. Camote morado

A. Generalidades

Es originaria de la zona tropical sudamericana y desde muy antiguo su cultivo estaba extendido por todas las Antillas. Parece que

los navegantes españoles lo llevaron a Filipinas y a las Molucas, desde donde los portugueses la llevarían a la India, China y Japón (Acuña & Quirumbay, 2008).

B. Taxonomía y Morfología (*):

- **Familia:** Convolvulaceae.
- **Especie:** Convolvulus batatas L., Batata edulis Choisy., Ipomea batatas Lam.
- **Sinonimias:** Kumara (Perú), Boniato (Cuba y Fernando Póo), cara o jetica (Brasil), moniato o camote (México), patata dulce o batata azucarada (Europa y Asia).
- **Planta:** Planta de consistencia herbácea, porte rastrero, y vivaz o perenne, aunque se cultiva como anual.
- **Tallo:** También llamado rama, de longitud variable (de 10 cm a 6 m), es cilíndrico (calibre de 4 mm a más de 6 mm) y rastrero. Puede ser glabro (sin pelos) o pubescente (velloso). El color varía entre verde, morado o combinación de ambos.
- **Sistema radicular:** Es la parte más importante de la planta, ya que constituye el objeto principal del cultivo. Las raíces son abundantes y ramificadas, produciendo unos falsos tubérculos de formas y colores variados (según variedad), de carne excelente, hermosa, azucarada, perfumada y rica en almidón, con un elevado contenido en caroteno y vitamina C y una proporción apreciable de proteínas. El peso de los tubérculos puede variar desde 200 - 300 gramos hasta 6 kilogramos.

- **Hojas:** Son muy numerosas, simples, alternas, insertadas aisladamente en el tallo, sin vaina, con pecíolo largo, de hasta 20 cm, y coloración y vellosidad semejante al tallo. Limbo ligeramente muy desarrollado. Palminervias, con nervios de color verde o morado. La forma de limbo es generalmente acorazonada (aunque hay variedades con hojas enteras, hendidas y muy lobuladas).
- **Flores:** Se agrupan en una inflorescencia del tipo de cima bípara, con raquis de hasta 20 cm, que se sitúan en la axila de una hoja con cuatro centímetros de diámetro por cinco de largo, incluido el pedúnculo floral; el cáliz posee cinco sépalos separados, y la corola cinco pétalos soldados, con figura embudiforme y coloración violeta o blanca; el androceo lo constituyen cinco estambres y el gineceo un pistilo bicarpelar.
- **Fruto:** Es una pequeña cápsula redondeada de tamaño inferior a un centímetro, en cuyo interior se alojan de una a cuatro pequeñas semillas redondeadas de color pardo a negro. Mil semillas pesan de 20 a 25 gramos (Acuña & Quirumbay, 2008).

C. Valor Nutritivo (*):

- **Carbohidratos:** Almidón o fécula: Es el mayor y más importante componente (70% amilopectina y 30% amilosa).
- **Azúcar:** presencia de sacarosa en el camote crudo y maltosa en el cocinado.

- **Fibra:** Celulosa, hemicelulosa y pectina.
- **Vitaminas:** Tiene más del 100% de vitamina A del valor sugerido por la FAO (2008) (RDA, Recommended Daily allowance): y 49% del RDA de vitamina C; de las otras vitaminas tiene muy poco del RDA.
- **Minerales:** Los de suficiente RDA son el hierro (10%) y el potasio (15%).
- **Proteínas:** La calidad de las proteínas del camote es buena pero son de bajo valor biológico; es decir no cumplen con los requerimientos diarios del cuerpo humano. (Acuña & Quirumbay, 2008).

Tabla 1: Composición química del camote morado

COMPONENTE	CAMOTE MORADO
<i>ENERGETICOS</i>	
Grasas (g)	0,8
Proteína (g)	1,8
Carbohidratos (g)	28,8
Fibra (g)	1,1
Azúcar (g)	9,7
Humedad (g)	69
Calorías (g)	114
Agua (g)	71,6
Extracto Etéreo (g)	0,1

MINERALES	
Cenizas (g)	1
Calcio (mg)	19
Fósforo (mg)	50
Hierro (mg)	2,1
VITAMINAS	
Caroteno (mg)	0,03
Tiamina (mg)	0,11
Riboflavina (mg)	0,03
Niacina (mg)	0,7
Acido ascórbico (mg)	45
Acido nicotínico (mg)	0,6

Fuente: Quirumbay y Acuña (2008)

El principal colorante del camote morado lo constituye en mayor porcentaje, los pigmentos denominados antocianinas. Dentro de las antocianinas, se encuentran los colorantes vegetales, rojos, azules y violetas. Se presentan en el mundo vegetal en forma abundante, en todos los órganos, raíces, tallos, hojas, flores (Mazza, 1993). El color de las antocianinas ha sido estudiada químicamente y se explica en la forma siguiente al cambio de pH: rojo, azul y violeta. La coloración de una solución de antocianinas, depende del medio químico en que se encuentre. La función que desempeñan en las plantas no es bien conocida, pero sin embargo parece tener relación con su fácil oxidación y reducción. Algunos sugieren su intervención como transportador de oxígeno a las células vegetales (Kong & Chia, 2003).

2.2.2. Antocianinas

A. Generalidades

Las antocianinas (del griego *anthos* flor y *kyanos* azul), fue utilizado por Marquat para designar a los pigmentos azules de las flores, más tarde se descubrió que no sólo el color azul sino también el púrpura, violeta, mangueta, y que todos los tonos de rojo, rosado, escarlata, que aparecen en muchas flores, frutos y algunas hojas y raíces de plantas se deben a pigmentos químicamente similares a las antocianinas (Luck, 1997).

Las antocianinas se localizan principalmente en la piel de frutas como manzanas, peras, uvas, zarzamoras, ciruelas, de flores como la vinífera, rosas y verduras como col morada y maíz morado. La función que cumplen es la de atraer seres vivos (principalmente insectos y pájaros) para propósitos de polinización y dispersión de semillas. La diferencia de color entre las frutas, flores y verduras depende de la naturaleza y concentración de antocianinas. Existen factores adicionales que afectan el color como el pH de la célula, el efecto de copigmentación determinado por la presencia de otros flavonoides, temperatura, luz, etc. (Winkel, 2001)

B. Estructura

Las antocianinas, al igual que otras sustancias polifenólicas, se encuentran en la naturaleza en forma de glicósidos siendo conocidas sus agliconas como antocianidinas. Se trata de flavonoides, es decir sustancias, sustancias derivadas del núcleo flavano (Winkel , 2001)

Las antocianinas están formadas por una molécula de antocianidina unida a una fracción de carbohidrato.

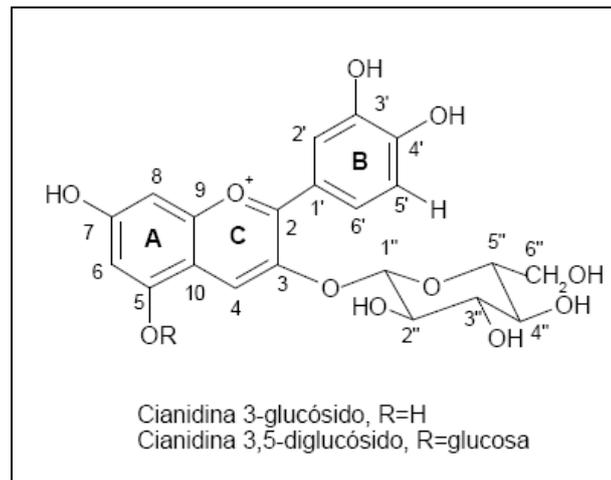


Figura 1. Estructura más común de la antocianina glucosilada (Walford, 1980).

La estructura de las antocianidinas consiste en un grupo flavilio que a su vez está formado por una molécula de benzopirano unida a un anillo fenilico (Luck, 1997)

Los monosacáridos comúnmente encontrados son D-glucosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-arabinosa y D-xilosa. También disacáridos como gentobiosa, rutinosa y soforosa (Luck, 1997).

Las antocianinas contienen grupos hidroxilos y metoxilos y la porción azúcar que es la responsable de la solubilidad y estabilidad. Las antocianidinas pueden “acilarse”, es decir el azúcar puede esterificarse con una o más moléculas de ácido p-cumárico, ferúlico, cafeico o acético (Luck, 1997).

El color de cada antocianina depende de su estructura química, del pH al que se encuentre y de la presencia de sales con las que interacciona.

