

UNIVERSIDAD NACIONAL MICAELA BASTIDAS DE APURÍMAC
FACULTAD DE INGENIERÍA

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



TESIS

Características fisicoquímicas y determinación de antocianinas, polifenoles totales y capacidad antioxidante del fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.)

Presentado por:

Roxana Aiquipa Valenzuela

Para optar el Título de Ingeniero Agroindustrial

Abancay, Perú

2022

UNIVERSIDAD NACIONAL MICAELA BASTIDAS DE APURÍMAC
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL



TESIS

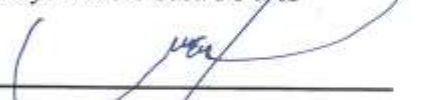
CARACTERÍSTICAS FÍSICOQUÍMICAS Y DETERMINACIÓN DE ANTOCIANINAS,
POLIFENOLES TOTALES Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DEL FRUTO CONDORUSA
(*Monnina vargasii* F.)

Presentado por **Roxana Aiquipa Valenzuela**, para optar el título de
INGENIERO AGROINDUSTRIAL

Sustentado y aprobado el 21 de junio del 2022, ante el jurado evaluador:

Presidente: 
M.Sc. Luis Fernando Pérez Falcón

Primer Miembro: 
Mag. Gladys Marilú Castro Pérez

Segundo Miembro: 
Ing. Agustín Elguera Hilares

Asesor (es): 
Ing. Luis Ricardo Paredes Quiroz


Dr. Melquiades Barragán Condori

Agradecimiento

Agradecer a Dios por darme salud y sabiduría para superarme como persona en la sociedad y por hacer realidad uno de mis objetivos establecidos y culminar lo deseado.

A mis padres Teodolfo Aiquipa Huisa y Sergia Claver Valenzuela Valencia, hermanos y sobrinos por darme el apoyo incondicional durante todo el proceso de educación universitario hasta llegar a mis objetivos.

Al Ingeniero Luis Ricardo Paredes Quiroz por asesorarme y guiar en la elaboración del presente trabajo de investigación.

Al Doctor Melquiades Barragán Condori, por aceptar ser el asesor y guiarme con el amplio conocimiento y apoyar durante el proceso de elaboración del presente trabajo de investigación.

A mis docentes y compañeros con quienes intercambiamos ideas y experiencias para la formación profesional.

Agradecer a la Escuela Profesional de ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac, por facilitar los Equipos y materiales de laboratorio para la ejecución del proyecto de tesis.

Dedicatoria

A los seres amados que Dios me dio, mis padres Teodulfo Ayquipa Huisa y Sergia Claver Valenzuela Valencia, a mis abuelas Victoria Huisa y Agripina Valenzuela Valencia quienes me abrieron el camino a la vida y apoyaron incondicionalmente durante el proceso de formación profesional.

A mis hermanos Maritza, Tania, Lida, Ademir, Soledad, Emerson, Rubén, Zósimo y Anderson a quienes les agradezco por apoyarme y darme ejemplo para seguir hasta lograr mis objetivos.

Roxana Aiquipa Valenzuela

Características fisicoquímicas y determinación de antocianinas, polifenoles totales y capacidad antioxidante del fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.)

Línea de Investigación: Caracterización, desarrollo de proceso e innovación en la agroindustria.

Esta publicación está bajo una Licencia Creative Commons



ÍNDICE

	Pág.
INTRODUCCIÓN	1
RESUMEN	2
ABSTRACT	3
CAPÍTULO I	4
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	4
1.1 Descripción del problema.....	4
1.2 Enunciado del Problema.....	5
1.2.1 Problema general	5
1.2.2 Problemas específicos	5
1.2.3 Justificación de la investigación.....	5
OBJETIVOS E HIPÓTESIS	7
2.1 Objetivos de la investigación.....	7
2.2.1 Objetivo general	7
2.2.2 Objetivos específicos.....	7
2.2 Hipótesis de la investigación	7
2.2.3 Hipótesis general	7
2.2.4 Hipótesis específicas	7
2.3 Operacionalización de variables.....	8
2.3.1 Variables independientes.....	8
2.3.2 Variables dependientes	8
CAPITULO III	9
MARCO TEÓRICO REFERENCIAL	9
3.1 Antecedentes.....	9
3.2 Marco teórico.....	11
3.2.1 Taxonomía.....	11
3.2.2 Características botánicas de condorusa (<i>Monnina vargasii</i> F.).....	11
3.2.3 Condiciones de crecimiento	12

3.2.4 Características morfológicas	12
3.2.5 Características según estado de madurez.....	13
3.2.6 Características fisicoquímicas	13
3.2.6.1 Índice de madurez de las frutas	13
3.2.6.2 Sólidos Solubles Totales (SST o °Brix)	14
3.2.6.3 pH y acidez titulable H ₂ SO ₄	14
3.2.6.4 Densidad	14
3.2.7 Análisis químico proximal	15
3.2.7.1 Humedad.....	15
3.2.7.2 Cenizas	15
3.2.7.3 Fibra.....	15
3.2.7.4 Proteína.....	16
3.2.7.5 Grasa.....	16
3.2.7.6 Carbohidratos	16
3.2.8 Antioxidantes.....	17
3.2.9 Capacidad antioxidante	18
3.2.10 Radicales libres.....	18
3.2.11 Antocianinas	19
3.2.11.1 Estructura química de las antocianinas.....	19
3.2.11.2 Estructura y color de las antocianinas	20
3.2.11.3 Color y estabilidad de las antocianinas.....	22
3.2.11.4 Factores que alteran la estabilidad de la antocianina.....	22
3.2.12 Polifenoles	23
3.3 Marco conceptual	25
CAPÍTULO IV.....	26
METODOLOGÍA.....	26
4.1 Tipo y nivel de investigación.....	26
4.2 Diseño de la investigación.....	26

4.3 Población y muestra.....	27
4.3.1 Población	27
4.3.2 Muestra	27
4.4 Procedimiento.....	28
4.4.1 Proceso para la extracción de antocianina polifenoles y capacidad antioxidante	28
4.5 Técnica e instrumentos	39
4.5.1 Material biológico	40
4.5.2 Material de laboratorio	40
4.5.3 Equipos	41
4.5.4 Reactivos	41
4.5.5 Solventes.....	41
4.5.6 Otros materiales.....	41
4.6 Análisis estadístico	41
CAPÍTULO V	42
RESULTADOS Y DISCUSIONES	42
5.1 Análisis de resultados	42
5.1.1 Determinación de las características Fisicoquímica del fruto condorusa.....	42
5.1.2 Determinación de antocianinas totales (CAT) por el método pH diferencial	42
5.1.3 Determinación del contenido de polifenoles totales (PFT) (mg ácido gálico/100 g)..	43
5.1.4 Determinación de capacidad antioxidante (molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH))	43
5.2 Discusión	44
CAPÍTULO VI.....	46
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	46
6.1 Conclusiones.....	46
6.2 Recomendaciones	46
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	47

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1 — variables independiente y dependientes	8
Tabla 2 — Estructura Básica y sustituyentes de las antocianinas	20
Tabla 3 — Antocianidinas diversas en la naturaleza y sus grupos sustituyentes	21
Tabla 4 — Análisis Físicoquímica del fruto condorusa 100g de muestra	26
Tabla 5 — Determinación de antocianinas, polifenoles totales y antioxidantes del fruto Condorusa.....	26
Tabla 6 — Curva patrón de ácido gálico	37
Tabla 7 — Curva patrón de Trolox.....	39
Tabla 8 — Composición Físicoquímica del fruto condorusa 100g	42
Tabla 9 — Contenido de antocianinas totales CAT (mg cianidina 3-G/100g).....	42
Tabla 10 — Contenido de Polifenoles totales PFT (mg ácido gálico / 100g)	43
Tabla 11 — Contenido de antioxidante por el método DPPH.....	43

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
figura 1 — Dimensión del Fruto Condorusa maduro	11
Figura 2 — Fotografía del fruto Condorusa (Monnina vargasii F.)	12
Figura 3 — Fotografías del fruto de Condorusa maduro (Monnina vargasii F.)	13
Figura 4 — Reacción del DPPH con un agente oxidante.....	18
Figura 5 — Estructura general de las antocianinas núcleo flaván y catión flavilio	19
Figura 6 — Antocianidinas comunes en la naturaleza ordenadas por incremento en color rojo e incremento en color azul.....	21
Figura 7 — Racimo de Fruto Condorusa (Monnina vargasii F.).....	27
Figura 8 — Muestra para estudio de características fisicoquímicas y compuestos bioactivos del fruto Condorusa	27
figura 9 — Proceso de extracción de antocianina, polifenoles y capacidad antioxidante a partir de Condorusa (Monnina vargasii F.)	28
Figura 10 — Proceso de triturado del fruto Condorusa	29
Figura 11 — Proceso del filtrado del extracto.....	29
figura 12 — Extracto de Condorusa purificado en rotavapor.....	30
Figura 13 — Muestra filtrada de Condorusa (Monnina vargasii F)	30
Figura 14 — curva de calibración de ácido gálico para la determinación de fenoles totales por el método de Folin – Ciocalteu.....	37
Figura 15 — Curva de calibración de trolox para la determinación de capacidad Antioxidante por el método de DPPH.....	39
Figura 16 — fruto condorusa maduro	54
Figura 17 — Purificación de extracto del fruto condorusa	55
Figura 18 — Determinación de solidos soluble, pH, densidad del fruto condorusa	56
Figura 19 — Determinación de acidez, ceniza del fruto Condorusa.....	57
Figura 20 — Resultados del análisis fisicoquímico del fruto condorusa	58
Figura 21 — Determinación de antocianinas totales (CAT) por el método pH diferencial	59
Figura 22 — Determinación del contenido de polifenoles totales (PFT (mg ácido gálico/100 g)	60
Figura 23 — Determinación de capacidad antioxidante (molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH)).....	61

INTRODUCCIÓN

En los últimos años, se han realizado numerosos estudios de frutos andinos, el interés de estudiar algunos vegetales que contengan alto poder antioxidante, tiene por objetivo aumentar el consumo de estos productos por su efecto positivo para la prevención de algunas enfermedades degenerativas los cuales pueden ser la catarata, arterioesclerosis, muerte celular, cáncer, enfermedades cardiovasculares, enfermedades neurodegenerativas, entre otros (Morillas, *et al* 2012).

En la actualidad, las mejoras en la tecnología de alimentos y análisis, facultaron la extracción eficiente, procesamiento e identificación de compuestos de antocianinas de ciertas frutas, vegetales y granos, luego ser incorporados a la industria de alimentos y bebidas, como colorantes naturales, alimentos funcionales y suplementos alimenticios. Pero, en la industria de alimentos y bebidas solamente un pequeño porcentaje de frutas, vegetales y granos conteniendo antocianinas está siendo integrado. De este modo se afirma que con mayor publicidad de los beneficios de las antocianinas a la salud podría incrementar el consumo de estos productos (Aguilera, 2011).

Es por ello, que en el presente trabajo de investigación se estudia las características fisicoquímicas (densidad, Sólidos solubles, pH, acidez, humedad, proteínas, grasa, ceniza, fibra, carbohidratos) y el contenido de compuestos bioactivos como son el contenido de antocianinas totales, polifenoles totales y capacidad antioxidante en fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.).

Cuya determinación, contribuirá en la mejoría de algunos hábitos alimenticios de las personas y de esta manera incentivar a los agricultores a cultivar dicho fruto, puesto que esta planta es resistente y adaptable a climas como el de nuestra región, afirmando también que el fruto es resistente a plagas y enfermedades, tienen formas muy diversas, cabe mencionar que el fruto contiene vitaminas, minerales, sin obviar las propiedades antioxidantes.

RESUMEN

El fruto “Condorusa” es una fuente muy importante de fenoles, sustancias que protegen al organismo, ya que estos compuestos retrasan el riesgo de algunas enfermedades. Además, con este fruto se puede elaborar muchos productos derivados como mermelada, mazamorra, licor entre otros, aplicando como colorante natural en los productos cárnicos, yogurt y otros productos típicos procedentes de la región Apurímac, así mismo, se determinaron las características fisicoquímicas para un análisis completo. Obteniendo resultado como densidad 1.066g/cc, 11.00 Brix°, 5.40 de pH, Acidez 0.22% (H₂SO₄), Humedad 77.33%, Proteínas 1.95%, Grasa 1.25%, Ceniza 1.79%, Fibra 2.90%, carbohidratos 17.68% y afirmando que las características fisicoquímicas se asemejan a otros frutos, que son aptos para el consumo humano. Los valores de polifenoles totales fluctúa de 324.42 ± 22.16 mg ácido gálico/100g, los cuales se obtuvieron usando el Método Folin Ciocalteu, cabe mencionar que en el fruto antes mencionado también se pudo determinar las antocianinas por el método pH diferencial, obteniendo 56.06 ± 12.52 mg cianidina 3-glucosido/100g. La capacidad antioxidante se determinó por el método (DPPH) 21.23 ± 0.17 umol trolox/g demostrando que el fruto es una fuente muy importante de antioxidante. Los resultados obtenidos permiten recomendar una producción de volúmenes necesarios comerciales para la industria para el consumo directo o aplicando como colorante natural en los derivados de carne, leche, bebidas y otros, esto se debe al contenido de ciertos compuestos bioactivos que son favorables para la salud humana, por lo tanto, mejorará la calidad de vida de los pequeños agricultores en la región Apurímac.

PALABRAS CLAVE: *compuestos bioactivos, contenido de antocianinas totales, polifenoles totales y capacidad antioxidante.*

ABSTRACT

The "Condorusa" fruit is a very important source of phenols, substances that protect the body, since these compounds delay the risk of some diseases. In addition, with this fruit you can make many derivative products such as jam, porridge, liqueur, among others, applying as a natural colorant in meat products, yogurt and other typical products from the Apurimac region, likewise the physicochemical characteristics were determined for an analysis complete obtaining a density result of 1.066g/cc, 11.00 Brix°, 5.40 pH, Acidity 0.22% (H₂SO₄), Humidity 77.33%, Proteins 1.95%, Fat 1.25%, Ash 1.79%, Fiber 2.90%, carbohydrates 17.68% and affirming that the physicochemical characteristics are similar to other fruits that are suitable for human consumption. The values of total polyphenols fluctuate from 324.42 ± 22.16 mg gallic acid / 100g which were obtained using the Folin Ciocalteu Method, it is worth mentioning that in the aforementioned fruit anthocyanins could also be determined by the differential pH method obtaining 56.06 ± 12.52 mg cyanidin 3-glycoside/100g, the antioxidant capacity was obtained by the method (DPPH) 21.23 ± 0.17 umol trolox/g showing that the fruit is a very important source of antioxidant. The results obtained allow us to recommend a production of necessary commercial volumes for the industry for direct consumption or applying as a natural colorant in derivatives of meat, milk, beverages and others, this is due to the content of certain bioactive compounds that are favorable for health. therefore, it will improve the quality of life of small farmers in the Apurimac region.

KEYWORDS: *bioactive compounds, total anthocyanins, total polyphenols and antioxidant capacity.*

CAPÍTULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1 Descripción del problema

En la actualidad, se hace uso excesivo de los colorantes sintéticos en los diferentes derivados de los productos alimenticios, sin medir las consecuencias que estos podrían provocar al consumidor, por ende, las antocianinas pueden ser un sustituto eficaz de los colorantes sintéticos, brindando al consumidor mayor seguridad por ser natural y fuente de antioxidantes, ya que estos neutralizan a los radicales libres. Los radicales libres son producidas a diario mediante la oxidación de las células de forma natural por su propia acción metabólica, o también estos son causados por factores externos como es la contaminación, radiación UV, estrés, la alimentación deficiente, el tabaquismo entre otros. Por lo que las antocianinas se usan como colorante natural en los alimentos por su gran capacidad antioxidante, beneficios potenciales para la salud, y por su contenido de polifenoles. Estas se pueden extraer de vegetales y frutas, entre ellos del fruto de *Condorusa (Monnina vargasii F.)*, propiedades que contiene los frutos antes mencionados es retrasar o eliminar algunas enfermedades como el cáncer, inflamaciones crónicas, colesterol entre otros.

