

EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS

**EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS Y  
EVALUACIÓN DE SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN DOS VARIEDADES DE  
PAPA NATIVA CULTIVADA EN EL DEPARTAMENTO DE NARIÑO**

**ROXANA BENAVIDES GUERRERO**

**YUDY ANDREA REVELO CUARÁN**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO**

**FACULTAD DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL**

**PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL**

**SAN JUAN DE PASTO**

**2017**

**EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS Y  
EVALUACIÓN DE SU CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN DOS VARIEDADES DE  
PAPA NATIVA CULTIVADA EN EL DEPARTAMENTO DE NARIÑO**

**ROXANA BENAVIDES GUERRERO**

**YUDY ANDREA REVELO CUARÁN**

**Trabajo de grado modalidad investigación presentado como requisito parcial para obtener  
el título de Ingeniero Agroindustrial**

**Director:**

**OSCAR ARANGO BEDOYA Ph.D.**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO  
FACULTAD DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL  
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL  
SAN JUAN DE PASTO**

**2017**

**NOTA DE RESPONSABILIDAD**

“Las ideas y conclusiones aportadas en el presente trabajo de grado son de responsabilidad exclusiva de los autores”.

Artículo 1° del acuerdo No. 324 del 11 de octubre de 1966, emanado del Honorable Consejo Directivo de la Universidad de Nariño.

**NOTA DE ACEPTACIÓN**

---

---

---

---

---

---

**M.Sc. DIEGO FERNANDO MEJÍA ESPAÑA**

Jurado

---

**M.Sc. ANDRÉS FELIPE CERÓN CÁRDENAS**

Jurado

---

**Ph.D. OSCAR ARANGO BEDOYA**

Director

**San Juan de Pasto, Noviembre de 2017**

## DEDICATORIA

El despertar de cada día, es un regalo invaluable, que la vida nos brinda, en el preciso instante en el cual nos damos cuenta de las infinitas oportunidades que la misma nos da, es cuando los sentimientos y deseos se juntan para emprender esos sueños y anhelos que perseguimos siempre.

El esfuerzo y la constancia se convierten en la fortaleza y el soporte para avanzar en un largo camino, cuyo sendero se enmarcaba como lejano al principio de este gran proyecto, y es entonces cuando el tiempo se convierte en imperceptible y nos damos cuenta que la meta ha llegado; todo aquello que era inverosímil cobra su verdadero valor, porque aparecen todos aquellos que me guiaron y acompañaron en tantos días y tantas noches de esfuerzo y dedicación, testigos fieles, soportes firmes de amor y confianza.

Gracias infinitas a Dios, sin Él nada es posible.

Gratitud eterna a quienes me formaron para ser una mujer de bien, mis padres Oscar y Amanda.

A mi tío Oscar Paulo, mis primos Daniela y Santiago, mi segundo hogar.

A toda mi familia que siempre se preocuparon y aportaron con firmes deseos de que las cosas salgan bien en este propósito.

A Yudy Andrea, amiga incondicional y gran baluarte en este camino.

A mis profesores gracias por su tiempo, por su apoyo y enseñanzas.

A mis compañeros, cómplices de momentos imborrables siempre en mi corazón.

Agradecer y recordar a una persona maravillosa y muy especial que siempre ha estado a mi lado, y aunque ya no está en este mundo, mi abuelita Ceci quien partió sin ver culminar mi sueño, pero estoy segura que desde muy arriba sigue acompañándome.

Roxana Benavides Guerrero

## **DEDICATORIA**

Doy gracias a Dios por permitir cumplir una meta más en mi vida, por darme unos padres que son mi apoyo y mi fuerza. Este logro es para las personas más importantes en mi vida ellos Manuel y Diela por el sacrificio que hicieron para sacarme adelante y por permitir que esta meta se haga realidad, ellos que siempre han estado en cada momento de mi vida, brindándome su amor y comprensión incondicional con cada consejo y palabras de aliento para no decaer, a ellos que son mi motivo más grande para seguir adelante.