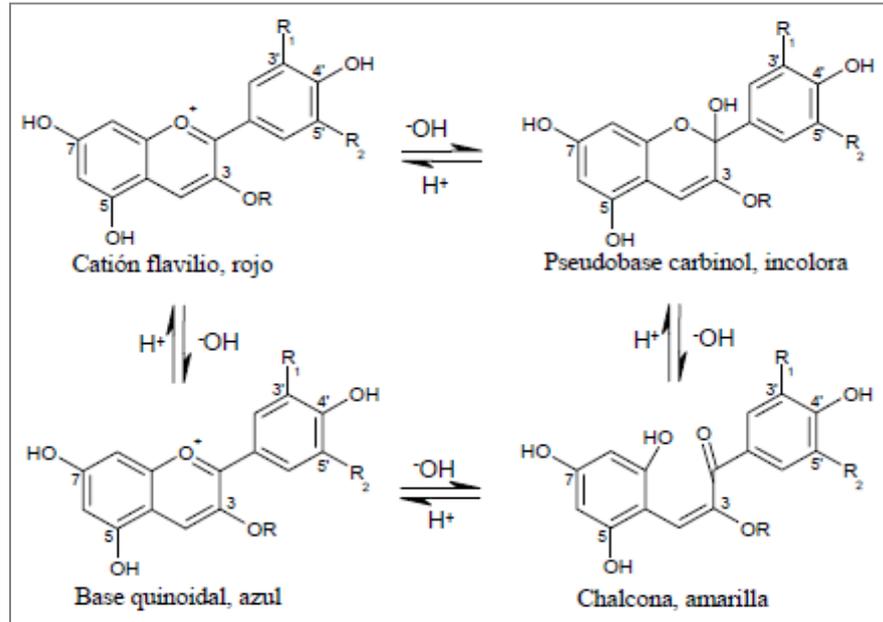


Figura 2. Estructura de antocianinas a diferentes pH's
(Giusti & Wroslad, 2001)

Se conocen cerca de 4000 pigmentos vegetales en alimentos, incluyendo miles de flavonoides y antocianinas (Luck, 1997).

Existen más de 100 antocianidinas, de todas las antocianidinas existentes, sólo seis son de interés en los alimentos:

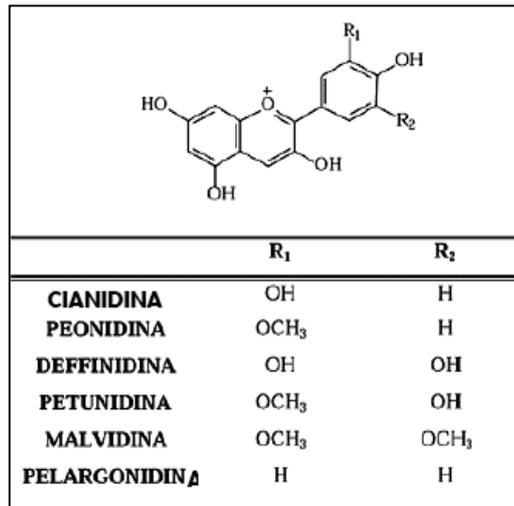


Figura 3. Estructura de las antocianidinas más comunes (Giusti y Wrostad, 2001).

- **Petunidina:** Cloruro de 3,3',4',5,7-pentahidroxi-5'-metoxiflavilio.
- **Malvidina:** Cloruro de 3,4',5,7-tetrahidroxi-3',5'-dimetoxiflavilio.
- **Pelargonidina:** Cloruro de 3,5,7-trihidroxi-2-(4-hidroxifenil)-1-benzopirilo.
- **Delfinidina:** Cloruro de 3,5,7-trihidroxi-2-(3,4,5, trihidroxifenil)-1-benzopirilo .
- **Cianidina:** Cloruro de 3,3',4',5,7-pentahidroxiflavilio.
- **Peonidina:** Cloruro de 3,4',5,7-tetrahidroxi-3'-metoxiflavilio.

C. Biosíntesis de las Antocianinas

Los precursores de las antocianinas son bien conocidos (Fig. N° 05). Se ha establecido experimentalmente que 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 da paso a la fenilalanina que por acción de una fenilalanina amonía liasa (PAL), y después de una pérdida de NH_3 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 flavanona en una reacción catalizada por una chalcona isomerasa. Finalmente, la flavanona es transformada en la correspondiente antocianidina por una reacción de hidroxilación en el carbono 3 seguida por una deshidratación. La molécula de antocianidina 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 (Delgado, Jiménez, & Paredes, 2000).

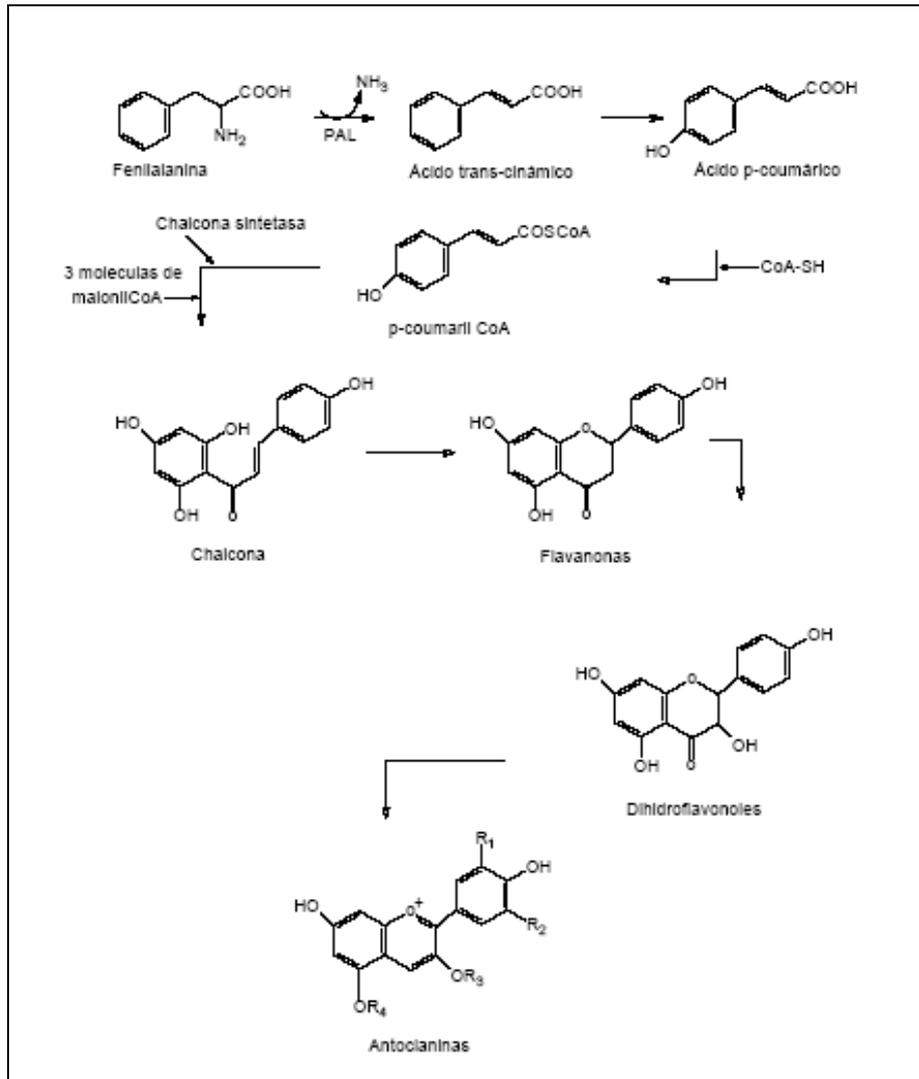


Figura 4. Ruta General de biosíntesis de las antocianinas
(Delgado, Jiménez, & Paredes, 2000)

D. Factores que alteran la estabilidad de la antocianina

Al igual que el resto de los colorantes naturales, las antocianinas presentan una inestabilidad inherente propia dentro de los matrices alimentarios; aunque son más estables bajo condiciones de acidez. Pueden ser degradadas por una gran variedad de factores o mecanismos que la convierten en productos incoloros solubles y/o productos con tonalidad café e insoluble. Esta degradación puede ocurrir durante el

proceso de extracción y purificación del pigmento o durante el proceso y almacenamiento de los alimentos (Winkel, 2001).