En el Perú podemos encontrar gran biodiversidad frutos andinos que hasta ahora no son estudiados, ya sea por falta de recursos o interés, pues *Condorusa (Monnina vargasii F.)* es un fruto de la provincia de Grau, distrito de Chuquibambilla, ubicado a 2400 – 3800 msnm, la temporada de producción es mes de abril - junio, y la cantidad es considerable. Tanto que los consumidores los desperdician, por lo que consumo lo realizan en un porcentaje muy baja, esto se debe al desconocimiento de las propiedades benéficas que contiene dicho producto, por consiguiente, estos productos son consumidos por las aves y otros animales, por lo que se estudia con la finalidad de determinar las propiedades fisicoquímicas y compuestos bioactivos como las antocianinas, polifenoles y capacidad de antioxidantes para dar mejor aprovechamiento, de hecho dando alternativa de solución y potencializar su valor nutritivo, así mismo incorporando en la alimentación diaria beneficiando en la salud consumiendo éstos en forma directa o como colorante natural y ser un aporte innovador para la industria alimentaria como colorante natural y fuente de antioxidantes.

1.2 Enunciado del Problema

Existe desconocimiento sobre las características fisicoquímicos y composición de antocianinas, polifenoles y capacidad antioxidante del fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.) en la región Apurímac, que puede ser estudiados, brindando al consumidor final mayor seguridad, por ser colorante natural y fuente de antioxidantes previniendo algunas enfermedades como el cáncer, enfermedades cardiovasculares, problemas respiratorios entre otros, sobre todo dando a conocer la composición nutricional de este producto.

1.2.1 Problema general

¿Cuál son las características fisicoquímicas y el contenido de compuestos bioactivos en fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.)?

1.2.2 Problemas específicos

- ¿Cuáles son las características fisicoquímicas del fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.)?
- ¿Cuál es la concentración de antocianinas y polifenoles en fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.)?
- ¿Cuál es la capacidad de antioxidante en fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.)?

1.2.3 Justificación de la investigación

En la actualidad hay un cuantioso interés mundial en la indagación de frutos naturales, puesto que, estos productos contienen innumerables propiedades benéficas para la salud, como en la prevención o retrasar las enfermedades que nos atacan a diario ya sea por la mala alimentación, estrés, contaminación y otros factores, Por ello al consumir los frutos naturales libre de productos químicos que sobre todo contengan antioxidante, neutralizamos los radicales libres, y el radical libre neutralizado ya no es dañino en el organismo, por lo que puede reducir o retrasar la expansión de las células cancerígenas, y el riesgo de algunas enfermedades cardiovasculares puesto que por esta enfermedad hay numerosos muertes a nivel mundial, por ello a partir de esta investigación se contribuirá con la mejora en los hábitos de la alimentación y salud de las personas, dando a conocer sus propiedades funcionales o fisicoquímicas, como su potencial en concentración de antocianinas, polifenoles y capacidad antioxidante del fruto

maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.), y así incentivar a los agricultores a cultivar el fruto Condorusa en grandes cantidades.

cabe mencionar que en la zona se observa gran expansión de la variedad de los frutos nativos, y lo importante es consumir lo que nos ofrece la naturaleza, asimismo en la industria de alimentos se requiere productos de mejor calidad nutricional, de tal forma no presenten riesgos para la salud, ya que algunos estudios realizados a los colorantes artificiales utilizados en los diferentes productos procesados demostraron ser dañinos, además de buscar fortalecer una producción de importancia estratégica para la agricultura en la región Apurímac aportando un valor agregado a estos frutos andinos.

El fruto Condorusa es consumido en forma directa por el sabor agradable que posee, la producción considerable para la cosecha del fruto es en el mes de abril - junio. El fruto Condorusa es estudiado con el objetivo de conocer las características fisicoquímicas, el contenido de antocianinas, polifenoles totales y capacidad de antioxidante, puesto que algunos estudios, confirmaron beneficios para la salud que aporta la ingesta de frutas y verduras en un porcentaje muy importante en antioxidantes, principalmente en la reducción de enfermedades cardiovasculares (Sadani, 1996), es preciso mencionar que es resistente y adaptable a climas como el de nuestra región, y sobre todo son resistentes en cuanto a enfermedades y plagas, tienen diversas formas, contienen alto contenido de proteínas, vitaminas, y lo más interesante contienen propiedades antioxidantes.

CAPÍTULO II

OBJETIVOS E HIPÓTESIS

2.1 Objetivos de la investigación

2.2.1 Objetivo general

Determinar las características fisicoquímicas y compuestos bioactivos en fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.)

2.2.2 Objetivos específicos

- Determinar densidad, sólidos solubles totales, pH, acidez, humedad, proteínas, grasa, ceniza, fibra, carbohidratos del fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.).
- Determinar la concentración de antocianinas y polifenoles en fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.).
- Determinar la capacidad antioxidante en fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.).

2.2 Hipótesis de la investigación

2.2.3 Hipótesis general

La madurez del fruto de Condorusa (*Monnina vargasii* F.) influye en sus características fisicoquímicas y en sus compuestos bioactivos.

2.2.4 Hipótesis específicas

- El fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.) influye en sus características fisicoquímicas.
- El fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.) influye en su contenido de antocianinas y polifenoles.
- El fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.) influye en su capacidad antioxidante.

2.3 Operacionalización de variables

2.3.1 Variables independientes

Fruto Condorusa

2.3.2 Variables dependientes

- Características fisicoquímicas del fruto en estado de madurez
- Contenido de antocianinas totales en estado de madurez
- Contenido de polifenoles totales en estado de madurez
- Capacidad antioxidante en estado de madurez

Tabla 1 — Variables independientes y dependientes

VARIABLES INDEPENDIENTES		
VARIABLES	INDICADOR	ÍNDICE
Fruto Condorusa maduro	estado madurez de consumo	Índice de madurez
VARIABLES DEPENDIENTES		
VARIABLES	INDICADOR	ÍNDICE
Características fisicoquímicas	- Densidad	g/cc
	- Sólidos solubles	°brix
	- pH	adimensional
	- Acidez (H ₂ SO ₄)	%
	- Humedad	%
	- Proteínas	%
	- Grasa	%
	- Ceniza	%
	- Fibra	%
Concentración de compuestos bioactivos	- Carbohidratos	%
	- Concentración de antocianinas	mg cianidina 3- glucosido/100g
	- Concentración de polifenoles	Ácido gálico ug/ml
	- Concentración de antioxidantes	Umol trolox/g muestra fresca

CAPÍTULO III

MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

3.1 Antecedentes

- a) **Kuskoski (2005)**, publicó trabajos de investigación titulado Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos de (mora, uva, guayaba, fresa, acerola, piña, mango, graviola, maracuyá), determinando la capacidad antioxidante de las pulpas de los frutos tropicales de mayor consumo en el mercado del sur de Brasil (mora, uva, guayaba, fresa, acerola, piña, mango, graviola, maracuyá) aplicando el método ABTS con medidas a dos tiempos (1 y 7 minutos), DPPH (30 y 60 minutos) y DMPD (10 minutos). Los valores TEAC (capacidad antioxidante equivalente al Trolox) obtenidos de las pulpas oscilan entre mínimos y máximos de 2,0 y 67,2 $\mu\text{mol/g}$ aplicando el ensayo ABTS, 1,02 y 67,0 $\mu\text{mol/g}$ aplicando DPPH y 4,2 y 46,6 $\mu\text{mol/g}$ aplicando DMPD. La capacidad antioxidante obtenida por los métodos ABTS y DPPH se encuentra correlacionada con el contenido de compuestos fenólicos y antocianinas.
- b) **Valencia (2013)**, publicó en literatura científica y describe en la investigación “Variación de la capacidad antioxidante y compuestos bioactivos durante el procesamiento del néctar de zarzamora (*Rubus fruticosus* L), efecto del proceso durante la elaboración del néctar precisa que el fruto zarzamora, en estado natural que es muestra y néctar reportando las siguientes composiciones físico-química: proteína 5,44 y 0,78 %; fibra 14,59 % (materia prima); ceniza 2,43 y 0,78 % y carbohidratos 77,49 y 98,43 %, respectivamente. Así por efecto del proceso, la zarzamora disminuyó su contenido de compuestos fenólicos (mg de ácido gálico/100 g de muestra b.s.) y antocianinas (mg cianidina 3- glucósido / 100 g de muestra b.s.), de 2234,15 y 640,81 (materia prima), a 2086,54 y 472,08 debido al pulpeado-refinado; 914,40 y 188,24 al estandarizado; 974,866 y 181,96 debido al homogeneizado; 860,71 y 190,85 en el pasteurizado, respectivamente. Asimismo, en la elaboración del néctar de zarzamora hubo una reducción de su capacidad antioxidante ($\mu\text{mol Trolox/g b.s.}$) y vitamina C (mg de ácido ascórbico /100 g muestra b.s.) Durante el proceso de 217,66 y 84,41 (materia prima) a 188,48 y 68,13 por efecto del pulpeado-refinado, 130,09 y 59,86 debido al estandarizado, 152,57 y 47,84 por efecto del homogeneizado y 92,21 y 30,50 en el pasteurizado, respectivamente.

- c) **Pinedo (2018)**, en la investigación realizada que tiene por título “Caracterización fisicoquímica y organoléptica de variedades comerciales de arándano y otras especies del genero *Vaccinium*”, donde las variables de estudio evaluadas fueron: humedad, materia seca, sólidos solubles totales, peso, diámetro, pH, acidez titulable, índice de madurez, extracto etéreo, proteína, fibra cruda, cenizas, energía bruta, actividad antioxidante y una evaluación sensorial (escala hedónica de 9 puntos), a partir de frutos frescos de arándano de las variedades Biloxi, Misty, Ventura, Snow Chaser, Emerald y una especie nativa. Todas las variedades son diferentes en aceptación, evaluados en una escala hedónica de 9 puntos, Misty y Biloxi son las variedades que alcanzaron mejor aceptación teniendo un puntaje de 8, a diferencia de las otras variedades y la especie nativa que alcanzaron un puntaje de 7, además con el 95% de confianza se encontró que sensorialmente, todas las variedades son diferentes. El índice más alto de actividad antioxidante lo tuvieron las variedades Biloxi, Misty y Emerald y la que menor actividad antioxidante tuvo fue la especie nativa (11,74 %).
- d) **Barragán (2017)**, realizó la investigación en los extractos de los frutos del (mio mio) *Coriaria ruscifolia L.* en donde se determinó el contenido de antocianinas totales CAT por método de pH diferencial siendo de 440.22 (mg de cianidina 3- glucosido/100 g), además se cuantificó el contenido de polifenoles totales PFT usando el método Folin-Ciocalteu habiéndose determinado 1820.41 (mg ácido gálico/100 g), también se ha evaluado su capacidad antioxidante TEAC – ABTS cuyo resultado fue de 739.92 (umol trolox/100 g). Los resultados de los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante de los extractos de frutos del mio mio donde afirma que son notablemente mayores a los reportados por diferentes frutos similares, lo que implica concluir que estos frutos pueden ser usados como una fuente de antioxidantes en forma de colorantes naturales

3.2 Marco teórico

3.2.1 Taxonomía

Taxonomía del fruto *Condorusa*

Reino	: Vegetal
Filo	: Plantas basculares
Género	: <i>Monnina</i>
Clase	: Magnolias, margaritas y parientes
Orden	: Leguminosas hiervas lecheras y afines
Familia	: <i>Polygalaceae</i>
Tribus	: <i>Polygaleae</i>
Especie	: <i>Monnina Vargasii</i>
Nombres comunes: condorusa, cola de ratón	
Extraído de Sierra (2010)	

3.2.2 Características botánicas de *Condorusa (Monnina vargasii F.)*

El fruto *Condorusa*. La pulpa es de color morado oscuro, muy jugoso y ligeramente dulce, también ahí se encuentra la mayor parte del extracto o materia coloidal que le caracteriza y que contribuye la mayor parte del fruto, asimismo dentro de ello se encuentra la pepa (Narvaes, 2015).

Piel u Hollejo: Es una capa o membrana fina que rodea al fruto como protector de la pulpa, define la piel del fruto como una capa cética que protege a las células de la piel contra la acción de la humedad atmosférica e impide la penetración de gérmenes patógenos en el interior de los frutos. En el hollejo se encuentran sustancias aromáticas, y el color del fruto se debe a la presencia de antocianinas, los cuales son pigmentos naturales que están presentes en las células de la piel, cuya cantidad e intensidad de color desempeñan un papel importante (Narvaes, 2015).

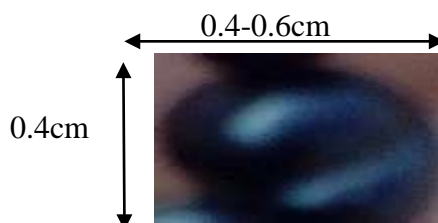


figura 1— Dimensión del Fruto *Condorusa* maduro

El *Condorusa (Monnina vargasii F.)* es una especie vegetal silvestre del Perú, perteneciente a la familia *Polygalaceae*, podemos encontrar hasta 200 especies del género *Monnina*, un arbusto pequeño de 0,50 a 1 m de alto ramificado con hojas alternas de 1cm, el tallo erecto, presenta una inflorescencia en racimos, con flores moradas, el

fruto es una baya comestible de forma esférica de color morado, crece especialmente alrededor de los campos de cultivo. Estos frutos fueron consumidos desde varias generaciones sin causar ningún efecto tóxico (Narvaes, 2015).

El género *Monnina* tiene 200 especies distribuidas desde el sureste de Estados Unidos hasta Argentina. En Ecuador se encuentran unas 32 especies, mejor representadas dentro de la zona andina; sobre los 2400 m.s.n.m. se han registrado 24 especies arbustivas (Ulloa, 1993).

3.2.3 Condiciones de crecimiento

Es una especie poco exigente en suelos, se adapta en cualquier tipo hasta en suelos poco arenosos, requiere poca humedad crece de forma silvestre y el riego se hace de forma natural (lluvia) en los meses de invierno.

3.2.4 Características morfológicas

Es un pequeño arbusto de crecimiento erecto, hojas alternas, con varias Inflorescencia racimosa. Flores perfectas de aspecto papilionáceo; sépalos cóncavos; pétalos morados o rojizos (Salas, 2017).



Figura 2 — Fotografía del fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.)

a). Hojas: las hojas están distribuidas en grupos de 2 y 3 en el tallo de la planta, siendo alternas, los márgenes de las hojas son enteras; de limbo elíptico de 1-4cm de largo, 1-2 cm de ancho, atenuadas en su base, el envés se caracteriza por ser ligeramente pubescente, tiene un nervio medio prominente en el envés con 5 pares de nervios laterales. En cuanto al largo del peciolo varía de 1-3mm aproximadamente (Narvaes, 2015).

b). Inflorescencia: es un racimo simple, de 3 a 4 cm de radio, axiales.

c). Flor: las flores del fruto condorusa son hermafroditas de 5-5,5mm en cuanto a largo, el cáliz es homogéneo con cinco sépalos cóncavos, tres exteriores, dos interiores. La corola constituida por tres pétalos, uno medio inferior llamado quilla y dos pétalos

laterales superiores unidos con el tubo estaminal. Con estambres unidos y dispuestos en fascículos. La porción libre del filamento de 1,2mm de - 6 - largo. Las anteras son de ápice dehiscente. El ovario es de 1-1,5mm de largo por 0,6-0,8mm de ancho (Narvaes, 2015).