1. Temperatura

La antocianina es destruida por el calor durante el procesamiento y almacenamiento. Incrementos de temperatura resultan en pérdida del azúcar glicosilante en la posición 3 de la molécula y apertura de anillo con la consecuente producción de chalconas incoloras (Timberlake & Henry, 1986)

Un incremento logarítmico en la destrucción de la antocianina ocurre con un incremento en la temperatura. (Timberlake & Henry, 1986) observaron que el equilibrio entre las estructuras es endotérmico, en una dirección de izquierda a derecha:

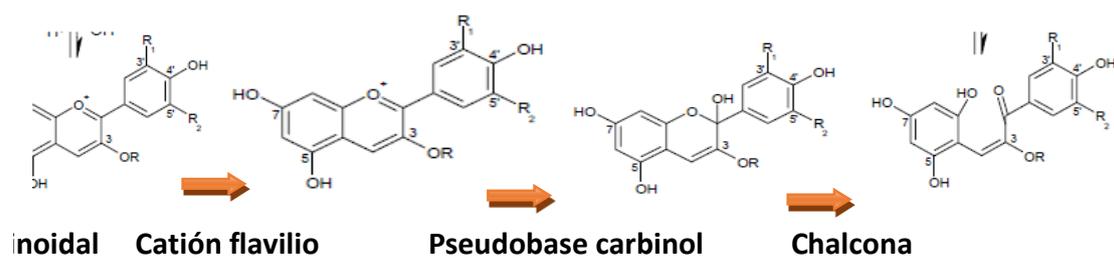


Figura 5. Alteraciones de las antocianinas por efectos de la temperatura.

A altas temperaturas el equilibrio cambia hacia chalconas. El retorno de chalconas a flavilio es lento (Timberlake & Henry, 1986).

2. pH

Los cambios en el pH provocan una transformación estructural en las antocianinas. Los cambios fisiológicos en la maduración de los frutos llevan consigo variaciones en el pH y por lo tanto cambios de color en el tejido vegetal. Las antocianinas se transforman en su color desde pH 1.0 a 7.0, que abarca en la mayoría de los alimentos. Estos cambios estructurales con respecto al pH incluyen la formación de la sal de flavilio, la de la base anhidra y la de la base del carbinol. A un pH entre 2.0 y 4.0 la principal vía de degradación térmica es la hidrólisis de la molécula de azúcar (Winkel, 2001).

A pH bajo la estructura de las antocianinas es el catión flavilio, conforme aumenta el pH se pierde un protón, se gana una molécula de agua y se forma una pseudobase carbinol, las cuales son incoloras, por lo que existe una degradación de color conforme aumenta el pH (Winkel, 2001).

En soluciones acuosas a valores de pH inferiores a dos, básicamente 100% del pigmento se encuentra en su forma más estable o de ión oxonio o catión flavilio (AH^+) de color rojo intenso. A valores de pH más altos ocurre una pérdida del protón y adición de agua en la posición 2, dando lugar a un equilibrio entre la pseudobase carbinol o hemicetal y la forma chalcona, o de cadena abierta. Tanto el hemicetal como la chalcona, son formas incoloras y bastante inestables. A valores de pH superiores a 7 se

presentan las formas quinoidales de color púrpura que se degradan rápidamente por oxidación con el aire (Hutchings, 1999).

3. Agua

El pigmento es soluble en agua. Por otro lado, incrementos en la actividad de agua del medio causan degradación de las antocianinas probablemente debido a una mayor interacción entre el agua y el catión flavilio para formar la pseudobase inestable (Garzón y Wrolstad, 2001; Olaya et al., 2008).

La concentración del pigmento y la actividad de agua de la matriz afectan la estabilidad del color. Garzón y Wrolstad (2002) compararon la estabilidad de la antocianina de fresa (pelargonidina-3-glucósido) con la de la antocianina de la cáscara de rábano (pelargonidina-3-soforósido 5-glucósido acilada con ácidos aromáticos y alifáticos) y encontraron que dicha estabilidad era independiente de la estructura, a una misma concentración de pigmento.

4. Oxígeno y el ácido ascórbico

El efecto degradativo del oxígeno y el ácido ascórbico sobre la estabilidad de las antocianinas está relacionado. Se reportaron que las condiciones que favorecen la oxidación aeróbica del ácido ascórbico en jugo de fresa y en sistemas modelo que contenían pelargonidina-3-glucósido proveniente de la fresa causaban grandes pérdidas de

antocianinas, pero cuando el oxígeno era excluido del sistema no se observaba deterioro del color. En investigaciones más recientes, Garzón y Wrolstad, (2002), confirmaron la aceleración de la destrucción de antocianinas de fresa cuando el ácido ascórbico está presente tanto en sistemas naturales como en sistemas modelo.

En presencia de oxígeno la máxima estabilidad térmica de las antocianidinas 3 glicosiladas es a pH 1.8-2.0, mientras que para las antocianidinas 3,5 diglicosiladas lo es a pH 4.0-5.0 (Luck, 1997).

La presencia del ácido ascórbico produce decoloración de la antocianina, probablemente por la indirecta oxidación por el peróxido de hidrógeno que se forma durante la oxidación aeróbica del ácido ascórbico (Luck, 1997).

E. Polimerización de las antocianinas

Las antocianinas son pigmentos lábiles que experimentan reacciones de degradación, su estabilidad es variable y depende de su estructura y de la composición de la matriz en la cual existe. Al incrementar las sustituciones glicosídicas y en particular, acilaciones de los azúcares residuales con ácido cinámico, incrementará su estabilidad del pigmento. La polifenoloxidasa, peroxidasa y las enzimas glicosídicas pueden tener un efecto devastador sobre las antocianinas. Estas enzimas pueden ser nativas de los tejidos de las plantas o provenientes de la contaminación con mohos. Otra posible fuente es parte de las actividades comerciales de las enzimas utilizadas como auxiliares del

procesamiento. Las enzimas glicosídicas actúan directamente sobre las antocianinas, pero la acción de las polifenoloxidasas y peroxidadas son indirectas. Las antocianinas condensaran con otros compuestos fenólicos para formar pigmentos de color polimérico. Esta reacción puede ser acelerada con la presencia de acetaldehído (Giusti & Wroslad, 2001)

Los pigmentos de antocianinas poliméricas no mostrarán un cambio pronunciado reversible del color con los cambios de pH que es característico de las antocianinas monoméricas (Giusti & Wroslad, 2001)

Durante el añejamiento de los vinos ocurren numerosas reacciones de polimerización que favorecen la estabilidad del color del vino, y tiene lugar entre las antocianinas y otros fenoles, principalmente flavonoles, causando una disminución de la absorvancia a 520 nm y un aumento a 420nm. En vinos tintos jóvenes, casi la totalidad del color está dado por antocianinas monoméricas, pero después de un año, al menos el 50% del color percibido (Casassa & Catania, 2006).

F. Extracción de las antocianinas

Las antocianinas son moléculas polares y consecuentemente son más solubles en solvente no polares. A valores de pH donde las moléculas de antocianinas están no ionizadas, pueden ser solubles en éter y no son estables en soluciones neutras y alcalinas, por tanto, los métodos convencionales empleados para la extracción de antocianinas implican en uso de solventes ácidos (Giusti & Wroslad, 2001)

Tabla 2. Métodos de extracción de antocianinas

Método	Características
0.001 % HCl en metanol	Este es el método más efectivo, pero el HCl es corrosivo y el metanol tiene efectos tóxicos en la salud humana.
0.001 % HCl en etanol	80% tan efectivo como el metanol.
0.001 % HCl en agua	27 % tan efectivo como el metanol.
Metanol acidificado con ácido cítrico	Este es el más eficiente de los ácidos orgánicos.
Agua acidificada con ácido acético	En eficiencia es seguido por el ácido cítrico, tartárico y clorhídrico.
Agua con 1000 ppm de SO ₂	La extracción es mejor que la obtenida por el uso de la extracción tradicional los cuales implica sistemas de etanol: ácido acético: agua.

Fuente: Delgado et al., 2000

La extracción de antocianina es comúnmente realizada por una repetida maceración o molido con pequeñas cantidades de HCl (0.1% -1%) en metanol o etanol a temperatura ambiente o en casos complejos en frío usando ácidos débiles (para evitar la degradación del pigmento). La adición de agua (10%-15%), en algunos casos permite una extracción del completa dependiendo de la planta (Giusti & Wroslad, 2001).

G. Determinación del contenido de antocianinas

Método del pH diferencial:

La concentración se mide con el valor de la absorvancia a un pH diferencial. Los tipos de antocianinas se determinan de las dos bandas de absorción que todas ellas dan, una región UV (260-280nm) y otra en la región visible (490-550 nm). En casos particulares las antocianinas

pelagonidina (520nm), delphinidina (546 nm) y sus variantes glicosídicas tendrán su absorvancia máxima de 10 a 15 nm (Giusti & Wroslad, 2001)

Las antocianinas a cierto pH presentan diferente actividad debido a que esto repercute en su estabilidad molecular. Los espectros UV-VIS a diferentes pH también cambian y nos ayudan a determinar si está o no polimerizada, ya que sólo interesa la forma monomérica.

Las características fisicoquímicas de las antocianinas y su comportamiento en diferente pH se puede medir la concentración de antocianinas totales en el extracto de la materia a analizar se puede determinar aplicando el método de pH diferencial reportado por Wrosland, (2000), de la siguiente manera:

$$\text{Total antocianinas (mg/L)} = A \times PM \times FD \times 1000 / (\epsilon \times l)$$

Donde:

$A = (A_{\text{vis máx}} - A_{700})_{\text{pH } 1,0} - (A_{\text{vis máx}} - A_{700})_{\text{pH } 4,5}$

pH 4,5.

PM (Peso molecular) = 445,2 g/mol para cianidina-3-glucósido.

FD = factor de dilución.

L = longitud de paso de celda en cm.

E = 26900 coeficiente de extinción molar para cianidina-3-glucósido.

1000 = factor de conversión de g a mg.

El color llamativo de las antocianinas se debe principalmente a la carga positiva del catión flavilio. A pH 1 dará un color intenso tal como se encuentran de forma típica en verduras y frutas. Las cargas van cambiando a lo largo de la variación de pH dando las estructuras y colores. El catión flavilio a pH1 es la forma más estable mientras que las chalconas a pH's >4.5 son las más susceptibles a degradación (Wrosltad, 2000). La forma del espectro UV-VIS de las antocianinas puede brindar información sobre su concentración.

H. Antocianinas como colorante y sus beneficios para la salud

1. Antocianinas como colorante:

Las antocianinas son pigmentos vegetales con gran potencial para el reemplazo competitivo de colorantes sintéticos; por tanto es de gran importancia conocer los aspectos bioquímicos que enmarcan estos pigmentos. Sus propiedades químicas y bioactivas. Las antocianinas son pigmentos responsables de la gama de colores que abarcan desde el rojo hasta el azul de muchas frutas, vegetales y cereales.

La fuente más importante a nivel industrial, de las antocianinas, son los subproductos (hollejos, etc.) de la fabricación del vino. Las antocianinas (E-163) son los colorantes naturales del vino tinto, y en algunos casos permiten distinguir químicamente el tipo de uva utilizado. Son, evidentemente, solubles en medio acuoso. El material extraído de los subproductos de la industria vinícola, denominado a veces "enocianina",

se comercializa desde 1879, y es relativamente barato, pero la antocianina pura es bastante cara. Según la FDA (Food and Drug Administration) las antocianinas se utilizan relativamente poco, solamente en algunos derivados lácteos, helados, caramelos, productos de pastelería y conservas vegetales (hasta 300 mg/kg), aunque están también autorizados en conservas de pescado (200 mg/kg), productos cárnicos, licores, sopas y bebidas refrescantes. Como los demás colorantes naturales, en bastantes casos no tienen más limitación legal a su uso que la buena práctica de fabricación, aunque esta situación tiende a cambiar progresivamente.

La creciente preocupación por la toxicidad de los colorantes sintéticos usados en alimentos (Quesos, helados, sopas, bebidas, condimentos, golosinas, mermeladas), cosméticos (esmaltes, bases) y productos farmacéuticos (jarabes, pastillas, tabletas, pasta dentífrica, enjuagues bucales) ha sido investigada y se reportaron que los colorantes rojo N° 2 y N° 40 se han prohibido en Austria, Japón, Noruega y Suecia, pero el rojo N° 40 aún se encuentra en escrutinio en Estados Unidos (Garzón, 2008). Al mismo tiempo, dichos hallazgos se relacionan con modificaciones en la hiperactividad de niños de edad escolar lo cual puede considerarse un mal neuronal agudo (Breakey et al., 2002). Tales antecedentes son indicios suficientes para disminuir la demanda de colorantes artificiales (tartrazina, rojo cochinilla, rojo anaranjado, eritrosina), a favor del consumo generalizado de colorantes naturales como las antocianinas, ácido carmínico, betalaninas, curcumina, bixina, licopeno, capsantina (Olaya, Castaño, & Garzón, 2008)

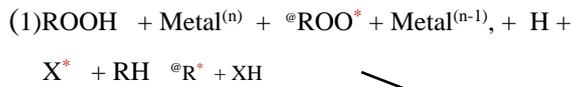
Las políticas regulatorias en cuanto al uso de colorantes derivados de las antocianinas varían de país a país. Estados Unidos es el país más restrictivo en cuanto al uso de las antocianinas como colorantes naturales. Allí, cuatro de los 26 colorantes que están exentos de certificación y aprobados para el uso en alimentos se derivan de la cáscara de la uva, del extracto de la uva, del jugo de vegetales y del jugo de frutas. Las fuentes más comunes de jugo de vegetales son el repollo morado, los rábanos y diferentes variedades de bayas. En contraste, en la Unión Europea, Chile, Colombia, Irán, Israel, Corea del Sur, Malta, Perú, Arabia Saudita y los Emiratos Árabes todos los colorantes derivados de las antocianinas son reconocidos como naturales (Garzón & Wrolstad, 2002)

2. Beneficios de las antocianinas para la salud:

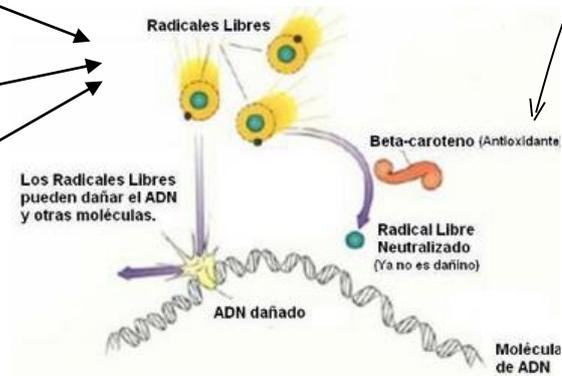
Las antocianinas descubiertas por el Dr. Albert Szent-Gyorgi, premio Nobel en Bioquímica, quien les denominó como "vitamina P". Durante el paso del tracto digestivo al torrente sanguíneo de los mamíferos, las antocianinas permanecen intactas y ejercen efectos terapéuticos conocidos que incluyen la reducción de la enfermedad coronaria, efectos anticancerígenos, antitumorales, antiinflamatorios y antidiabéticos; además del mejoramiento de la agudeza visual y del comportamiento cognitivo (Garzón, 2008).

Los efectos terapéuticos de las antocianinas están relacionados con su actividad antioxidante. Estudios con fracciones de antocianinas provenientes del vino han demostrado que estas son efectivas en atrapar especies reactivas del oxígeno, además de inhibir la oxidación de lipoproteínas y la agregación de plaquetas. Estos resultados sugieren que las antocianinas son la explicación de la conocida “Paradoja Francesa”. Aunque varias hipótesis existen, se propone que el bajo riesgo de la enfermedad coronaria en Francia se asocia con el alto consumo de vino tinto (Garzón, 2008).

(Wang & Jiao, 2000) (Wang & Lin, 2000) han demostrado que frutos ricos en antocianinas evidencian una alta actividad antioxidante contra el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) y contra radicales peróxido, ($ROO\cdot$), superóxido ($O_2\cdot^-$), hidroxilo ($\cdot OH$) y oxígeno singulete (1O_2), actuando como donadores de electrones pero a su vez permaneciendo estables, como queladores de metales, los cuales funcionan como catalizadores que facilitan la formación de radicales libres. Además de tener el poder antioxidante, las antocianinas, potencian los sistemas de defensa de los sistemas enzimáticos, citocromo C-oxidada, superóxido, dismutasa, catalasa y glutatión peroxidasa, que son la primera defensa de nuestro organismo contra los radicales libres (Sies, 1992).



El antioxidante cede un electrón al RL oxidándose a su vez y transformándose en un RL débil no tóxico.