3.2.5 Características según estado de madurez

Según (Gallo, 1993) describe tres conceptos de madurez que se manejan con más frecuencia: estas son la ‘madurez de cosecha, consumo y fisiológica’. De modo que una vez que el fruto se encuentre fisiológicamente en su máximo estado de desarrollo y crecimiento, todo el arbusto –en especial la semilla–, ya están formadas, maduras y sobre todo aptas para su reproducción, es el estado en el cual se conoce como madurez fisiológica. En cuanto a la madurez de cosecha o comercial es aquella etapa fisiológica en el desarrollo de la fruta en la cual se desprende del árbol y puede llegar a desarrollar su madurez de consumo; esta última es cuando el desarrollo fisiológico del fruto cuando todas las características sensoriales propias de éste, como el color, el sabor, el aroma, la textura y la consistencia, son armónicas y completas.



Figura 3 — Fotografías del fruto de Condorusa maduro (*Monnina vargasii* F.)

3.2.6 Características fisicoquímicas

3.2.6.1 Índice de madurez de las frutas

Los cambios más palpables durante el proceso de maduración son el color, sabor, textura, etc. Estos cambios son el resultado de la profunda reestructuración metabólica y química que se desencadena dentro del fruto. En los frutos climatéricos, este proceso es controlado, fundamentalmente, por el etileno y su actividad respiratoria, (Moin,1972).

Los índices más utilizados para medir la de madurez de un fruto son el color de fondo, la firmeza, el contenido de sólidos solubles, la prueba de almidón y la acidez, siendo todos ellos de empleo muy práctico. Otros, como número de días desde plena floración,

la intensidad de respiración y la producción de etileno son más indicados para estudiar las características fisiológicas (Knee,1989).

3.2.6.2 Sólidos Solubles Totales (SST o °Brix)

El °Brix es 1 gramo de sacarosa disuelto en 100 gramos de solución, así se representa la densidad que tiene, a 20°C. por lo tanto, se dice que un zumo tiene una concentración de sólidos solubles disueltos de un grado °Brix, cuando su índice de refracción es igual al de una solución de sacarosa al 1 % (p/v). A menudo °Brix se conoce como el "azúcar" o contenido de sacarosa de la planta, pero esta es una visión muy simplista e incompleta. Aunque un alto valor °Brix ciertamente indica el contenido de azúcar, en realidad se refiere a los sólidos solubles totales en el jugo o la savia de la planta. El total sólidos solubles en frutas y verduras se refiere no sólo a la sacarosa (azúcar), sino también a la fructuosa, vitaminas, minerales, aminoácidos, proteínas, hormonas y otros sólidos. Cuanto mayor sea el valor °Brix más valor nutritivo tiene el fruto. Los grados °Brix son, por tanto, un índice comercial, aproximado, de esta concentración que se acepta convencionalmente como si todos los sólidos disueltos fueran sacarosa (Ávila, 2006).

3.2.6.3 pH y acidez titulable (H₂SO₄)

Método utilizado para la mediación de pH por medio de un método potenciométrico. El medidor de pH es un sensor utilizado en el método electroquímico para medir pH de una disolución. La determinación de pH consiste en medir el potencial que se desarrolla a través de una fina membrana de vidrio que separa dos soluciones con diferente concentración de protones. Para ello se utiliza un electrodo de pH. Cuando el electrodo entra en contacto con la disolución se establece un potencial a través de la membrana de vidrio que recubre el electrodo. Este potencial varía según el pH. Para determinar el valor del pH se necesita un electrodo de referencia, cuyo potencial no varía. (Rivas, 2016).

3.2.6.4 Densidad

El principio de Arquímedes "Todo cuerpo sumergido en un fluido experimenta un empuje vertical hacia arriba igual al peso del fluido desalojado".

$$d = \frac{m}{v}$$

Dónde:

d = densidad

m = masa del cuerpo

v = volumen desalojado

“Si la densidad del cuerpo es igual o mayor que la del líquido (en este caso agua, Densidad=1g/mL) el cuerpo quedará totalmente sumergido”. “Si la densidad del cuerpo es menor que la del agua (Densidad=1 g/mL) el cuerpo flotara”. Por tanto, la densidad nos pone en conocimiento de que manera están agrupados los átomos en un cuerpo: De este modo indica que cuanto más pesados sean los átomos y más juntos estén, más denso será el cuerpo, en resumen, quedaran sumergidos. Cabe mencionar que la densidad se determina también al pesar un producto, y luego medir sus dimensiones del mismo para calcular su volumen y finalmente se aplica la fórmula antes mencionada.

3.2.7 Análisis químico proximal

3.2.7.1 Humedad

El principio operacional del método de determinación de humedad utilizando estufa se basa en la pérdida de peso de la muestra por evaporación del agua, incluye la preparación de la muestra, pesado, secado, enfriado y pesado nuevamente de la muestra. Para esto se requiere que la muestra sea térmicamente estable y que no contenga una cantidad significativa de compuestos volátiles. No obstante, antes de utilizar este procedimiento deben estimarse las posibilidades de error y tener en cuenta una serie de precauciones (AOAC, 1990).

3.2.7.2 Cenizas

Las cenizas se determinan como el residuo que queda al quemar en un horno o mufla los componentes orgánicos a 550 °C durante 5 h. En ocasiones es interesante determinar las cenizas insolubles en ácido clorhídrico, que pretenden representar el contenido del alimento en minerales indigestibles para el animal. Respecto al análisis de minerales, es frecuente que se determine el contenido de ciertos macrominerales en los alimentos, como calcio, fósforo y magnesio; los minerales se analizan generalmente mediante espectrofotometría de absorción atómica o mediante colorimetría. El análisis de oligoelementos suele ser caro y tedioso, por lo que no se realiza habitualmente; lo que se hace para compensar eventuales deficiencias es suplementar las raciones con una cantidad generosa de corrector vitamínico-mineral (Haytowitz, 2009).

3.2.7.3 Fibra

Son llamados hidratos de carbono estructurales y fibra dietética total (Savón, 2002). que se encuentran en la pared celular de las plantas que se componen de celulosa, hemicelulosa, lignina (no es un carbohidrato) y materiales indigestibles, principalmente

la lignina y su composición de fibra bruta difiere por cada planta. Se considera fibra total, la suma de la fibra dietaria y la fibra funcional (Gray, 2006).

3.2.7.4 Proteína

Las proteínas son macromoléculas las cuales desempeñan funciones muy importantes en las células de los seres vivos. Formando parte de la estructura básica de los tejidos como (músculos, tendones, piel, uñas, etc.), durante todos los procesos de crecimiento y desarrollo, crean, reparan y mantienen los tejidos corporales; además desempeñan funciones metabólicas (actúan como enzimas, hormonas, anticuerpos) y reguladoras a saber: asimilación de nutrientes, transporte de oxígeno y de grasas en la sangre, eliminación de materiales tóxicos, regulación de vitaminas liposolubles y minerales, etc. (Gonzales, 2007).

Existen muchas clasificaciones de las proteínas, dependiendo de su estructura, función, solubilidad, forma, etc., pero una clasificación general para estas, las divide en: globulares y fibrosas, las primeras son de forma esférica o parecida a ésta, contienen en su estructura hélices y hebras, además de estructuras no repetitivas (asas y giros) las cuales les proporcionan diseños compactos con funciones particulares, son solubles en agua; algunos ejemplos son: la insulina, albúmina, globulinas plasmáticas y numerosas enzimas. Las proteínas fibrosas son de forma alargada, su armazón es una repetición de elementos de estructura secundaria (hélices y hebras), éstas le confieren la forma de fibras cilíndricas observables al microscopio, son de baja solubilidad en agua, dentro de éstas se encuentran la queratina, miosina, colágeno y fibrina (Gonzales, 2007).

3.2.7.5 Grasa

Las grasas son componentes importantes de la alimentación y la fuente de energía más concentrada. Son insolubles en agua y transportan las vitaminas A, D, E y K y proporcionan al organismo los ácidos grasos esenciales, necesarios para la producción de otras sustancias como hormonas y enzimas (Piedra, 2000).

3.2.7.6 Carbohidratos

Los carbohidratos o hidratos de carbono son moléculas que tienen como función primordial dotar de energía al cuerpo humano, a través de la formación de glucosa. Los azúcares más simples de carbohidratos se denominan monosacáridos y poseen una sola molécula, los azúcares que tienen más moléculas (de entre dos a diez) se llaman oligosacáridos y los que contienen más de diez moléculas de monosacáridos son los polisacáridos. Estas moléculas se hallan en una amplia gama de alimentos,

principalmente el azúcar común. Los carbohidratos que se consumen con más frecuencia son los polisacáridos (presentes en los tubérculos, legumbres y cereales), y en menor proporción los monosacáridos y disacáridos (que se hallan en frutas, leche y azúcar). La digestión de los hidratos de carbono (concretamente del almidón) comienza en la cavidad bucal y pasa por una serie de procesos en los que intervienen enzimas hidrolíticas cuya función es catalizar reacciones químicas, dando como resultando a los monosacáridos que son absorbidos en el duodeno y el yeyuno por un mecanismo de transporte activo (Mollibedo, 2014).

3.2.8 Antioxidantes

El oxígeno es esencial para la vida, pero plantea una paradoja para los organismos aerobios. Este elemento desempeña una función importante como aceptor terminal de electrones durante la respiración celular y constituye lo que se conoce como el "soporte de la vida", pero también es el punto de partida para un tipo de daño celular conocido como "estrés oxidativo". El desbalance en la producción de especies reactivas de oxígeno (EROs) y la defensa antioxidante provoca el estrés oxidativo que lleva a una variedad de cambios fisiológicos y bioquímicos, los cuales dan por resultado el deterioro y muerte celular. El estrés oxidativo puede provenir de una deficiencia del sistema de defensa antioxidante o de un incremento de la formación de EROs, cuya alta reactividad puede provocar: peroxidación lipídica, daño de la membrana celular, rotura del ADN, degradación proteica (Pérez, 2000).

La capacidad de los polifenoles vegetales para actuar como antioxidantes en los sistemas biológicos fue ya reconocida en los años treinta, el creciente interés en los flavonoides se debe a la apreciación de su amplia actividad farmacológica. Pueden unirse a los polímeros biológicos, tales como enzimas transportadores de hormonas, y ADN; quelariones metálicos transitorios, tales como Fe^{2+} Cu^{2+} Zn^{2+} catalizar el transporte de electrones y depurar radicales libres. Debido a este hecho se han descrito efectos protectores en patologías tales como diabetes mellitus, cáncer, cardiopatías, infecciones víricas, ulcera estomacal y duodenal e inflamaciones (Van,1996).

Se llama "antioxidante" a cualquier sustancia que retarda, previene o elimina el daño oxidativo hacia una molécula o bien, "a la capacidad que tienen determinados compuestos para neutralizar los radicales libres (López, 2013).

3.2.9 Capacidad antioxidante

La actividad antioxidante es la capacidad de una sustancia para inhibir la degradación oxidativa (la peroxidación lipídica), de tal manera que un antioxidante actúa, principalmente, gracias a su capacidad para reaccionar con radicales libres (Jiménez, 2006).

El método del DPPH (1, 1-difenil-2- picrilhidrazilo). Este ensayo fue propuesto originalmente por Brand-Williams. Se basa en la reducción del radical DPPH• por los antioxidantes de la muestra. Este método permite evaluar la actividad de sustancias frente al radical libre estable 2,2- difenil-1-picrilhidracilo (DPPH) en una solución metanólica que tiene un color violeta intenso que se pierde progresivamente cuando se añade la muestra que contiene antioxidantes esto se reduce a un color amarillo como se observa (Jiménez, 2006).

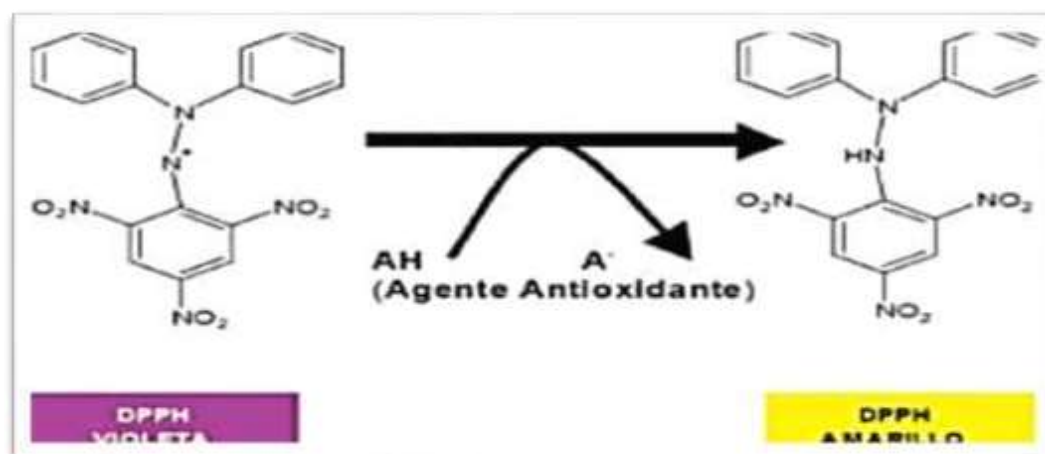


Figura 4 — Reacción del DPPH con un agente oxidante

Extraído de Krinsky (1989)

3.2.10 Radicales libres

Los radicales libres están íntimamente relacionados con la salud, ya que los compuestos generados en este proceso de oxidación de biomoléculas se han relacionado con una gran cantidad de enfermedades, fundamentalmente procesos degenerativos, como la enfermedad cardiovascular, ciertos tipos de cáncer (debido a las mutaciones que producen en el ADN y a que favorecen la proliferación celular al alterar factores de transcripción), patologías asociadas a un deterioro del sistema cognitivo. Un antioxidante puede ser definido como una sustancia que, cuando se encuentra a bajas concentraciones comparadas con las del sustrato oxidable, previene o retrasa que oxide el sustrato (Jiménez, 2006).

3.2.11 Antocianinas

Las antocianinas son compuestos fenólicos del grupo de los flavonoides y están presentes en la naturaleza en forma de pigmentos en flores, frutos, bayas y hojas con grandes variedades de estructuras químicas, concentraciones y siendo característica de cada material y atributo específico para la caracterización del mismo. También se considera que son metabolitos secundarios de las plantas con actividad biológica (Guerra, 2006).

En estudios recientes, se ha reportado que las antocianinas inhiben el crecimiento de las células cancerígenas y ayudan a prevenir el cáncer del colón e impiden enfermedades del corazón al inhibir la síntesis del colesterol, mejoran la circulación y fragilidad de los vasos capilares, logrando beneficios antienviejimiento. Por esta razón, se ha incrementado la demanda del producto, lo que conlleva a la búsqueda de nuevas técnicas para la obtención de antocianinas a grandes escalas y en particular la de origen natural, por lo que se ha encaminado la vía biosintética, lo cual ha conllevado a los estudios de separación, caracterización estructural y al desarrollo de nuevas técnicas analíticas para cuantificar las antocianinas obtenidas (Guerra, 2006).

Las antocianinas son pigmentos vegetales de color rojo, azul, morado con gran potencial para el reemplazo competitivo de colorantes sintéticos; por tanto, es de gran importancia conocer los aspectos bioquímicos que enmarcan estos pigmentos; las propiedades bioactivas de las antocianinas abren una nueva perspectiva para la obtención de productos coloreados con valor agregado para el consumo humano (Garzón, 2008).

3.2.11.1 Estructura química de las antocianinas

La estructura básica de las antocianinas es el 2-fenilbenzopirilio de la sal de flavilio, las antocianinas existen como glucósidos de polihidroxi y/o polimetoxiderivados de la sal mencionada por (Fenema, 2000). como se muestra en la figura 4, están constituidas por una molécula de antocianidina, que es una aglicona a la que se le une un azúcar por medio de un enlace glucosídico; por lo general están glucosidados en la posición 3 y 5 (Badui, 2006).