- Catalasa, glutatión peroxidasa.
- Vit.C, Vit. E.
- Flavonoides (antocianinas)

Figura 6. Actividad antioxidante de las antocianinas

III. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. Unidad de análisis, universo y muestra

- a. **Universo:** El universo estuvo conformada por el camote morado proveniente de Virú y Chiclayo.
- b. **Población:** La población estuvo compuesta por el total. camote morado proveniente de Virú y Chiclayo.
- c. **Unidad de Análisis:** Estuvo conformada por el camote morado.
- d. **Muestra:** La muestra es Probabilístico. Las muestras probabilísticas pueden medir el tamaño del error en nuestras predicciones. El principal objetivo del diseño de una muestra probabilística es reducir al mínimo este error, al que se le llama error estándar. La precisión de dichos estimados depende del error en el muestreo, que es posible calcular) (Hernández, Fernández & Baptista, 2010)

Para una población infinita, donde se desconoce el total de unidades de observación de la población, la fórmula es:

$$n = \frac{Z^2 S^2}{d^2}$$

En donde:

n = Tamaño de muestra

Z = Parámetro estadístico que depende del Nivel de Confianza (NC)

S²= Varianza de la población en estudio

d = Nivel de precisión absoluta

Parámetro	Valor
Z^2	1.96
S^2	0.060593
d^2	0.0069

Muestra proveniente de Chiclayo

Tamaño de la muestra $n = 296.25$

Redondeando, $n = 300$

Parámetro	Valor
Z^2	1.96
S^2	0.036979
d^2	0.0042

Muestra proveniente de Virú

Tamaño de la muestra $n = 297.79$

Redondeando, $n = 300$

Por lo tanto, se tuvo 300 muestras de camote morado proveniente de Viru y 300 muestras de camote morado proveniente de Chiclayo.

3.2. Método de investigación

3.2.1. Tipo de investigación

La presente investigación es básica, porque busca aumentar la teoría, por lo tanto se relaciona con nuevos conocimientos, de este modo no se ocupa de las aplicaciones prácticas que puedan hacer referencias los análisis teóricos. Las ciencias básicas aspiran a realizar una reconstrucción conceptual de la estructura y mecanismos de los diversos dominios fácticos, tanto de los actuales como de los pasados y futuros (Cerna 2018).

3.2.2. Diseño de investigación

El diseño de la investigación es de tipo descriptivo pues describen los hechos como son observados (Hernández, Fernández y Baptista 2003).

Se caracteriza por elaborar clases o categorías de objetos en función de ciertas propiedades relevantes, en el cual la comparación juega un rol preponderante, pues, la clasificación es posible sólo si se pueden comparar las clases diferenciadas.

Este nivel es útil para comprender las características de los objetos, lo cual permite establecer generalización empíricas, que funcionan como catálogos de objetos, que, desde el punto de vista lógico, expresan una primera organización del conocimiento. Sin embargo, en este nivel es posible aún distinguir relaciones internas, lo cual no permite hacer inferencias o razonamientos capaces de explicar o predecir acontecimientos dentro del campo estudiado.

Se ha mencionado con cierta frecuencia, que en las investigaciones descriptivas no es necesario plantear hipótesis. En rigor, siempre debe existir una hipótesis que oriente o guíe estos estudios, aunque en muchos de ellos esté implícita (Cerna 2018).

3.3. Técnicas e instrumentos de investigación

Observación. Cerna (2018) cita a Bunge, quien define la observación como la percepción intencionada e ilustrada. Intencionada, porque el investigador predetermina de antemano lo que va a observar, y fundada, porque toda observación está cargada de teoría; es decir, es el conocimiento previo el que orienta el proceso de observación. El objeto de la observación es un hecho ya sea del mundo externo como interno del observador, el hecho tiene que ser perceptible para que se pueda hablar de observación directa.

En una observación instrumentada, el investigador utiliza instrumentos que actúan como amplificadores o intermediarios entre nuestros sentidos y los objetos observados, gracias a estos instrumentos se extiende la capacidad visual o de otro órgano sensorial.

Para la presente investigación, se utilizó el espectrofotómetro.

Para la elaboración de la tesis, se consultó libros, revistas, investigaciones, documentos científicos de primera fuente y segunda fuente, que permiten analizar el tema de investigación

3.3.1. Instrumentos

Hoja de registro de datos.

Para medir la variable se utilizaron pipetas, balanza, matraz, espectrofotómetro, para capturar los datos de la presente investigación.

3.3.2. Técnicas de análisis de datos (estadísticas)

Se recolectó los datos por variable, a través de los instrumentos; estos datos se trasladaron a una base de datos al programa Microsoft Excel 2016; Con el cual se obtuvieron los distintos resultados, así como media, mediana y moda; los cuales se presentaron en tablas simples de número y porcentaje.

3.3.3. Ubicación del trabajo de investigación

El presente trabajo de investigación se realizó en el departamento, provincia y distrito de Cajamarca, los análisis se realizaron en el laboratorio de Tecnología Farmacéutica de la Universidad Antonio Guillermo Urrelo, sito en Jr. José Sabogal N° 913.

Procedencia de las muestras. Para la presente investigación, se han utilizado muestras de camote morado provenientes de Virú y Chiclayo.

3.3.4. Materiales

- **Material experimental:**
 - 500 gr. de camote morado proveniente de Virú
 - 500 gr. de camote morado proveniente de Chiclayo.

- **Equipos**

- Balanza analítica Ohaus
- Soporte universal.
- Tubos de ensayo.
- Gradillas
- Espectrofotómetro UV-VIS Genesis
- Cubetas semi micro
- Pipetas.
- Matraz Erlenmeyer
- Agitadores magnéticos
- Barras magnéticas
- Embudo
- Papel filtro
- pHmetro Mettler Toledo

- **Reactivos**

- Ácido acético 57.9 ml
- Etanol 578.95 ml
- Agua destilada 521 ml
- Ácido clorhídrico concentrado
- Fosfato disódico dodecahidratado ($12\text{H}_2\text{O}$) 14.7 gr/lt
- Ácido cítrico 16.7 gr/lt.
- Fosfato disódico 0.2 M. 4.11 ml
- Ácido cítrico 0.1M. 15.89 ml.

3.3.5. Metodología:

3.3.5.1 Obtención y preparación de la muestra

Las muestras de camote morado fueron compradas en distintos mercados de cada uno de los lugares, y luego seleccionadas al azar para completar la cantidad de 15 Kg, para cada muestra.

A. Extracción de las antocianinas

- Se pesaron 500 gramos de cada una de las muestras debidamente rotulados.
- A cada matraz Erlenmeyer se adicionó el solvente extractor, constituido por etanol, ácido acético y agua des ionizada (10:1.9).
- Los matraces que contienen la muestra y el solvente fueron colocados sobre agitadores magnéticos durante 1 hora a temperatura ambiente, para la extracción de las antocianinas de la muestra.
- Transcurrida la hora de extracción se procedió luego a la filtración del contenido de los matraces.

B. Preparación de la muestra

- El filtrado obtenido se mezcló con 10 microlitros de buffer Mellvaine's.
- Se midió el pH de mezcla anterior y se ajustó a pH 3.

C. Determinación del contenido de Antocianinas

Se procedió a la lectura de las absorbancias de cada una de las muestras, haciendo uso del espectrofotómetro, a una longitud de onda de 535 nm y empleando como blanco a la solución buffer Mellvaine's.

CAPITULO IV: RESULTADOS, ANÁLISIS Y DISCUSIÓN

Tabla 3. Concentración de antocianinas según fórmula: $CV = 0.1 * \text{Factor de absorbancia} * \text{factor de dilución (80)}$ – Chiclayo.

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
1	18.876	26	18.887
2	18.978	27	18.89
3	18.838	28	18.904
4	18.996	29	18.893
5	18.933	30	18.888
6	18.960	31	18.99
7	18.835	32	18.834
8	18.852	33	18.843
9	18.954	34	19.001
10	18.936	35	18.853
11	18.978	36	18.985
12	18.963	37	18.840
13	18.875	38	18.937
14	18.959	39	18.934
15	18.931	40	18.925
16	18.998	41	18.891
17	18.965	42	18.897
18	18.841	43	18.838
19	18.911	44	18.966
20	18.986	45	18.912
21	18.871	46	18.960
22	18.974	47	18.860
23	18.872	48	18.896
24	18.837	49	18.968
25	18.904	50	18.912

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
51	18.950	76	18.965
52	18.843	77	18.839
53	18.940	78	18.986
54	18.886	79	18.991
55	18.986	80	18.908
56	18.887	81	18.980
57	18.896	82	18.857
58	18.925	83	18.958
59	18.876	84	18.951
60	18.908	85	18.993
61	18.957	86	18.870
62	18.867	87	18.919
63	18.888	88	18.870
64	18.932	89	18.923
65	18.990	90	18.839
66	18.978	91	18.926
67	18.979	92	18.992
68	18.933	93	18.924
69	18.886	94	18.888
70	18.937	95	18.940
71	18.944	96	18.911
72	18.988	97	18.969
73	18.977	98	18.955
74	18.856	99	18.872
75	18.901	100	18.899