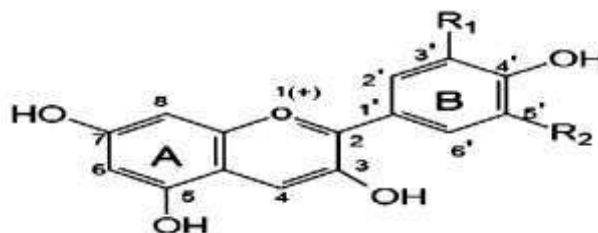


Figura 5 — Estructura general de las antocianinas núcleo flaván y catión flavilio

Extraído de Fenema (2000)

3.2.11.2 Estructura y color de las antocianinas

El color de las antocianinas depende de varios factores intrínsecos, como son los constituyentes químicos que contenga y la posición de los mismos en el grupo flavilio; por ejemplo, si se aumentan los hidroxilos de anillo fenólico se intensifica el color azul, mientras que la introducción de metoxilos provoca la formación del color rojo (Badui, 2006).

Tabla 2 — Estructura Básica y sustituyentes de las antocianinas

Aglicona	Substitución			_____
	R1		R2	
Pelargonidina	H		H	494 (naranja)
Cianidina	OH		H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH		OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH3		H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH3		OH	508 (azul-rojo)
Malvinidina	OCH3		OCH3	510 (azul-rojo)

Extraído de Durts (2001)

El color de las antocianinas depende del número y orientación de los grupos hidroxilo y metoxilo de la molécula. Incrementos en la hidroxilación producen desplazamientos hacia tonalidades azules mientras que incrementos en las metoxilaciones producen coloraciones rojas. En la naturaleza, las antocianinas siempre presentan sustituciones glicosídicas en las posiciones 3 y/o 5 con mono, di o trisacáridos que incrementan su solubilidad. Dentro de los sacáridos glicosilantes se encuentran la glucosa, galactosa, xilosa, ramnosa, arabinosa, rutinosa, soforosa, sambubiosa y gentobiosa. Otra posible variación en la estructura es la acilación de los residuos de azúcares de la molécula con ácidos orgánicos. Los ácidos orgánicos pueden ser alifáticos, tales como: malónico, acético, málico, succínico u oxálico; o aromáticos: p-coumárico, caféico, ferúlico, sinápico, gálico, o p-hidroxibenzóico. Stintzing et al., 2002, demostraron que el tipo de sustitución glicosídica y de acilación producen efectos en el tono de las antocianinas; es así como sustituciones glicosídicas en la posición 5 al igual que acilaciones aromáticas, producen un desplazamiento hacia las tonalidades púrpura (Garzon, 2008).

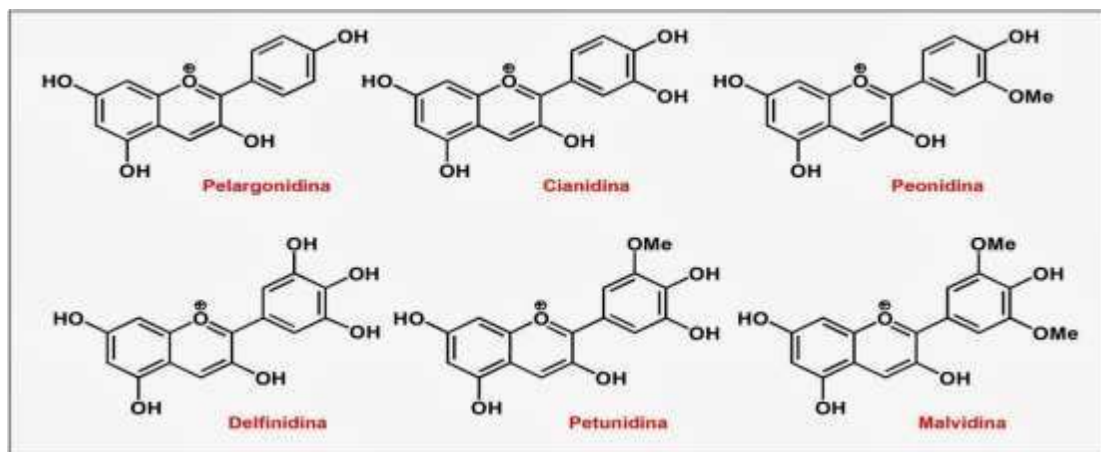


Figura 6 — Antocianidinas comunes en la naturaleza ordenadas por incremento en color rojo e incremento en color azul

Extraído de Fenema (1996)

Se distinguen cinco tipos de moléculas de antocianinas, dependiendo del número de hidroxilos (OH) y grupos metoxilo (OCH₃) en el anillo B (Figura 5). Existe una mayor diversidad de estos compuestos debido a la acilación de los azúcares con los ácidos acético, p-cumárico y cafeico. En otras especies del mismo género, como *Vitis riparia* o *Vitis rupestris*, las antocianinas aparecen como diglucósidos, con dos moléculas de glucosa en las posiciones 3 y 5 (Fenema,1996).

Tabla 3 — Antocianidinas diversas en la naturaleza y sus grupos sustituyentes

ANTOCIANIDINAS	3	5	6	7	3''	5''
Apigenidina	H	OH	H	OH	H	H
Luteonidina	H	OH	H	OH	OH	H
Tricinitinidina	H	OH	H	OH	OH	Oh
Pelargonidina	OH	OH	OH	OH	H	H
Aurantidina	OH	OH	H	OH	H	H
Cianidina	OH	OH	H	OH	OH	H
Peonidina	OH	OH	H	OH	OMe	H
Rosinidina	OH	OH	H	OMe	OMe	H
Delfinidina	OH	OH	H	OH	OH	Oh
Petunidina	OH	OH	H	OH	OMe	Oh
Pulchelinidina	OH	OMe	H	OH	OH	H
Europinidina	OH	OMe	H	OH	OMe	Oh
Malvina	OH	OH	H	OH	OMe	OMe
Hirsutinidina	OH	OH	H	OMe	OMe	OMe
Capensinidina	OH	OMe	H	OH	OMe	OMe

Extraído de Mazza (1995)

3.2.11.3 Color y estabilidad de las antocianinas

Los pigmentos antocianinas son relativamente inestables, su mayor estabilidad ocurre bajo condiciones ácidas. Tanto las características del color (tonalidad y matiz) del pigmento como su estabilidad están muy determinadas por los sustituyentes de la aglicona. La degradación de las antocianinas ocurre no solo durante la extracción del tejido vegetal sino también durante el procesado y conservación de los alimentos. Los principales factores que gobiernan la degradación de las antocianinas son el pH, la temperatura y la concentración de oxígeno. Factores de menor importancia son la presencia de enzimas degradativas, de ácido ascórbico, de dióxido de azufre, de iones metálicos y de azúcares (Fenema, 1996).

3.2.11.4 Factores que alteran la estabilidad de la antocianina

La estabilidad del color de las antocianinas depende de factores como el oxígeno, luz, temperatura, metales, azúcares, ácido ascórbico, dióxido de azufre, degradación enzimática y no enzimática (Wesche et al, 1990).

a. pH. Debido a una deficiencia del núcleo del flavilio, estos pigmentos funcionan como verdaderos indicadores de pH; es decir, su color depende de las condiciones de acidez o alcalinidad del sistema en que se encuentran: a pH ácido adquiere una estructura estable del catión flavilio de color rojo, cuando se incrementa el pH, la distribución electrónica se modifica hasta llegar a la forma quinoidea azul o base anhidra; tanto la sal del flavilio como la base anhidra pueden convertirse a la base del carbinol incolora, que predomina en el intervalo de pH 4 a 5 (Badui,1990).

Las antocianinas no aciladas y las mono aciladas se comportan como indicadores de pH, ya que se presentan en un color rojo a pH bajo, azul a pH intermedios e incoloros a pH alto (Brouillard,1982).



El aumento de la temperatura produce la pérdida de una molécula de azúcar en la posición 3 y como consecuencia la ruptura del anillo y como efecto la formación de chalconas incolora (Garzon, 2008).

b. Temperatura Los tratamientos térmicos influyen significativamente en la destrucción de las antocianinas; es así como se ha visto que en las fresas se presenta una relación logarítmica entre la pérdida de color y la temperatura. Dada su alta hidrosolubilidad, estos pigmentos se pueden perder fácilmente por lixiviación en el agua que se utiliza en los diferentes tratamientos; a medida que aumenta la temperatura se acelera la decoloración de la fruta, ya que se favorece tanto la extracción que incluso

se puede llegar a obtener productos prácticamente incoloros, Las antocianinas también cambian de color cuando forman complejos con otros compuestos fenólicos (proantocianidinas, catequinas, taninos y flavonoides) o con algunos polisacáridos, ya que se favorece un desplazamiento de la absorción a longitudes de onda mayores (Badui,1999).

c. Iones metálicos. Las antocianinas cambian de color cuando forman complejos, quelatos o sales con iones de sodio, potasio, calcio, magnesio, estaño, hierro o aluminio; por esta razón, se recomienda que las latas que se empleen para los alimentos que contengan antocianinas, sean recubiertas por una laca protectora que evite el desprendimiento de los metales indeseables (Badui,1999).

d. Luz. La luz acelera el proceso de degradación de las antocianinas. Aquellas que presentan una sustitución en el hidroxilo del carbón 5 son más susceptibles a la foto degradación. Sin embargo, la copigmentación puede retrasar la foto degradación (Delgado, 2000).

e. Oxígeno

El oxígeno tiene un efecto negativo en la estabilidad de las antocianinas. Esto es debido a que la presencia del oxígeno molecular hace muy susceptible a la molécula de la antocianina (Wesche,1990).

El oxígeno ha sido mencionado como uno de los agentes acelerantes más específicos en la destrucción de antocianinas. El oxígeno puede causar degradación de las antocianinas por un mecanismo de oxidación directo y/o por oxidación indirecta. Existen diversos métodos para la eliminación de oxígeno. Es por esto que el procesado de alimentos con antocianinas se lleva a cabo bajo condiciones de vacío (Fenema, 1990).

3.2.12 Polifenoles

Los polifenoles son un grupo de sustancias químicas que tienen más de un grupo fenol en sus moléculas, son productos del metabolismo secundario de los vegetales y se encuentran distribuidos en distintos tejidos de las plantas.

Generalmente todos los vegetales, como producto de su metabolismo secundario, son capaces de biosintetizar un elevado número de compuestos de estructura polifenólica. Se han identificado varios cientos de estas moléculas en plantas comestibles, algunas de las cuales son indispensables para sus funciones fisiológicas, otras son de utilidad para defenderse ante situaciones de estrés hídrico, estrés luminoso (Manach, 2004).

Clasificación general

Los polifenoles se pueden clasificar de muchas maneras debido a su diversidad estructural. Según su estructura química tenemos 2 grandes grupos:

No flavonoides

El ácido gálico, vinílico y p-hidroxibenzoico son los ácidos hidroxibenzoicos más comunes. Estos compuestos orgánicos con un anillo fenólico y un grupo carboxílico asociado forman una estructura de tipo C6-C1 [21]. Se encuentran además muy frecuentemente en las frutas en forma de ésteres [3]. Los ácidos hidroxicinámicos con un esqueleto C6-C3, se encuentran principalmente como ácido cumárico, cafeico y ferúlico conjugados con ácido tartárico o ácido quínico y en raras ocasiones en estado libre (Philipov, 2013).

Entre ellos hay dos subgrupos:

Fenoles no carboxílicos: C6, C6-C1, C6-C3.

- Ácidos fenoles: derivados del ácido benzoico C6-C1 y derivados del ácido cinámico C6-C3.

Flavonoides (C6-C3-C6)

En ensayos clínicos, se ha comprobado que la administración profiláctica de flavonoides disminuye la producción de radicales libres en la reperfusión después del bypass en cirugía de reemplazamiento vascular (Deby, 1995).

El esqueleto químico de los Flavonoides está basado en compuestos de 15 carbonos (C6-C3-C6), con numerosos sustituyentes. Los cuales comparten un esqueleto de carbono tipo difenil 1,3- propano con dos anillos enlazados (anillo A y B) ligados por un tercer anillo de pirano (anillo C). La mayoría aparecen como glucósidos, en menor frecuencia como sulfatos, dímeros, polímeros o en su forma libre (agliconas). Los glucósidos se pueden presentar como Cglucósidos o como O-glucósidos, siendo estos últimos los más frecuentes. La glucosa es el azúcar más común en estos compuestos, pero se podrían encontrar en su estructura química la ramnosa, xilosa y galactosa. Las posiciones C3 o C5 del anillo A son los sitios de glicosilación más comunes y menormente en el sitio C7 del esqueleto flavoinode (Zhang, 2015).

Formados por 2 grupos bencénicos unidos por un puente tricarbonado. Subgrupos:

- Antocianos.
- Flaconas, flavononas, flavanoles y flavanonoles.
- Flavanoles, taninos condensados y lignanos.

El grado de solubilidad es otro factor tomado en cuenta para su clasificación. Los compuestos solubles en agua son los ácidos fenólicos, fenilpropanoides, flavonoides y

quinonas. Por otro lado, se encuentran los compuestos insolubles en agua, tales como los taninos condensados, ligninas y ácidos hidroxicinámicos, los cuales están unidos a la pared celular de las células vegetales (Haminiuk,2021).

Propiedades beneficiosas: papel en la prevención de enfermedades

Los compuestos fenólicos que encontramos en los distintos alimentos constituyen una fracción muy compleja formada por un número muy grande de compuestos, algunos todavía no identificados. La concentración en polifenoles de cualquier alimento también es muy variable, porque depende de muchos factores tales como la variedad o el grado de maduración del vegetal. También su biodisponibilidad es muy variable: muchos de ellos son metabolizados por microorganismos del colon antes de ser absorbidos. Además, los procesos tecnológicos y los hábitos culinarios del consumidor pueden reducir en gran parte los fenoles del alimento (Creus, 2004).

3.3 Marco conceptual

- a) **Condorusa:** Es el nombre común del fruto silvestre de la región Apurímac.
- b) **Antocianinas:** son pigmentos solubles en agua que se encuentran en las vacuolas de las células vegetales y que otorgan el color rojo, azul, morado o púrpura a las hojas, flores y frutos.
- c) **Polifenoles:** Los polifenoles son grupo de sustancias químicas encontradas en plantas caracterizadas por la presencia de más de un grupo fenol por molécula.
- d) **Antioxidantes:** Sustancias naturales o fabricadas por el hombre que pueden prevenir o retrasar algunos daños a las células.
- e) **Grados °Brix:** Es una unidad de medida de sólidos solubles totales que se encuentran en una solución, expresados en porcentaje de peso de sacarosa.
- f) **pH:** es una medida de acidez o alcalinidad de una disolución.
- g) **Humedad:** Es la cantidad de agua presente en un cuerpo y es factor de calidad en la conservación de algunos productos.
- h) **Densidad:** es una magnitud escalar que permite medir la cantidad de masa que hay en determinado volumen de una sustancia.
- i) **DPPH:** Es el estudio que evalúa la actividad antioxidante usando el método del radical libre 2,2-difenil-1-picrilhidracilo.
- j) **Folin-Ciocalteu:** Es un reactivo, mezcla de fosfomolibdato y fosfotungstato, usado para la determinación polifenoles totales.
- k) **pH diferencial:** método basado en esta reacción, y permite una rápida y exacta medida de la cantidad de antocianinas totales.

CAPÍTULO IV

METODOLOGÍA

4.1 Tipo y nivel de investigación

Para el desarrollo de la investigación se tomó como base el tipo de investigación básico. Los resultados se recolectaron mediante la observación directa o con la ayuda de equipos e instrumentos de análisis, para luego ser analizados y reportados, es de nivel descriptivo ya que se estudió las propiedades fisicoquímicas, contenido de antocianinas, polifenoles totales y capacidad de antioxidante, para resolver la problemática que se genera al no dar el apropiado uso a productos andinos que contienen propiedades benéficas para la salud.

4.2 Diseño de la investigación

El diseño de la investigación es básica descriptiva, transversal porque se analizaron por primera vez, las características fisicoquímicas y los compuestos bioactivos del fruto Condorusa con tres repeticiones. En la siguiente tabla se muestra la matriz para análisis fisicoquímico del fruto.

Tabla 4 — Análisis Fisicoquímica del fruto Condorusa 100g de muestra

Composición	Valor
- Densidad	g/cc
- Sólidos solubles	Brix°
- pH	adimensional
- Acidez (H2SO4)	%
- Humedad	%
- Proteínas	%
- Grasa	%
- Ceniza	%
- Fibra	%
- Carbohidratos	%

Tabla 5 — Determinación de antocianinas, polifenoles totales y antioxidantes del fruto Condorusa

(variable de entrada)	Nro. de repeticiones	Variable		
		Compuesto bioactivo		Capacidad antioxidante
		Antocianinas totales	Polifenoles totales	
Condorusa fresco	F1	R1	R1	R1
	F2	R2	R2	R2
	F3	R3	R3	R3

4.3 Población y muestra

4.3.1 Población

Se consideró como población a los frutos maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.), las cuales crecen en la región Apurímac provincia de Grau, distrito de Chuquibambilla, frutos que se encuentran completamente madura de color morada.



Figura 7 — Racimo de Fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.)

4.3.2 Muestra

Se emplearon la muestra de los racimos del fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.) que fueron recolectados del distrito de Chuquibambilla Grau Apurímac Perú, seleccionando los frutos maduros de color morado oscuro, luego fueron trasladados a los laboratorios de la Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac mediante movilidad terrestre por 3 horas.



Figura 8 — Muestra para estudio de características fisicoquímicas y compuestos bioactivos del fruto Condorusa

4.4 Procedimiento

4.4.1 Proceso para la extracción de antocianina polifenoles y capacidad antioxidante

Proceso de caracterización y determinación de antocianina, polifenoles y capacidad antioxidante a partir del fruto Condorusa (*Monnina vargasii* F.), se efectuaron usando como disolvente etanol - ácido acético. Se utilizó metanol (90 °) y concentraciones de ácido clorhídrico en relación peso / volumen (0,03%).

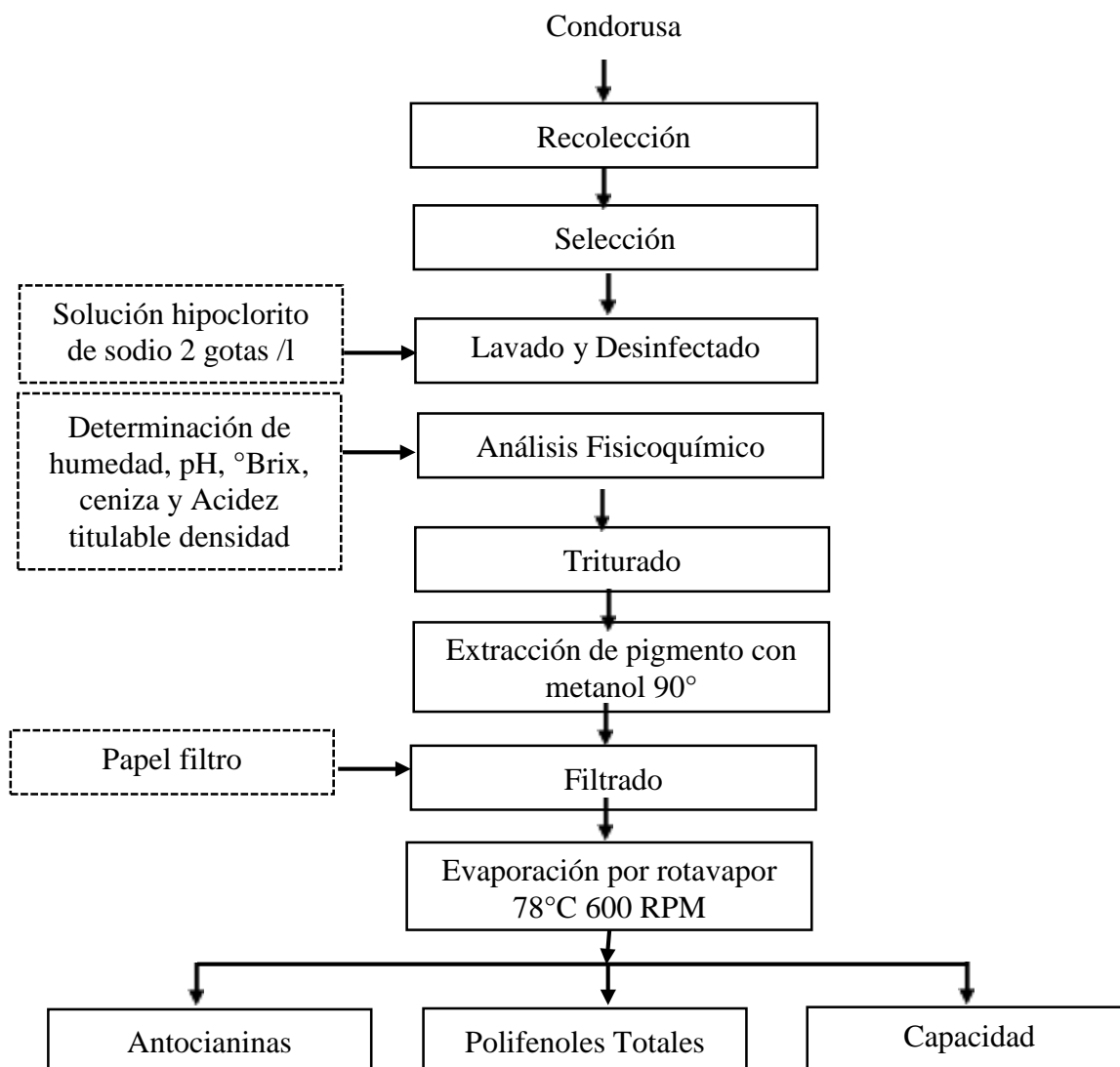


figura 9 — Proceso de extracción de antocianina, polifenoles y capacidad antioxidante a partir de Condorusa (*Monnina vargasii* F.)

En la figura 8. Se observa todo el proceso para la obtención de extracto, determinación de antocianina, polifenoles y capacidad antioxidante y para la determinar las características fisicoquímicas del fruto.

1.-Recolección. Se realizó la recolección en el estado de madures de consumo los cuales fueron frutos de color morado oscuro 1 kg de forma manual en envase de vidrio en la comunidad de Cotahuarcay, Distrito de Chuquibambilla, provincia de Grau.

2.-Selección. Se seleccionó 500g de fruto en buen estado desechando los frutos podridos verdes materias extrañas.

3.-lavado y desinfectado. Se procedió a lavar con agua y posteriormente se desinfectó con 2 gotas de hipoclorito de sodio por litro de agua.

4.-Análisis fisicoquímico. Se determinó las características fisicoquímicas (densidad, sólidos solubles, pH, acidez (H₂SO₄), humedad, proteínas, grasa, ceniza, fibra, carbohidratos)

5.-Triturado y obtención del pigmento. Se procedió a pesar 10 g de Condorusa, se trituró en mortero, agregándole con 100 ml de metanol a 90° acidificado con ácido acético en relación peso/volumen (0,03%) en vaso precipitado, se agita hasta que este disuelta completamente.



Figura 10 — Proceso de triturado del fruto Condorusa

6.-Filtrado. posteriormente se filtró la muestra, utilizando papel filtro whatman N° 1, para separar los componentes sólidos de la solución.



Figura 11 — Proceso del filtrado del extracto

7.-Rotavapor. Se purificó en rotavapor a 600 RPM, por 50 minutos aproximadamente, y posteriormente se realizó el centrifugado hasta obtener una muestra pura.



figura 12— Extracto de Condorusa purificado en rotavapor

8.- Envasado. Se realizará el envasado en tubos de ensayo con tapa rosca como se muestra en la figura 11.



Figura 13 — Muestra filtrada de Condorusa (Monnina vargasii F)

- **Determinación del índice de madurez de las frutas**

La medición visual de la coloración de las frutas es una manera limitada para evaluar el grado de madurez. Ante ello, existen diversos métodos de análisis que ayudan a determinar el índice de madurez de las frutas, como el análisis de sólidos solubles Totales (SST) por medio de refractometría y Acidez Total Titulable (ATT) por medio del método de titulación, donde se realizara el cálculo de la proporción entre azúcar y ácidos (SST/ATT) para el índice de madurez (Molina, 2015).

$$\text{Índice de madurez} = \frac{^{\circ}\text{Brix}}{\% \text{ acidez titulable}} \quad \dots\dots\dots\text{Ec 1}$$

- **Determinación de sólidos solubles totales (°brix)**

Se tomó una gota de muestra del sumo de fruta distribuyendo en el lente del refractómetro y finalmente se verifica hacia la luz para verificar los resultados.

La madurez en los frutos es el comportamiento de los sólidos solubles totales. Los grados Brix de las frutas se midió inmediatamente de la molienda y filtrado utilizando un refractómetro digital (modelo RP-201 (°Brix 0,0 a 60%)).

Previamente se construyó una curva de calibrado con patrón de glucosa en un rango de 0 a 35 g/100ml (Pinzón, 2007).

Los grados °Brix se miden utilizando en brixómetro, refractómetro, una solución de 25 °Brix tiene 25 g de sacarosa por 100 g de líquido, dicho de otro modo, hay 25 gramos de sacarosa y 75 g de agua en los 100 g de la solución. Estos miden el porcentaje de azúcar contenidos en el fruto, los cuales componen entre el 75-85% de los SST, en la mayoría de los frutos (Magwaza, 2015).

- **Determinación de densidad %**

Se evaluó mediante la relación de masa y volumen.

Se procedió a pesar la muestra, luego se midió las dimensiones para determinar el volumen para finalmente aplicar la fórmula.

Cálculo:

$$d = \frac{m}{v} \quad \dots\dots\dots\text{Ec. 2}$$

Donde:

d= densidad (g/cm³)

m= masa (g)

v= volumen (cm³)

- **Determinación de pH y acidez H₂SO₄**

La medición del pH del fruto Condorusa fue determinado mediante el método de potenciómetro utilizando el potenciómetro del laboratorio de la Universidad Micaela Bastidas de Apurímac – ingeniería agroindustrial. Un aproximado de 5 g de fruto Condorusa fué molida y homogeneizada con 45 ml de agua, posteriormente se filtró con papel Whatman, luego se midió el pH. Por otra parte, 25 ml de la muestra se valoró con NaOH 0.01 N, el punto final de la reacción se observó utilizando el indicador de fenolftaleína (Jinap, 1994).

- **Determinación de humedad %**

Se empleó el método gravimétrico formulado por (AOAC 1990). Aplicando la fórmula (NTP ISO 6496:2002). El contenido de humedad de la muestra se calculó por diferencia de peso y se expresa en % de humedad (gramos de agua/100 g de muestra fresca).

Se pesó la placa Petri anotando el resultado, posteriormente se adiciona la muestra y se anotó el peso, luego se colocó la muestra en la estufa a 130 °C por 3 horas, se sacó al desecador y se procedió a pesar, este procedimiento se realizó hasta que el peso no difiera del anterior o fue constante, finalmente se aplicó la siguiente fórmula para determinar el % de humedad.

$$\% \text{ Humedad} = \frac{\text{Peso final de la muestra}}{\text{Peso inicial de la muestra}} * 100 \quad \dots\dots\dots \text{Ec 3}$$

- **Determinación de proteínas %**

La proteína se determinó por el Método Kjeldahl mencionado por (AOAC, 2000). El cual se basa en la digestión de las proteínas y otros componentes orgánicos del fruto en una mezcla con ácido sulfúrico de amonio y la mezcla digerida se neutraliza con una base y se destila posteriormente en una solución de ácido bórico. Los aniones del ácido borato se titulan con HCL estandarizado, lo cual se convierte en nitrógeno de la muestra.

Cálculo:

$$\% \text{ Nitrogeno} = \frac{(Vc \times \text{normalidad del ácido sulfúrico} \times \text{meq.g N})}{p} * 100 \quad \dots\dots\dots \text{Ec 4}$$

$$\% \text{ Proteina} = \% \text{ N} \times 6.25$$

Donde:

%N= porcentaje de nitrógeno

Vc= volumen del ácido sulfúrico consumido de normalidad conocida

NSO4H2= normalidad del ácido sulfúrico consumido

Meq.g N= miliequivalente gramo del nitrógeno

100= en 100g de muestra

P= peso en g de la muestra utilizada

% P= porcentaje de proteína

6,25= peso en g de la muestra utilizada porcentaje de proteína

- **Determinación grasa %**

El contenido de grasa total referido a materia húmeda, se realizó empleando el método de extracción de la grasa en Soxhlet con éter de petróleo. La muestra desecada, empleada en la determinación de la humedad, es introducida en un extractor Soxhlet y extraída la grasa durante 8 horas con éter de petróleo. La cantidad de aceite recuperado, referido al peso de la muestra húmeda, da el contenido graso total. La muestra desecada, empleada en la determinación de la humedad, se introduce en el extractor Soxhlet y la extracción de la grasa con hexano (Frías, 1991).

- **Determinación de ceniza %**

Las cenizas se determinaron mediante la calcinación directa (AOAC, 1990). Para determinar ceniza de un producto. Se calcinó la muestra después de la desecación, a una temperatura de 550°C en horno mufla para finalmente calcular el residuo de incineración por diferencia de peso. Los equipos y reactivos utilizados son: Balanza analítica, Horno Mufla, Desecador, pinzas y crisoles. Los resultados fueron expresados como porcentaje de cenizas calculado según la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{m^F - m^{FF}}{m - m^{FF}} * 100 \quad \dots\dots\dots \text{Ec. 5}$$

Dónde:

m' = peso del crisol con las cenizas.

m'' = peso del crisol .

m = peso del crisol con la muestra.

- **Determinación de la fibra total**

para la determinación de la fibra total el método empleado fue el de (AOAC,2000) el método permite evaluarlas sustancias orgánicas libres de grasa e insolubles en medio ácido y alcalino, convencionalmente denominadas fibra bruta, podemos decir que esto trata sucesivamente con soluciones en ebullición de ácido sulfúrico e hidróxido potasio, de concentraciones determinadas. Luego se repara el residuo por filtración mediante filtro de vidrio sintetizado, para ser lavado, secado, pesado y finalmente se calcina a una temperatura comprendida entre 475 y 500 °C. y la pérdida de peso mediante la calcinación corresponde a la fibra bruta de la muestra de ensayo. Los equipos y reactivos que fueron utilizados para este procedimiento fueron: balanza analítica, digestor de fibra,

estufa de secado, horno mufla, campana extractora, desecador, crisoles, etc.
Acetona, ácido sulfúrico, hidróxido de potasio, 3-metil-1-Butanol.

El contenido de fibra se calcula por la fórmula:

$$Fibra\ bruta = \frac{(b-c) \times 100}{a} \dots\dots\dots Ec\ 6$$

Donde:

a= masa de la muestra en gramos

b= masa tras calcinación del residuo de la muestra después de secar a 130 °C

c= masa tras calcinación del residuo de prueba en blanco después de secar a 130°C

• **Determinación de carbohidratos**

El porcentaje de carbohidratos se determinaron por diferencia de algunos valores ya obtenidos, como se observa en la ecuación 7.

$$\% \text{ Carbohidratos totales} = 100 - (\% \text{ humedad} + \% \text{ proteína} + \% \text{ grasa} + \% \text{ ceniza})$$

...Ec 7

• **Determinación de antocianinas por método (pH diferencial)**

Para la determinación de antocianinas totales se empleará el método de pH diferencial mencionada por el autor (Giusti, 2015). Con algunas modificaciones de (Barragán, 2018).