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
101	19.007	126	18.981
102	18.913	127	18.931
103	18.833	128	18.881
104	18.855	129	18.968
105	18.917	130	18.877
106	18.907	131	18.941
107	18.924	132	18.951
108	18.925	133	18.916
109	19.004	134	18.924
110	18.943	135	18.978
111	18.846	136	18.836
112	18.915	137	19.007
113	18.895	138	19.006
114	18.913	139	18.866
115	18.961	140	18.890
116	18.925	141	18.960
117	18.943	142	18.917
118	18.915	143	18.872
119	18.881	144	18.991
120	18.941	145	18.946
121	18.972	146	18.851
122	18.976	147	18.939
123	18.957	148	18.869
124	18.939	149	18.910
125	18.886	150	18.893

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
151	18.978	176	18.861
152	18.843	177	18.928
153	18.894	178	18.987
154	18.896	179	18.835
155	18.888	180	18.884
156	18.904	181	18.923
157	18.842	182	18.897
158	18.912	183	18.857
159	18.974	184	18.890
160	18.899	185	18.969
161	18.880	186	18.947
162	18.950	187	18.865
163	19.005	188	18.944
164	18.885	189	18.963
165	18.852	190	18.946
166	18.910	191	18.888
167	18.880	192	18.918
168	18.930	193	18.877
169	18.950	194	18.901
170	18.872	195	18.844
171	18.884	196	18.894
172	18.981	197	18.921
173	18.918	198	18.989
174	18.924	199	18.837
175	19.002	200	18.887

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
201	18.991	226	18.973
202	18.892	227	18.916
203	18.992	228	18.984
204	18.985	229	18.907
205	18.961	230	18.985
206	18.885	231	18.885
207	18.939	232	18.981
208	18.921	233	18.889
209	18.833	234	18.953
210	18.884	235	18.949
211	18.844	236	18.887
212	18.909	237	18.920
213	18.902	238	18.918
214	18.891	239	18.851
215	18.875	240	18.849
216	18.951	241	18.851
217	18.938	242	18.895
218	18.837	243	18.966
219	18.878	244	18.908
220	18.928	245	18.847
221	18.945	246	18.994
222	18.864	247	18.886
223	18.930	248	18.925
224	18.936	249	18.874
225	18.979	250	18.916

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
251	19.006	276	18.971
252	18.900	277	18.962
253	19.002	278	18.844
254	18.972	279	18.887
255	18.954	280	18.967
256	18.865	281	18.838
257	18.901	282	18.977
258	18.958	283	18.996
259	19.003	284	18.951
260	18.973	285	18.962
261	18.869	286	18.984
262	18.839	287	18.890
263	18.922	288	18.987
264	18.974	289	18.909
265	18.846	290	18.897
266	18.875	291	18.910
267	18.974	292	18.948
268	18.928	293	18.964
269	18.953	294	18.863
270	18.840	295	18.921
271	18.856	296	18.879
272	18.857	297	18.868
273	18.879	298	18.921
274	18.906	299	18.962
275	18.890	300	18.903

Fuente: Registro de resultados elaborado por las tesistas.

La tabla 3 indica lo siguiente:

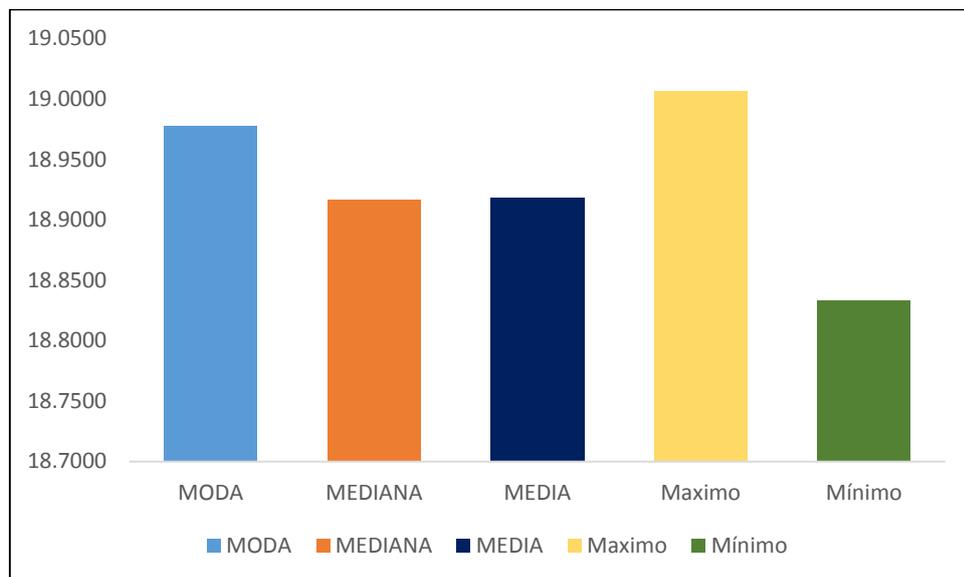
Datos estadísticos de la concentración de antocianina de camotes provenientes de Chiclayo	
Media	18.918
Mediana	18.917
Moda	18.978
Desviación estándar	0.04803498
Varianza de la muestra	0.00230735
Rango	0.174
Mínimo	18.833
Máximo	19.007
Suma	5675.563
Cuenta	300
Nivel de confianza (95.0%)	0.00545766

Fuente: Elaborado por las tesisistas.

Las muestras realizadas al camote morado de Chiclayo señala que, la media o promedio es 18.918, la mediana es 18.917, la moda es 18.978. Así mismo refiere que, el valor mínimo es 18.833, por otra parte, el valor máximo es 19.007.

De los datos estadísticos se ha evidenciado una desviación estándar de 0.0480, y una varianza de la muestra de 0.0023.

Figura 7. Moda, Mediana y media del contenido de antocianinas del camote morado de Chiclayo.



Fuente: Registro de resultados elaborado por las tesisistas.

La figura 7 muestra la moda, la cual indica que, el valor que ocurre con más frecuencia en el conjunto de observación es 18.978.

La mediana es el punto medio del conjunto de datos, el cual la mitad de las observaciones está por encima del valor y la otra mitad está por debajo del valor. El valor de la mediana es de 18.917.

La media es el promedio de los datos, que es la suma de todas las observaciones dividida entre el número de observaciones. El valor de la media es 18.918.

El valor más pequeño de los datos es de 18.833.

El valor más grande de los datos es 19.007.

Tabla 4. Concentración de antocianinas según fórmula: $CV = 0.1 * \text{Factor de absorbancia} * \text{factor de dilución (80)}$ – Virú.

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
1	19.512	26	19.444
2	19.503	27	19.532
3	19.476	28	19.536
4	19.441	29	19.494
5	19.525	30	19.477
6	19.476	31	19.449
7	19.478	32	19.511
8	19.474	33	19.480
9	19.532	34	19.473
10	19.478	35	19.454
11	19.530	36	19.433
12	19.473	37	19.492
13	19.440	38	19.495
14	19.438	39	19.458
15	19.533	40	19.439
16	19.534	41	19.457
17	19.489	42	19.475
18	19.524	43	19.444
19	19.515	44	19.532
20	19.475	45	19.472
21	19.474	46	19.451
22	19.529	47	19.443
23	19.437	48	19.470
24	19.483	49	19.453
25	19.498	50	19.502

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
51	19.503	76	19.492
52	19.520	77	19.521
53	19.487	78	19.451
54	19.455	79	19.439
55	19.526	80	19.462
56	19.472	81	19.507
57	19.517	82	19.446
58	19.464	83	19.447
59	19.491	84	19.525
60	19.503	85	19.523
61	19.510	86	19.514
62	19.467	87	19.525
63	19.472	88	19.451
64	19.440	89	19.459
65	19.434	90	19.512
66	19.448	91	19.476
67	19.477	92	19.515
68	19.518	93	19.444
69	19.460	94	19.473
70	19.519	95	19.454
71	19.527	96	19.512
72	19.517	97	19.452
73	19.433	98	19.440
74	19.499	99	19.444
75	19.481	100	19.507

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
101	19.486	126	19.477
102	19.446	127	19.435
103	19.521	128	19.477
104	19.481	129	19.503
105	19.452	130	19.442
106	19.444	131	19.523
107	19.463	132	19.439
108	19.521	133	19.512
109	19.504	134	19.529
110	19.437	135	19.491
111	19.495	136	19.502
112	19.441	137	19.457
113	19.473	138	19.471
114	19.439	139	19.488
115	19.433	140	19.500
116	19.435	141	19.478
117	19.476	142	19.505
118	19.512	143	19.472
119	19.531	144	19.479
120	19.450	145	19.516
121	19.497	146	19.456
122	19.513	147	19.433
123	19.494	148	19.436
124	19.454	149	19.535
125	19.517	150	19.524