- para preparar el buffer a pH 1.0 se pesó 0.1863 gr de cloruro de potasio y se mezcló en 100 ml de agua destilada agitando de forma permanente, seguido se ajustó con ácido clorhídrico (HCl) a pH 1.0 concentrado y para el buffer a pH 4.5, se pesó 5.44 gr de acetato de sodio y se mezcló con agua destilada se aforó a 100 ml, se ajustó con ácido acético glacial gota a gota hasta obtener un pH 4.5.
- Se pesó el fruto de Condorusa (*Monnina vargasii* F.) en estado maduro que presenta una coloración de morado oscuro.
- Se utilizó solvente extractor etanol
- Se filtró al vacío con papel filtro Watman (se agregará solvente para el arrastre completo).
- Se purificó en rotavapor hasta obtener antocianina purificada
- Se determinó el factor de dilución apropiado mediante la dilución con el buffer de KCl pH = 1,0; hasta que la absorbancia de cada una de las muestras a 520 nm (máxima longitud de onda), sea menor a 1,0 y preferentemente

entre el rango de 0,4 y 0,6 A. Se dividirá el volumen final de la muestra entre el volumen inicial para obtener el FD (Factor de dilución).

- Se utilizó dos sistemas tampón: cloruro de potasio de pH 1,0 (0,025 M) y acetato sódico de pH 4,5 (0,4 M). Según el FD calculado con el buffer de cloruro de potasio.
- En un tubo adicionar 100 ul de muestra y 1200 ul de buffer.
- Se dejó equilibrar las soluciones durante 15 minutos.
- Se determinó la absorbancia de cada una de las muestras a 520 y 700 nm, en un espectrofotómetro, se usó como blanco agua destilada.

CÁLCULOS

- Se utilizó la siguiente ecuación para la determinación de la absorbancia de cada muestra, a las diferentes longitudes de onda y en las diferentes soluciones.
- Se calculó el cambio absorbancia (A) de la muestra diluida utilizando la siguiente fórmula:

$$A = (A_{520} - A_{700})_{pH\ 1.0} - (A_{520} - A_{700})_{pH\ 4.5} \dots\dots\dots Ec. 9$$

- Se calculó la concentración de pigmentos de antocianinas monoméricas en la muestra original empleando la siguiente fórmula:

$$CAT\left(\frac{mg}{L}\right) = \frac{A \times PM \times FD \times 1000}{s \times l} \dots\dots\dots Ec. 8$$

Donde:

A : cambio en la absorbancia

CAT : contenido de antocianinas totales (mg/L)

PM : masa molecular para cianidina -3-glucósido = 449.2g/mol

L : Camino óptico de celda, 1cm

FD : Factor de dilución =4

ϵ : Coeficiente de extinción molar para cianidina -3- glucosido = 26900 L/mol.cm

- **Determinación de polifenoles totales (Folin Ciocalteu)**

La cuantificación de polifenoles totales se llevó a cabo en los extractos anteriormente explicados, aplicando el método de (Singleton, 1965), con algunas

modificaciones (Barragán, 2019). El cual se basa en la oxidación de compuestos fenólicos con el reactivo Folin-Cilocalteu, lo que genera una coloración azul medible a 765 nm, la cual es directamente proporcional al contenido de polifenoles (Barragán, 2018).

Procedimiento

- El procedimiento de extracción de muestras de Condorusa es la misma.
- Se tomó 1000 ul de extracto en un tubo y se añadió 1000 ul de agua destilada
- De la muestra diluida se tomó en un tubo de ensayo 1000 ul, se añadió 700 ul de agua destilada, 100 ul de Folin Ciocalteu y 200 ul de carbonato de sodio (NaC₃) agitando de forma continua, y se dejó en reposo por 30 min en un ambiente fresco y oscuro.
- Pasado el tiempo 30min de reposo se evalúa la reducción de color (absorbancia) en el espectrofotómetro UV VIS a 765 nm.

Seguidamente se efectuaron los cálculos con la siguiente ecuación:

$$PFT \left(\frac{mg \text{ ácido gálico}}{litro} \right) = \left[\frac{Abs.muestra-A}{B} \right] * FD \dots\dots\dots Ec.10$$

$$PFT \left(\frac{mg \text{ ácido gálico}}{100 g} \right) = PFT \left(\frac{g \text{ ácido gálico}}{100 g} \right) * 1000 \dots\dots\dots Ec. 11$$

Donde:

- PFT : Polifenoles Totales
- Abs. Muestra : Absorbancia de la muestra
- A : Intercepto
- B : Pendiente
- FD : Factor de dilución

Preparación de la curva de calibración

Se utilizó una solución estándar de ácido gálico del cual se tomaron volúmenes de 0; 50; 100; 150 y 200 µL y se completó el volumen de cada uno a 2000 µL con solución de Na₂CO₃ (7%), reactivo. Así posteriormente se procedió a determinar la curva de calibración estándar del ácido gálico, a 765 nm, en un espectrofotómetro después de 30 min de reposo, en oscuridad a temperatura ambiente, efectuando con estos datos la curva de calibración el mismo que se presenta a continuación.

Para evaluar el contenido de polifenoles totales se tomó como patrón de referencia el ácido gálico desde 0 a 5 (mg/L) cuyo R² fue 0.969 a partir de la curva de calibración

Tabla 6 — Curva patrón de ácido gálico

Conc. A gálico (mg/mL)	Abs. 765 Nm
0	0.000
0.025	0.067
0.05	0.085
0.1	0.183
0.15	0.395
0.2	0.511

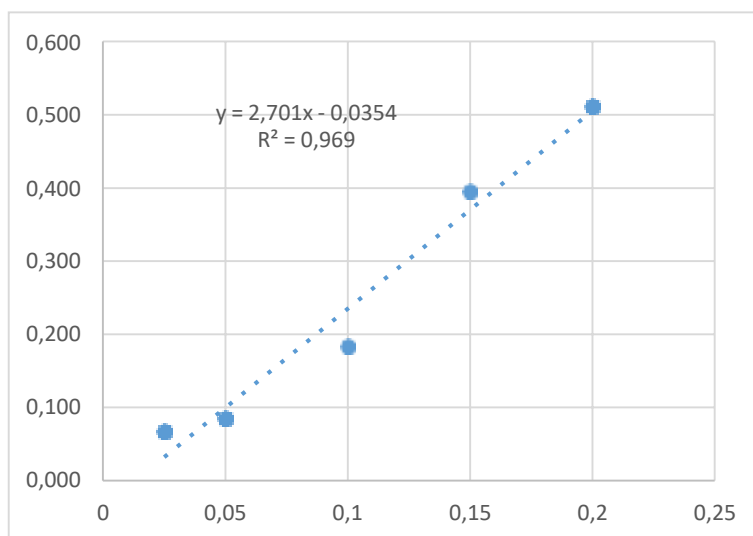


Figura 14 — curva de calibración de ácido gálico para la determinación de fenoles totales por el método de Folin – Ciocalteu

- La ecuación de la curva patrón de ácido gálico:

$$Y = BX + A$$

Donde:

$$A = -0.0354$$

$$B = 2,701$$

$$Y = 2.701X - 0.0354$$

- **Determinación de capacidad antioxidante Método DPPH**

Se determina la capacidad antioxidante de las muestras por el método DPPH según (Brand, 1995). con algunas modificaciones (Barragán, 2020). El mismo que fue evaluado en cada uno de los extractos.

Procedimiento

- Se pesó 1 g de muestra y se hizo la extracción con 10 ml de metanol y se filtró a los 10 min
- Se preparó DPPH 0.1mM, pesando 0.0010 g DPPH y luego aforar en una fiola de 25 mL con etanol
- Posteriormente se tomó un volumen de 500 µL y aforar con 1500 µL agua destilada para diluir el extracto.
- En un tubo de ensayo se agregó 1000 uL de DPPH 0.1mM para leer su absorbancia inicial
- Se agregó al mismo tubo 200 uL de extracto diluido y guardar 30 minutos y luego leer su abs final a 515 nm
- La capacidad antioxidante se calculó usando una curva estándar de Trolox, y los resultados se expresaron como (equivalente Trolox umol/g de muestra). Se evaluó por triplicado, a una absorbancia de 515 nm de longitud de onda y finalmente calculando en la siguiente fórmula.

$$\text{TEAC DPPH } \left(\frac{\text{umol trolox}}{L} \right) = \left(\frac{\text{ABS}_{\text{muestra}} - A}{B} \right) * F \dots\dots\dots \text{Ec. 12}$$

Donde:

- ABS_{muestra}* : es absorbancia de la muestra
- A* : intercepto
- B* : pendiente
- FD* : factor de dilución

Para determinar la capacidad antioxidante de las muestras se prepararon usando como patrón de referencia el Trolox, para ello los extractos del fruto como el estándar redujeron el radical 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH). A 2.9 mil. de solución de DPPH previamente ajustada a absorbancia de 0.700, se le adicionó 100 µL del extracto acuoso de extractos de té o estándar según sea el caso luego se agitó, se dejó incubar por 10 minutos a temperatura ambiente en oscuridad, luego se leyó en un espectrofotómetro UV/VIS GENESYS 180S (Thermo Scientific) a 515nm de longitud de onda.

La calibración se hizo con una solución de trolox (ácido (±)-6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametil-croman-2- carboxílico de EMD Chemicals Carbiochem USA) y la actividad antioxidante total fue expresada como micromoles de equivalentes Trolox por gramo de té. Usando el solvente etanol como blanco. Con respecto al radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo, Free radical Calbiochem Merck) se

ha preparado a 50 uM en 100 mL y de esta solución se ajusta a una absorbancia de 0.7(± 0.02) con etanol (Mamani, 2011), siendo la curva patron mencionado por (Barragan, 2017).

Tabla 7 — Curva patrón de Trolox

X	Y
Conc. Trolox	Abs. 515
(umol/L)	Nm
0	0
50	0.053
100	0.091
150	0.131
200	0.180
300	0.241
400	0.289
500	0.401
600	0.461
700	0.595
800	0.630

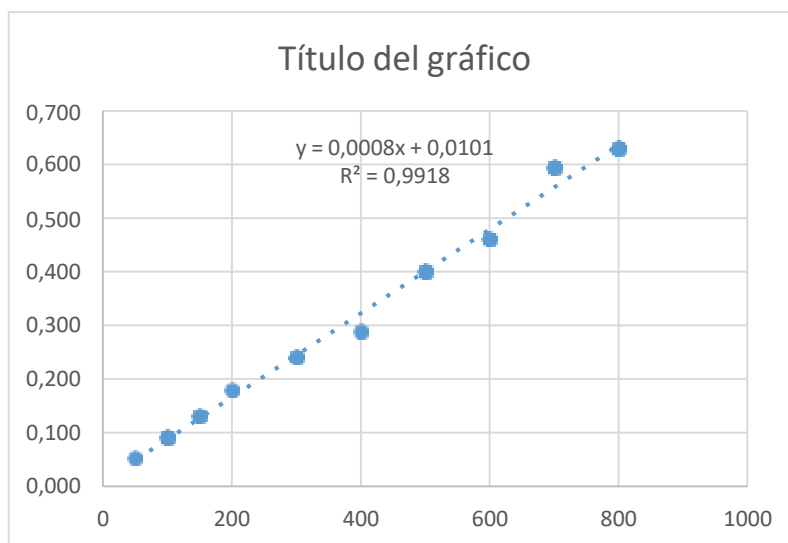


Figura 15 — Curva de calibración de trolox para la determinación de capacidad Antioxidante por el método de DPPH

4.5 Técnica e instrumentos

En la presente investigación los datos fueron obtenidos directamente de la experimentación por la observación directa e indirecta en todo el desarrollo de la investigación, por lo cual se desarrollaron en etapas con la finalidad de facilitar el estudio, recolección, más los reportes de datos. Todos los ensayos se realizaron por quintuplicado para de esta manera dar veracidad a los resultados obtenidos, posteriormente todo ello fue sometido a un tratamiento estadístico adecuado. Del fruto Condorusa se determinaron: humedad, fibra

cruda, proteína, grasa y carbohidratos, por métodos gravimétricos (Prosky, 1984) para la acidez método de titulación y calculado como ácido sulfúrico y pH con medidor de pH lectura directa.

4.5.1 Material biológico

Se recolecto materia prima fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.) en la región Apurímac provincia de Grau, para lo cual la cantidad recolectada fue de 500gr de fruta fresca. En la caracterización y determinación de antocianinas, polifenoles totales y capacidad antioxidante del fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.) se realizaron 3 repeticiones por muestra; por otro lado, la mejor técnica es la descrita en la figura, lo cual se utilizó para el análisis proximal y la obtención del extracto del fruto Condorusa.

Lugar de Ejecución

La investigación se desarrolló en los laboratorios de Química y Procesos Agroindustriales de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac (UNAMBA), ubicada en el distrito de Tamburco, provincia de Abancay del departamento de Apurímac.

4.5.2 Material de laboratorio

- Mortero
- Pipetas
- Baguetas
- Placas Petri
- Gradillas
- Vasos precipitados 50mL, 100 mL, 200 mL, 25 ML
- Pipeta Pasteur.
- Pipeta 1mL, 5mL.
- Micro pipetas 10 ul y 100 ul marca BOECO.
- Matraz Erlenmeyer de 100ml, 250ml, 600ml.
- Probeta de 25mL, 50mL y 100mL.
- Fiola
- Cartuchos
- Embudo de vidrio (Buchner)
- Tubos de prueba
- Tubo de ensayo con tapa rosca

4.5.3 Equipos

- Balanza analítica de marca Sartorius de 200g
- Baño termostático
- Estufa marca memmet
- Centrífuga marca Centurion Scientific 5000 RPM X 10 MIN
- Espectrofotómetro marca THERMO SCIENTIFIC, Rango de medición: 450 a 770 nm.
- Refrigerador para almacenamiento de productos químicos y materia vegetal a evaluar
- Rota evaporadora Buchi R - 215, (Flawil, Suiza)
- pH metro marca SI ANALYTICS
- Decantador

4.5.4 Reactivos

- Ácido acético glacial QP (Químicamente Puro)
- Carbonato de sodio
- Cloruro de potasio
- Ácido clorhídrico al 37.6%
- Acetato de sodio anhidro al 99.5%
- Alcohol puro comercial al 96%

4.5.5 Solventes

- Agua destilada
- DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo)
- Folin Ciocalteu
- Buffer pH 1,0 (0,025 M cloruro de potasio)
- Buffer pH 4,5 (0,4 M acetato de sodio)

4.5.6 Otros materiales

- Frascos de vidrio
- Papel aluminio
- Triturador

4.6 Análisis estadístico

Los resultados se interpretaron con una significancia de 0.05 usando el software estadístico INFOSTAT Versión 2020 (Di Rienzo, 2011). Uso de Microsoft Excel para procesamiento de datos y obtención de promedios.

CAPÍTULO V

RESULTADOS Y DISCUSIONES

5.1 Análisis de resultados

5.1.1 Determinación de las características Físicoquímica del fruto Condorusa

En la siguiente tabla se muestra los resultados obtenidos en la determinación de las características físicoquímicas para 100g de fruto maduro Condorusa expresados en media \pm desviación estándar ($\bar{X} \pm SD$), los resultados se detallan en la Tabla 8.

Tabla 8 — Composición Físicoquímica del fruto Condorusa 100g

Composición	Valor ($\bar{x} \pm SD$)
- Densidad g/cc	1.066 \pm 0.01
- Sólidos solubles (Brix°)	11.00 \pm 0.36
-pH	5.40 \pm 0.10
-Acidez % (H ₂ SO ₄)	0.22 \pm 0.02
-Humedad %	77.33 \pm 0.46
-Proteínas %	1.95 \pm 0.15
-Grasa %	1.25 \pm 0.01
-Ceniza %	1.79 \pm 0.39
-Fibra %	2.90 \pm 0.05
-Carbohidratos%	17.68 \pm 0.20

5.1.2 Determinación de antocianinas totales (CAT) por el método pH diferencial

El contenido de antocianinas totales (mg cianidina 3-G/100g) se determinó usando el método diferencial para evaluar el contenido de antocianinas totales en extractos del colorante. Las determinaciones se hicieron por triplicado y efectuando los cálculos correspondientes se determinó los resultados que a continuación se detallan en la Tabla 9.