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
151	19.482	176	19.495
152	19.448	177	19.491
153	19.466	178	19.450
154	19.478	179	19.456
155	19.530	180	19.450
156	19.497	181	19.494
157	19.528	182	19.522
158	19.457	183	19.482
159	19.491	184	19.489
160	19.432	185	19.493
161	19.508	186	19.522
162	19.501	187	19.515
163	19.490	188	19.484
164	19.446	189	19.530
165	19.535	190	19.535
166	19.521	191	19.470
167	19.497	192	19.501
168	19.505	193	19.481
169	19.492	194	19.523
170	19.465	195	19.524
171	19.530	196	19.536
172	19.463	197	19.498
173	19.472	198	19.533
174	19.440	199	19.436
175	19.472	200	19.456

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
201	19.519	226	19.467
202	19.526	227	19.492
203	19.466	228	19.454
204	19.484	229	19.475
205	19.453	230	19.527
206	19.536	231	19.436
207	19.489	232	19.482
208	19.519	233	19.443
209	19.438	234	19.473
210	19.503	235	19.477
211	19.496	236	19.519
212	19.450	237	19.504
213	19.435	238	19.434
214	19.433	239	19.518
215	19.512	240	19.439
216	19.532	241	19.498
217	19.535	242	19.528
218	19.532	243	19.510
219	19.463	244	19.506
220	19.452	245	19.487
221	19.499	246	19.480
222	19.461	247	19.453
223	19.532	248	19.437
224	19.515	249	19.512
225	19.494	250	19.494

Muestra	Concentración (mg)	Muestra	Concentración (mg)
251	19.445	276	19.502
252	19.444	277	19.511
253	19.517	278	19.513
254	19.452	279	19.522
255	19.441	280	19.461
256	19.532	281	19.509
257	19.486	282	19.461
258	19.483	283	19.507
259	19.536	284	19.450
260	19.454	285	19.521
261	19.516	286	19.488
262	19.520	287	19.495
263	19.464	288	19.507
264	19.434	289	19.457
265	19.501	290	19.443
266	19.491	291	19.514
267	19.528	292	19.469
268	19.483	293	19.443
269	19.524	294	19.459
270	19.485	295	19.517
271	19.520	296	19.529
272	19.468	297	19.483
273	19.530	298	19.478
274	19.495	299	19.482
275	19.498	300	19.519

Fuente: Registro de resultados elaborado por las tesistas.

La tabla 4 indica lo siguiente:

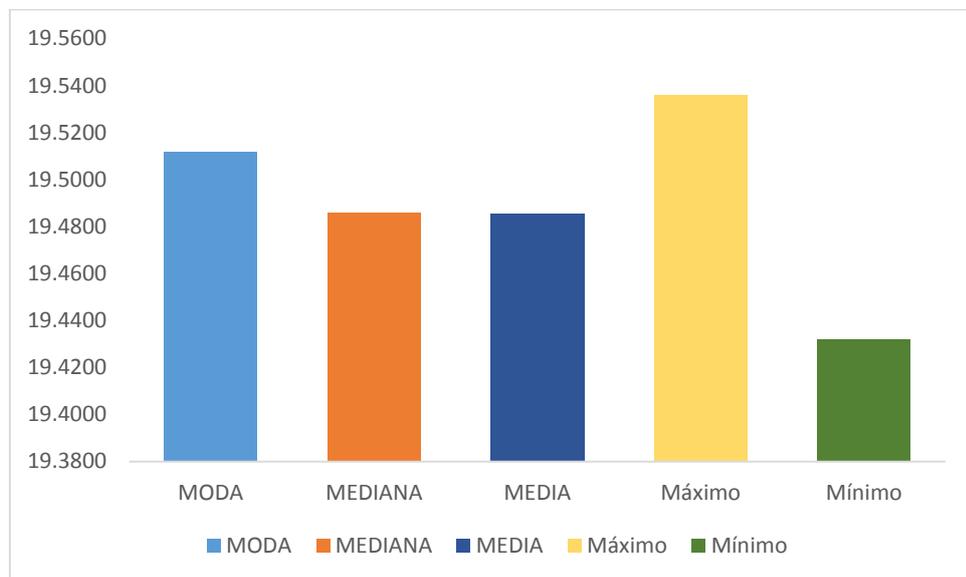
Datos estadísticos de la concentración de antocianina de camotes provenientes de Virú	
Media	19.485
Mediana	19.486
Moda	19.512
Desviación estándar	0.03120797
Varianza de la muestra	0.00097394
Rango	0.104
Mínimo	19.432
Máximo	19.536
Suma	5845.577
Cuenta	300
Nivel de confianza(95.0%)	0.0035458

Fuente: Elaborado por las tesisistas.

Las muestras realizadas al camote morado de Virú muestra que, la media o promedio es 19.485, la mediana es 19.486, la moda es 19.512. Así mismo refiere que, el valor mínimo es 19.432, por otra parte, el valor máximo es 19.536.

De los datos estadísticos se ha evidenciado una desviación estándar de 0.0312, y una varianza de la muestra de 0.0009.

Figura 8. Moda, Mediana y media del contenido de antocianinas del camote morado de Virú.



Fuente: Registro de resultados elaborado por las tesisistas.

La figura 8 muestra la moda, la cual indica que, el valor que ocurre con más frecuencia en el conjunto de observación es 19.512.

La mediana es el punto medio del conjunto de datos, el cual la mitad de las observaciones está por encima del valor y la otra mitad está por debajo del valor. El valor de la mediana es de 19.486.

La media es el promedio de los datos, que es la suma de todas las observaciones dividida entre el número de observaciones. El valor de la media es 19.485.

El valor más pequeño de los datos es de 19.432.

El valor más grande de los datos es 19.536.

Tabla 5. Datos estadísticos: Variedad, media, error, desviación estándar, media límite mínimo y máximo, datos límite mínimo y máximo.

Variedad	Media	Error	Desviación estándar	Para la media		Para los datos	
				L. mínimo	L. máximo	L. mínimo	L. máximo
Chiclayo	18.91854	0.00277	0.04803	18.91311	18.92398	18.82439	19.01269
Virú	19.48526	0.00180	0.03121	19.48173	19.48879	19.42409	19.54642

Fuente: Registro de resultados elaborado por las tesis.

La tabla 5 muestra, la concentración promedio de antocianinas en el camote morado de la variedad Chiclayo con un 95% de probabilidad se encuentra entre 18.91311 y 18.92398 mg en una muestra de 500 g. El 95% de la población de camote morado de la variedad Chiclayo tiene una concentración de antocianinas entre 18.82439 y 19.01269 mg en muestras de 500 g. El valor promedio de la concentración de antocianinas en el camote morado de la variedad Chiclayo para una muestra de 500 g es de 18.91854 mg.

La concentración promedio de antocianinas en el camote morado de la variedad Virú con un 95% de probabilidad se encuentra entre 19.48173 y 19.48879 mg en una muestra de 500 g. El 95% de la población de camote morado de la variedad Virú tiene una concentración de antocianinas entre 19.42409 y 19.54642 mg en muestras de 500 g. El valor promedio de la concentración de antocianinas en el camote morado de la variedad Virú para una muestra de 500 g es de 19.48526 mg.

DISCUSIÓN

La presente investigación tuvo como objetivo determinar el contenido de antocianinas totales del camote morado (*Ipomoea batatas L.*) proveniente de Virú y Chiclayo, 2017.

Se determinó la concentración de antocianinas según la fórmula: $CV = 0.1 * \text{Factor de absorbancia} * \text{factor de dilución}$ (80) Chiclayo y Virú., cuyos resultados indican que en Chiclayo la mínima concentración de antocianina es de 18.832, sin embargo la máxima es de 19.008; por otro lado para Virú la mínima concentración de antocianina es 19.432, y su contra parte es de 19.496.

Según la investigación de Gorriti & Quispe (2009), titulada “Extracción de antocianinas de las corontas de *Zea mays L.* Maíz Morado” refieren que, la extracción de antocianinas del maíz morado, se expresa como mg de antocianina/g de coronta, de acuerdo al diseño completo al azar con arreglo factorial que evaluó los factores: solvente de extracción en los niveles: agua, EtOH al 20 y 40%; medio de extracción a pH 2 y 4; temperatura de extracción a 25, 60, 75 y 90 OC; y tiempo de extracción a 30, 60, 120 y 240 min, para así determinar las mejores condiciones de extracción de antocianinas del testigo TJ.

Gorriti & Quispe (2009), el número de experimentos realizados de acuerdo a la combinación de factores fue de 96, que en triplicado hacen un total de 288

determinaciones. Al evaluarse los valores promedio según el análisis de varianza (ANOVA) se observa que existen diferencias altamente significativas, $p < 0,0001$ en el modelo experimental planteado. El ANOVA de los factores que participan en el modelo experimental, así como las interacciones derivadas de los factores. El ANOVA para las fuentes de variabilidad: solv. (solvente de extracción), pH (medio de extracción), temp (temperatura de extracción), tiempo (tiempo de extracción), interacción solv. \times pH, interacción pH \times temp, interacción solv. \times temp e interacción solv. \times pH \times temp, indican diferencias altamente significativas para $p < 0,0001$. Las interacciones solv. \times tiempo y temp \times tiempo muestran diferencias significativas para $p < 0,01$, y la interacción de 4 factores solv. \times pH \times temp \times tiempo muestra diferencias significativas, $p < 0,05$. Las interacciones pH \times tiempo; solv. \times pH \times tiempo; pH \times temp \times tiempo y solv. \times temp \times tiempo no presentan diferencias significativas.

Las conclusiones del estudio de Gorriti & Quispe (2009), indican que el análisis individual de los factores y sus interacciones corroboran que la extracción de antocianinas de las corontas del maíz morado depende de la temperatura y el tiempo de extracción, siendo favorecidas por el medio etanólico al 20% y pH entre 2 y 4, alcanzando valores de 46,534 mg de antocianina/g muestra.

En los resultados obtenidos, en contraste con los estudios de Gorriti & Quispe (2009), indican que el máximo contenido de antocianinas es de 46,534 mg/muestra; sin embargo, en la presente investigación, según los resultados obtenidos, el máximo contenido de antocianinas es de 19.48 mg/ muestra.

Esto refiere que, el maíz morado por tener una coloración más resaltante presenta mayor concentración de antocianinas, comparado con el camote morado.

Según la investigación de Álvarez (2016), bajo el título de “Extracción de antocianinas y actividad antioxidante del *Ipomoea Batatas Lam* camote morado, refiere que el camote morado, fuer recolectado en el distrito de Pacarán, en la provincia de Cañete, cultivados a 700 m.s.n.m.

Concluye que, se evaluaron propiedades como, contenido de antocianinas y actividad antioxidante del camote morado. Se realizó primero el reconocimiento de metabolitos presentes en el extracto mediante el método cualitativo de tamizaje fotoquímico; la cuantificación del contenido de antocianinas totales y la actividad antioxidante fue 1.267, 1.708, 1.708 mg equivalentes de cianidina 3-glucósido/g de muestra y 13.024 μmol equivalentes de trolox (TE) / g de raíz, respectivamente. Valores obtenidos por método espectrofotométrico antocianinas totales y la actividad antioxidante obtenida por método colorimétrico DPPH a un rango de lectura de 517 nm y 700 nm.

Realizando el contraste con la presente investigación se deduce que, el camote morado de la provincia de Virú tiene más contenido de antocianinas, teniendo un máximo de 19.536.

V. CONCLUSIONES

- Se obtuvo el contenido de antocianinas totales del camote morado proveniente de Chiclayo y Virú a través de la espectrofotometría.
- Se determinó la concentración de antocianinas del camote morado proveniente de Chiclayo con un promedio de 18.89 unidades y de Virú con un promedio de 19.48 unidades
- Se evaluaron las muestras mediante un cálculo matemático ($CV = 0.1 * \text{Factor de absorbancia} * \text{factor de dilución (80)}$), obteniendo así la concentración de antocianinas, encontrando que el camote morado de Virú tiene mayor concentración de antocianinas totales, comparado con el camote proveniente de Chiclayo.

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar más estudios incorporando el tallo de la planta, pues también presenta coloración morada y por tal motivo podría contener alta concentración de antocianinas.
- Realizar extracción a mayor escala para emplear las antocianinas como colorante natural en la industria alimentaria. para reducir enfermedades causadas por los colorantes artificiales.
- Se recomienda producir a mayor escala el camote morado de la zona de Virú, por sus propiedades y cualidades en beneficio de la salud.
- Incentivar el consumo de camote morado en el hogar, por su contenido de antocianinas que es muy beneficioso para la salud, recomendando el proveniente de la zona de Virú.

REFERENCIAS

- Acuña Merchán, H., & Quirumbay Villaseca, E. (2008). *Elaboración de un producto nutritivo en forma de pasta a partir del camote*. Guayaquil: Universidad de Guayaquil.
- Álvarez Ninacondor, E. (2016). *Extracción de antocianinas y actividad antioxidante del ipomoea batatas l. Lam camote morado*. Lima – Perú: Universidad Alas Peruanas.
- Casassa, F., & Catania, C. (2006). *Pirantocianos, nuevos pigmentos en los vinos tintos: aspectos científicos e implicancias tecnológicas* (Vol. III). Revista Enológica.
- Chávez Masias, S. (2014). *Efecto de la temperatura de secado por conveccion sobre el porcentaje de retencion de antocianinas en harina de ipomoea batatas l. (camote) Var. morado*. Trujillo - Perú: Universidad César Vallejo.
- Cerna Cabrera, C. (2018). *Investigación científica: Método y técnicas*. Cajamarca. Imprenta Publimas.
- Delgado, F., Jiménez, R., & Paredes, O. (2000). *Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains-Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability*. Crit Rev Food Sci Nutr.
- Garzón, G., & Wrolstad, E. (2001). *he Stability of Pelargonidin-based Anthocyanins at Varying Water Activity*. Food Chem.

- Garzón, G., & Wrolstad, E. (2002). *Comparison of the Stability of Pelargonidin-based Anthocyanins in Strawberry Juice and Concentrate*. Food Sci.
- Giusti, M., & Wrosltad, E. (2001). *Characterization and measurements of anthocyanins by UV-VIS spectroscopy*. In *Current protocols in Food Analytical Chemistry*. New York.
- Gorriti, A., & Quispe, F. (2009). *Extracción de antocianinas de las corontas de zea mays l. "Maíz morado"*. Lima - Perú: Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Hernández Sampieri, R., Fernández Collado, C., & Baptista Lucio, M. (2014). *Metodología de la Investigación* (Sexta ed.). México: McGraw-Hill/Interamericana Editores S.A.
- Hutchings, H. (1999). *Food Color and Appearance* (Second ed.). Gaithersburg: Aspen Publishers, Inc.
- Kong, J., & Chia , L. (2003). *Analysis and biological activities of anthocyanins, Phytochemistry*.
- Luck, O. (1997). *Colorantes naturales*. Lima - Perú: Fondo Editorial.
- Martínez Rivera, H. (2015). *Técnica de análisis espectrofotométrica de antocianinas en materias primas de la región de Ayacucho*. Ayacucho- Perú: Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.
- Ñaupas Paitán, H., Mejía Mejía, E., Novoa Ramírez, E., & Villagómez Paucar, A. (2014). *Metodología de la investigación. Cuantitativa – Cualitativa y Redacción de la Tesis* (Cuarta ed.). Bogotá - Colombia: Ediciones de la U.

- Olaya, M., Castaño, P., & Garzón, A. (2008). *Effect of Temperature and Water Activity on the Stability of Microencapsulated Anthocyanins Extracted From Andes Berry (Rubus glaucus) and Tamarillo (Solanum betaceum)*.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura - FAO. (2009).
- Sies, H. (1992). *Antioxidant functions of vitamins: Vitamins E and C, beta carotene and other carotenoids*. NY Acad. Sci.
- Timberlake, F., & Henry, S. (1986). *Plant pigments as natural food colours*. Endeavour.
- Walford, J. (1980). *Developments in food colors*. London: Applied Science Publishers (ED).
- Wang, Y., & Jiao, H. (2000). *Scavenging Capacity of Berry Crops on Superoxide Radicals, Hydrogen Peroxide, Hydroxyl Radicals, and Singlet Oxygen*. Food Chem.
- Wang, Y., & Lin, S. (2000). *Antioxidant Activity in Fruit and Leaves of Blackberry*.
- Winkel, S. (2001). *Flavonoid Biosynthesis. A Colorful Model for Genetics, Biochemistry, Cell Biology, and Biotechnology*. Plant Physiology.
- 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.). Innovative Food Science & Emerging Technologies.

ANEXO



Figura 9. Muestra y solvente en el agitador magnético.



Figura 10. Filtrado de la muestra con papel filtro.



Figura 11. Muestra filtrada con el buffer.



Figura 12. Muestras para colocar en el espectrofotómetro.



Figura 13. Lectura de la absorbancia en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 535 nm.