Tabla 9 — Contenido de antocianinas totales CAT (mg cianidina 3-G/100g)

Muestra	CAT (mg cianidina 3-G/100g de muestra fresca)	CAT
Extracto de Condorusa	44.92	56.06 \pm 12.52
	69.92	
	53.65	

Datos expresados en media \pm SD, n=3, p < 0.05.

5.1.3 Determinación del contenido de polifenoles totales (PFT) (mg ácido gálico/100 g)

El contenido de polifenoles totales PFT (mg ácido gálico/100 g) se determinó usando el Método Folin Ciocalteu (Singleton, 1965), para evaluar el contenido de polifenoles totales en extractos de frutos Condorusa. Los resultados se expresaron como equivalentes de ácido gálico/100 g de muestra. Las determinaciones se hicieron por triplicado y efectuando los cálculos correspondientes se determinó los resultados que a continuación se detallan en la Tabla 10.

Tabla 10 — Contenido de Polifenoles totales PFT (mg ácido gálico / 100g)

Muestra	PFT(mg ácido gálico/100g de muestra fresca)	PFT
Extracto de Condorusa	371.85	342.24 ± 22.16
	336.32	
	318.55	

Datos expresados en media ± SD, n=3, p < 0.05.

5.1.4 Determinación de capacidad antioxidante (molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH))

La capacidad antioxidante se calculó usando una curva estándar de Trolox, y los resultados se expresaron como (equivalente Trolox umol/g de muestra). En muestra de Condorusa. Para evaluar el contenido de antioxidantes se determinó por triplicado, considerando la absorbancia a 515 nm de longitud de onda los siguientes resultados se detalla en la Tabla 11.

Tabla 11 — Contenido de antioxidante por el método DPPH

Muestra	DPPH (umol trolox/g de muestra fresca)	CA
Extracto de Condorusa	21.39	21.23 ± 0.17
	20.99	
	21.29	

Datos expresados en media ± SD, n=3, p < 0.05.

5.2 Discusión

Características Fisicoquímica del fruto Condorusa

De acuerdo a la Tabla 8 la cantidad de sólidos solubles del fruto Condorusa contiene un valor de 11.00 °Brix, este resultado obtenido se aproxima a los hallazgos en la investigación realizada por Pinedo (2018) en arándano en el cual reportó 15.4 y 14.67 °Brix, por otra parte, en la investigación que realizó Cuenca (2017), en el fruto de mora obtuvo como resultado 8,0 °Brix de este modo se afirma que el contenido sólidos solubles totales es mayor en la composición de dicho producto.

En cuanto al pH en la investigación realizada se determinó en el rango de 5.40, esto es superior al pH del fruto sauco en la que se estimaron un valor de 3,27 reportado por Lovera (2006). y por lo tanto se afirma que el fruto Condorusa es menos ácida que el sauco, y similares a los resultados reportados por Salas (2017), de 4.9 para “condorpausan”, machamacha de 3.1, alaybilí 3.0 y para Frambuesa silvestre de 2.7.

El contenido de humedad del fruto Condorusa es de 77.33% esto no difiere a los encontrados en la investigación realizada por Salas (2017), donde obtuvo como resultado del fruto condorpausan con 78.61 %, machamacha 82.74%, alaybili 74.53% y la frambuesa silvestre con 82.79% de humedad.

En la Tabla 8 se observa el grado de acidez del fruto Condorusa de 0.22% el resultado está por debajo que reporta (Salas, 2017), el fruto con alto porcentaje de acidez resultó ser la frambuesa silvestre con 0.82% y los frutos con menor porcentaje de acidez fueron alaybilí con 0.21 %, seguido por machamacha 0.17% y condorpausan 0.16%, fue similar al reporte según Martínez (2008), del fruto de fresa variedad aroma 0.88% (g ácido cítrico) estas son más altos del resultado por lo que se puede comprobar que el fruto Condorusa es menos ácida que otros frutos.

Contenido de antocianinas (CAT) por el método pH diferencial

En la investigación realizada por Villanueva (2010) de antocianinas, ácido ascórbico, polifenoles totales y actividad antioxidante, en la cascara de camu – camu (*Myeciaria dubia*), se tienen resultados de $46,42 \pm 0,52$ (mg cianidina 3- glucosido/100g de peso fresco) esto está por debajo de los resultados obtenidos del fruto Condorusa, por otra parte en cuanto la investigación realizada por Barragán (2018) reportó también en el fruto mio mio en el cual obtuvo un resultado de 440.22 ± 11.42 (mg cianidina 3- glucosido/100g de peso fresco) en lo que se ve claramente que en el fruto mio mio el contenido de antocianinas totales está por encima en comparación al fruto Condorusa. Así mismo Márquez (2016), realizó una investigación de antocianinas en el sauco publicando valores en un rango de 112,6 mg cianidina 3-glucósido/100 g de fruto fresco, estos resultados nos

indica que en el fruto de sauco podemos encontrar mucho más en cuanto al contenido de antocianinas totales en fruto maduro de Condorusa que se obtuvo 56.06 ± 12.52 mg cianidina3- glucósido/100g de fruto fresco, cabe mencionar que los frutos de Condorusa contienen una buena cantidad de antocianinas totales en comparación con los resultados antes mencionados en otros frutos.

Contenido de polifenoles totales (PFT) (mg ácido gálico/100 g)

La Tabla 10 muestra los resultados de los polifenoles totales del fruto Condorusa fueron de 342.24 ± 22.16 (mg ácido gálico / 100g de muestra fresca), estos resultados en comparación a los reportes de la investigación realizada a los frutos de sauco estudiado por Guarneros (2007), “evaluación del contenido polifenólico y capacidad antioxidante de la planta del sauco (*sambucus nigra*) de la región nororiental del estado de Puebla”. obteniendo 33.88 ± 1.65 (mg ácido gálico/100g de muestra fresca), siendo estos resultados menores en cuanto a los resultados obtenidos en el fruto Condorusa. En cuanto a la investigación de tesis realizado por Salas (2017), se determinaron el contenido de polifenoles totales en Frambuesa silvestre 5370.42 (mg ácido gálico /100 g fruto fresco), Macha macha 5187.77 (mg ácido gálico / 100 g fruto fresco), los frutos silvestres de Alaybilí 4817.80 (mg ácido gálico/ 100 g fruto fresco) y Condorpausan 4707.21 (mg ácido gálico / 100 g fruto fresco), son mucho más elevados, la diferencia del contenido de polifenoles en los frutos antes mencionados puede atribuirse a las diferentes condiciones del índice de madurez de los frutos, sin embargo se afirma que los frutos maduros Condorusa también son una fuente importante de fenoles.

Capacidad antioxidante (molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH))

Existen trabajos de investigación realizada por Kuskoski (2005), titulado aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos en el cual determinaron por el método de DPPH obteniendo 5.9 (umol trolox/g de fruto fresco) en la pulpa del fruto de mora y 8.5 (umol trolox/g de fruto fresco) en la pulpa del fruto de uva, que son inferiores a los resultados obtenidos en la investigación realizada, Según Barragán (2018) reportó también en el fruto mio mio en el cual obtuvo un resultado de 82.70 ± 6.57 umol trolox/g de fruto fresco) siendo esto mayor en cuanto a la capacidad antioxidante del fruto Condorusa en el cual se obtuvo 21.23 ± 0.17 (umol trolox/g de fruto fresco) de este modo se afirma que el fruto Condorusa maduro aporta un valor importante de antioxidantes en comparación con otros frutos antes mencionados, cabe mencionar que el fruto mio mio tiene el porcentaje de inhibición de $76.44 \% \pm 8.33$ en cuanto a Condorusa el porcentaje de inhibición es de 78.89% .

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1 Conclusiones

De los resultados obtenidos del presente trabajo de investigación, se tienen las siguientes conclusiones:

El fruto maduro Condorusa en cuanto a las características fisicoquímicas contiene carbohidratos 17.68 %, proteínas 1.95% por 100g de peso fresco, que pueden cubrir gran parte de las necesidades que a diario requiere nuestros organismos, con relación al contenido de los sólidos solubles el en fruto, se determinó mayor valor en comparación con algunos frutos silvestres, concluyendo que los resultados del fruto maduro Condorusa, están entre los rangos que se maneja a nivel mundial en cuanto a ciertos alimentos.

Los resultados obtenidos en la presente investigación permiten demostrar que el fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.), representa una fuente muy importante de contenido de compuestos bioactivos como las antocianinas totales (CAT) y polifenoles totales (PFT) respectivamente.

La capacidad antioxidante (CA) del fruto Condorusa, muy bien podrían ser aprovechados en la alimentación humana consumiendo de forma directa como fruto fresco, y aplicando como colorante natural en algunos productos derivados, y en la elaboración de alimentos como las bebidas nutraceuticas, entre otros.

6.2 Recomendaciones

Teniendo como base los resultados anteriores obtenidos, se sugiere las siguientes recomendaciones:

Profundizar el estudio de las características fisicoquímicas del fruto maduro Condorusa (*Monnina vargasii* F.) como la composición nutricional en fresco y en diferentes estados de conservación como seco, congelado y refrigerado esto para potencializar su valor nutritivo y ser un aporte innovador en la alimentación de las personas.

Realizar trabajos de investigación aplicando el extracto del fruto como colorante natural en productos procesados como yogurt helados y bebidas, puesto que el fruto maduro Condorusa demostró tener alto contenido de fenoles totales y antocianinas.

Estudiar los tipos de antocianidinas presentes en el fruto maduro de Condorusa (*Monnina vargasii* F.).

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGUILERA ORTIZ, Miguel. 2011. Propiedades funcionales de las antocianinas, Biotecnia. México: s.n., págs. 16-22. Vol. 13.

AOAC. 1990. Association of Official Analytical Chemists. Official Methods of Analysis. s.l.: Food Chemistry.

AOAC. 2000. International methods committee guidelines for validation of qualitative and quantitative food microbiological official methods of analysis. USA: s.n., págs. 1187-1200. Vol. 85.

AVILA, Jhonn A. 2006. Influencia de la madurez del fruto y del secado del cáliz en uchuva (*Physalis peruviana* L.), almacenada a 18 C. Bogotá : Acta Agronómica, págs. 29-37. Vol. 55.

BADUI, Salvador. 1999. Química de los alimentos. Cuarta edición. México : longman, pág. 648.

BADUI, Salvador. 2006. Química de los alimentos. Mexico : Pearson Educación, págs. 403-426.

BARRAGAN CONDORI, Melquiades y ARO ARO, Juan Marcos. 2017. Determinación del efecto de procesos de cocción en papas nativas pigmentadas (*Solanum tuberosum* spp. andigena) sobre sus compuestos bioactivos. Puno: s.n., págs. 47-52. Vol. 19.

BARRAGAN CONDORI, Melquiades, QUILCA GUADALUPE, Chaquilla y SIERRA CERVANTES, Rebeca. 2019. Evaluación de antioxidantes en el té de hojas de camote morado (*Ipomoea batatas* L.). págs. 51-59. Vol. 32.

BARRAGÁN CONDORI, Melquiades, *et al.* 2018. Antocianinas, compuestos fenólicos y capacidad antioxidante del mio-mio (*Coriaria ruscifolia* L). abancay : s.n., págs. 419-428. Vol. 20.

BRAND-WILLIAMS, Wendy y CUVELIER, Marie Elisabeth. 1995. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. s.l.: LWT-Ciencia y tecnología de los alimentos, págs. 25-30. Vol. 28.

BROUILLARD, R. 1982. Chemical structure of anthocyanins. En: Anthocyanins as Food Colors. Nueva York: Markakis, 1982.

CREUS, E G. 2004. Compuestos fenólicos. s.l.: Offarm, págs. 80-80. Vol. 23.

CUENCA PILATAXI, Jessica Alicia. 2017. Evaluación de las características físico químicas del colorante de mora, extraído con microondas a diferente niveles de tiempo y potencia. Quito : s.n.

DEBY, C y HARTSTEIN, G. 1995. Antioxidant therapy. Currents topics in intensive care. págs. 175-205.

DELGADO, V. 2000. Natural pigments: Carotenoids, anthocyanins and betalains-characteristics, biosynthesis, processing, and stability. Florida: s.n., págs. 173-289.

DI RIENZO, Julio Alejandro, MACCHIAVELLI, Raúl Edgardo y CASANOVES, Fernando. 2011. Modelos lineales mixtos: aplicaciones en InfoStat. córdoba: Grupo Infostat, Vol. 193.

DURTS, Robert W y WROLSTAD, Ronald E. 2001. Separation and characterization of anthocyanins by HPLC. Current protocols in food analytical chemistry. Bogotá: s.n., págs. 27-36. Vol. 13.

FENEMA, R O. 1996. Química de los Alimentos. Tercera edición. España: Edicion Acribia.

FRÍAS, Luisa. 1991. Analistas de laboratorio de almazaras. Andalucía : Andalucía Dirección general de investigación y extensión Agraria.

GALLO, F. 1993. Índice de madurez para piña cayena lisa, guanábana, pitaya amarilla y maracuyá. Agro-Desarrollo. Bogotá: Agro- Desarrollo, págs. 194-200. Vol. 4.

GARCIA, Alonso J. 2002. Evaluación de las propiedades Antioxidantes en concentrados de Uva y Frutas Rojas. España: Campus de espinardo, págs. 103-114. Vol. 18.

GARZON, Gloria Astrid. 2008. "Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión" Acta Biológica Colombiana, Departamento de Química, Universidad Nacional de Colombia. Colombia: s.n., págs. 27-36. Vol. 13.

GIUSTI, Mónica M. 2015. Characterization and Quantitation of Anthocyanins and Other Phenolics in Native Andean Potales. Lima: s.n.

GONZALES TORRES, Laura et. al. 2007. Las proteínas en la nutrición. Revista salud pública y nutrición, s.n. págs. 1-7. Vol. 8.

GUARNEROS GASCA, Maria del Rocio y VILLALOBOS ESPINOZA, Julieta del C. 2007. Teziutlán: s.n., 2007. Evaluación del contenido de polifenólico y capacidad antioxidante de la planta del sauco (*Sambucus nigra*) de la región nororiental del estado de Puebla.

GUERRA, Mercedes y ORTEGA, Grisel. 2006. Separación, caracterización estructural y cuantificación de antocianinas mediante métodos químicos- físicos. La Abana: El Caribe, págs. 35-44. Vol. 40.

HAMINIUK, Charles W. 2021. Phenolic compounds in fruits—an overview. International. págs. 2023-2044. Vol. 47.

HAYTOWITZ, David B. 2009. Nutrient Databank System—A tool for handling data from diverse sources. s.l.: Journal of Food Composition and Analysis, págs. 433-441. Vol. 22.

J, Gray. 2006. Dietary Fibre. Definition, analysis, physiology and health. In ILSI Europe Concise Monograph Series. Europe : s.n.

JIMENEZ, P. 2006. Efecto de fibra antioxidante de uva status antioxidante y parametro de riesgo cardiovascular en humanos. Mexico : Acribia, págs. 3-15.

JINAP, S y THIEN, J. 1994. Effect of drying on acidity and volatile fatty acids content of cocoa beans. J. Sci. Food Agric. pág. 67_75. Vol. 65.

JULI MAMANI, Deysi Margarita y JORDÁN, ARIAS. 2011. Antocianinas polifenoles totales y capacidad antioxidante en dos clones de papa nativa del género *Solanum* de pulpa azul y roja. Cusco: s.n.

KNEE, M y HATFIELD, S. 1989. Evaluation of various indicators of maturity for harvest of apple fruit intended for long-term storage. s.l.: Journal of Horticultural Science, págs. 403-411. Vol. 64.

KRINSKY NORMAN, I. 1989. Antioxidant functions of carotenoids. Free Radical Biology and Medicine. págs. 617-635. Vol. 7.

KUSKOSKI E, Marta. 2005. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar la actividad antioxidante en pulpa de fruto. Campinas : Ciencia y tecnología Scielo, págs. 726-732. Vol. 25.

LÓPEZ ALARCÓN, Camilo. 2013. Evaluating the antioxidant capacity of natural products. New York: s.n., 2013. págs. 1-10. Vol. 763.

LOVERA FERNÁNDEZ, Julio César. 2006. Análisis comparativo de las propiedades físicas y químicas del fruto de saúco (*Sambucus peruviana* H.B.K.) evaluadas en dos rangos altitudinales en la parte alta de la cuenca del río Llaucano. Cajamarca -Perú. Lima: s.n. págs. 44-47.

MAGWAZA, Lembe Samukelo y OPARA, 2015. Umezuruike Linus. Analytical methods for determination of sugars and sweetness of horticultural products. South Africa : s.n., págs. 179-192. Vol. 184.

MARQUEZ VILLACORTA, Luis Francisco, TORRES INFANTE, Frank Edwin y PRETELL VASQUEZ, Carla Consuelo. 2016. Antocianinas totales, fenoles totales y actividad antioxidante en pulpa de frutas. Pueblo continente: s.n., págs. 209-214. Vol. 18.

MARTÍNEZ-SOTO, G., et al. 2008. Propiedades fisicoquímicas de seis variedades de fresa (*Fragaria ananassa*) que se cultivan en Guanajuato. págs. 1-11. Vol. 8.

MAZZA, G. 1995. Anthocyanins in grapes and grape products. Science and Nutrition. Florida: s.n., 1995. págs. 341-371.

MOIN, Shakir. 1972. Khilafat to Partition: A Survey of Major Political Trends Among Indian Muslims During. México: Kalamkar Prakashan, págs. 1919-1947.

MOLINA JIMÉNEZ, Ana y DOMENE Miguel Ángel. 2015. Verduras, frutas, industria agroalimentaria y salud. España: Dialnet, Vol. 25.

MOLLIBEDO PATZI, Marcela Andrea. 2014. Carbohidratos. La Paz: s.n.

MORILLAS RUIZ, J M y DELGADO ALARCÓN, J. 2012. Análisis nutricional de alimentos vegetales con diferentes orígenes: Evaluación de capacidad antioxidante y compuestos fenólicos totales. España: s.n. págs. 8-20. Vol. 32.

NARVAES JARAMILLO, Luz del Carmen. 2015. Obtención del pigmento natural del fruto de Evilán (*Monnina* spp) para su uso en yogurt. Tulcán: Tesis de licenciatura.

PÉREZ GASTELLI, Pedro Luis y PÉREZ DE ALEJO, José Luis. 2015. Métodos para medir el daño oxidativo. Revista Cubana de Medicina Militar. págs. 192-198. Vol. 29.

PHILIPPOV, Stefan y DONCHEVA, Tsvetelina. 2013. Tsvetelina. Alkaloids derived from ornithine tropane alkaloids. Natural Products.

PIEDRA ALFARO, Maria Isabel. 2000. Guías alimentarias para la educación nutricional. Costa Rica: Costarricense de Salud Pública, págs. 47-54. Vol. 9.

PINEDO MONTOYA, Sandra Karina. 2018. Caracterización fisicoquímica y organoléptica de variedades comerciales de arandanos y otras especies del genero *vaccinium*. Chachapoyas: s.n.

PINZÓN, I y FISCHER, G. 2007. Determinación de los estados de madurez del fruto de la gulupa (*Passiflora edulis* Sims). colombia : Agronomía colombiana.

PROSKY, L. 1984. Determination of total dietary fiber in foods, food products, and total diets: interlaboratory study. New York: Journal of the Association of Official Analytical Chemists, págs. 1044-1052. Vol. 67.

QR, FENEMA. 2000. Química de los Alimentos. [ed.] Acribia. España: n 2, pág. 774.

RIVAS, Ana Sofia y et, al. 2016. Investigación sobre la formulación y elaboración de néctar con cardamomo. 2016. Vol. 1.

SADANI, GEETA R y D, NADKARNI GANEHSUNDER D. 1996. Role of tissue antioxidant defence in thyroid cancers. págs. 231-235. Vol. 109.

SALAS VILLANO, Tania Sayori. 2017. Capacidad antioxidante y compuestos bioactivos de los frutos silvestres *Gaultheria glomerata* (Cav.) Sleumer (*MACHAMACHA*), *Monnina vargassi* Ferreyra (*CONDORPAUSAN*), *Vaccinium floribundum* Kunth (*ALAYBILÍ*) y *Rubus roseus* Poir (*FRAMBUESA SILVESTRE*). andahuaylas : s.n. pág. 128.

SALVADOR, Badui. 1993. Química de alimentos. México: Alhambra. págs. 211-277.

SAVÓN, Lourdes. 2002. Alimentos altos en fibra para especies monogásticas. Caracterización de la matriz fibrosa y sus efectos en la fisiología digestiva. La Habana: Ciencias Agrícola, Vol. 36.

SIERRA, Rubén. 2010. Contribución del Doctor César Vargas Calderón a la botánica en el sur del Perú *Cinchonia*. Cusco: s.n., págs. 119-123. Vol. 10.

SINGLENTON, Vernon L. ROSSI, JOSEPH A. 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. s.l.: American journal of enology and Viculture, 1965. págs. 144-158. Vol. 16.

ULLOA, Carmen. 1993. Árboles Y Arbustos De Los Andes Del Ecuador. Ecuador: s.n.

VALENCIA Sulca, Cristina E y Guevara Pérez, Américo. 2013. Variación de la capacidad antioxidante y compuestos bioactivos durante el proceso del néctar de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.). Lima: Revista de la Sociedad Química del Perú, págs. 116-125. Vol. 13.

VAN ACKER, Saskia Abe y *et.al.* 1996. Estructural aspects of antioxidant activity of flavonoids. New York: Marcel Dekker, págs. 331 - 342. Vol. 20.

VILLANUEVA-TIBURCIO, Juan Edson, 2010. CONDEZO-HOYOS, Luis Alberto y ASQUIERI, Eduardo Ramirez. Antocianinas, ácido ascórbico, polifenoles totales y actividad antioxidante, en la cáscara de camu-camu (*Myrciaria dubia* (HBK) McVaugh). Campinas : s.n., págs. 151-160. Vol. 30.

WESCHE, E y MONTGOMERY, M. 1990. Strawberry Polyphenol Oxidase: it's Role in Anthocyanin Degradation. Journal of Food. 1990. págs. 731-734.

Wrolstad, Ronald E. 2001. Separation and Characterization of Anthocyanins. New York: Marcel Dekker, págs. 237-252. Vol. 11.

ZHANG, B O. 2015. A review of polyphenolics in oak woods. International. s.l.: journal of molecular sciences, Vol. 16.

ANEXOS



Figura 16 — fruto condorusa maduro



Figura 17 — Purificación de extracto del fruto condorusa



Figura 18 — Determinación de solidos soluble, pH, densidad del fruto condorusa



Figura 19 — Determinación de acidez, ceniza del fruto Condorusa



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABADEL CUSCO FACULTAD DE CIENCIAS

Av. de la Ciudad 233 - Pabellón "C" Of. 106 1er piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIÓN DE SERVICIOS DE ANÁLISIS QUÍMICO
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

N00149-21-LAQ

SOLICITANTE: ROXANA AIQUIPA VALENZUELA

MUESTRA : FRUTAS

NOMBRE : CONDORUSA

FECHA A. : 0/26/08/2021

RESULTADO ANALISIS FISICOQUIMICO:

Densidad g/cc	1.066
Brix	11.00
pH	5.40
Acidez % (H ₂ SO ₄)	0.22
Humedad %	77.33
Proteína %	1.95
Grasa %	1.25
Ceniza %	1.79
Fibra %	2.90
Carbohidratos %	17.68

ANALISIS MODERNO DE ALIMENTOS F.L.HART/I.J.FISHER

Cusco, 07 de Setiembre 2021



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

[Signature]
Responsable del Laboratorio
de Análisis Químico

Figura 20 — Resultados del análisis fisicoquímico del fruto condorusa

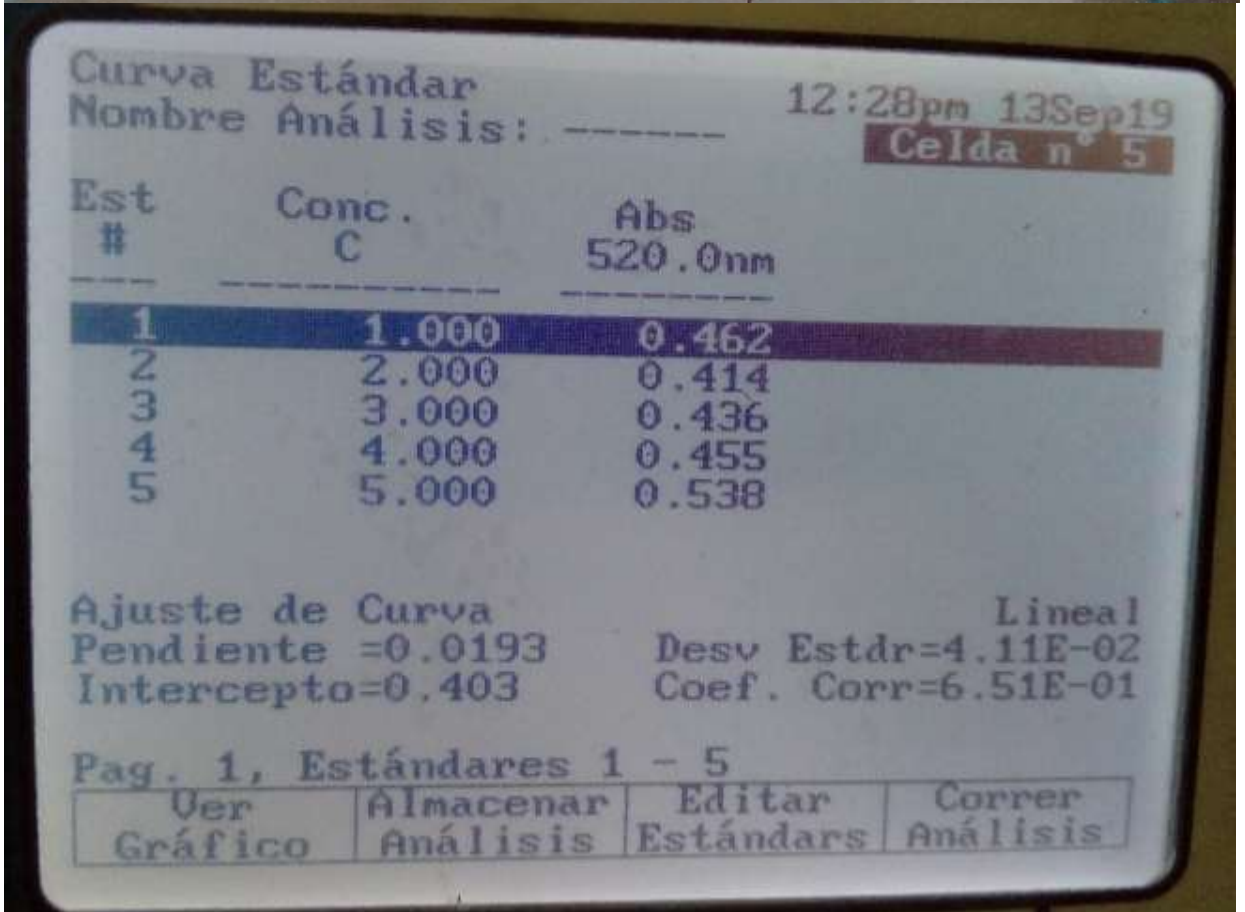


Figura 21 — Determinación de antocianinas totales (CAT) por el método pH diferencial

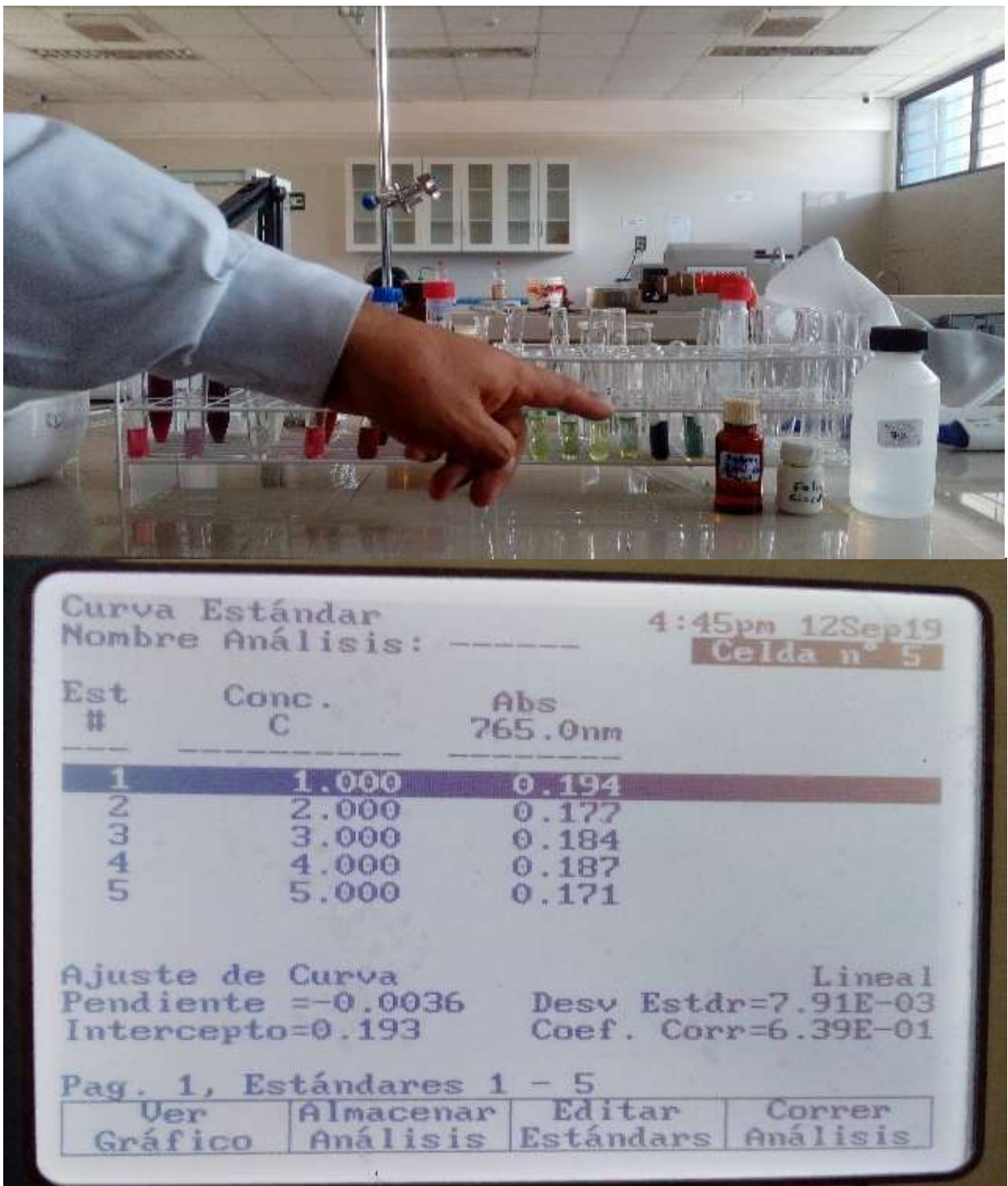


Figura 22 — Determinación del contenido de polifenoles totales (PFT (mg ácido gálico/100 g)



Figura 23 — Determinación de capacidad antioxidante (molécula 1,1-difenil-2-picril-hidrazilo (DPPH)).



Figura 19 — Estudio de características fisicoquímicas del fruto condorusa



Figura 20 — Espectrofotómetro marca THERMO SCIENTIFIC