Gracias a mi hermano Edwin por estar presente con sus consejos y apoyo incondicional desde la distancia. A mi abuela Elena que aunque ya no está junto a mí, sé que en todo momento de este trabajo estuvo con migo en mis desvelos y momentos más difíciles. A toda mi familia por estar presente en este recorrido compartiendo tristezas y alegrías. A mi amiga Roxana por compartir muchas experiencias, sacrificio y luchas del día a día para lograr cumplir una parte de nuestros sueños. A mis amigos cercanos con quienes he compartido más que simples experiencias y a todas las personas que participaron en mi vida para lograr cumplir esta meta mil gracias.

**Yudy Andrea Revelo Cuarán**

## AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan sus sinceros agradecimientos a:

La Universidad de Nariño por brindar los conocimientos y la formación como profesionales y personas.

El Sistema General de Regalías por la financiación de este trabajo de grado, a través del Proyecto “Mejoramiento tecnológico y productivo del sistema papa en el Departamento de Nariño”.

El Grupo de Investigación GAIDA por proporcionar las instalaciones y delegar el uso y manejo de los equipos del Laboratorio de Investigación en Calidad y Conservación de Alimentos.

Al Centro de Investigación Obonuco de CORPOICA por proporcionar la materia prima para la realización de este trabajo de grado.

M.Sc. Diego Mejía España, jurado de nuestra tesis, por su apoyo, colaboración y aportes en el desarrollo del presente trabajo de grado.

M.Sc. Andrés Felipe Cerón, jurado de nuestra tesis, por su apoyo, conocimiento, recomendaciones, sugerencias, colaboración y asesorías brindadas.

Ph.D. Oscar Arango Bedoya, por sus conocimientos, recomendaciones, sugerencias, correcciones y asesorías brindadas.

Ph.D. Oswaldo Osorio Mora, por su apoyo, aportes y colaboración durante la elaboración del presente trabajo de grado.

M.Sc. Laura Inés Latorre, por sus aportes, amabilidad y ayuda.

Ing. Amparo Guevara, a cargo de la Planta Piloto de Procesos Agroindustriales, por facilitar materiales y equipos necesarios.

Al personal de Laboratorios Especializados: Químico: David Arturo, por los aportes y análisis realizados en el laboratorio de cromatografía. Técnica de Laboratorios Especializados Sandra Espinoza, por los análisis químico proximales.

A todas las personas que de una u otra forma, influyeron en la realización de este trabajo de grado e hicieron posible esta realidad.

## RESUMEN

**Antecedentes.** El departamento de Nariño cuenta con una amplia diversidad en papas nativas cultivadas en pequeñas parcelas de familias campesinas, sin embargo, la producción nacional se centra en el cultivo de variedades comerciales, dejando de lado la producción de estas especies, por lo cual resulta necesario ahondar en el conocimiento de las características y las propiedades tecnológicas y nutricionales de las papas nativas, con el fin de identificar sus potencialidades y alternativas de aprovechamiento industrial. **Objetivo.** Determinar el contenido de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de los extractos obtenidos por ultrasonido en dos variedades de papa nativa. **Métodos.** Se determinaron algunas propiedades químico proximal en las dos variedades de estudio, de igual forma se eligió el mejor solvente que presentó mayor contenido de fenoles totales por extracción convencional y posteriormente se evaluó a diferentes parámetros en el equipo de baño ultrasónico los cuales fueron tiempo (10; 30 y 50 min), temperatura (30 y 50 °C) y frecuencia (37 y 80 kHz) y a los mejores extractos en la cuantificación de fenoles totales y se les realizó capacidad antioxidante por los métodos ABTS y DPPH<sup>•</sup>; también se realizó un análisis de cromatografía líquida HPLC a los mejores extractos. **Resultados.** El mejor solvente de extracción fue acetona con la que se realizó toda la experimentación. Las mejores condiciones de extracción asistida por ultrasonido fueron a una temperatura de 50 °C, tiempo de 50 minutos y frecuencia de 37 kHz; donde la cáscara de la variedad curiquinga presentó mayor contenido de fenoles totales con 1910,42 mg AGE/ 100 g de muestra seca y su capacidad antioxidante de 0,412 TEAC, con un EC<sub>50</sub> de 4,05 g de muestra seca/Kg de DPPH<sup>•</sup>, para la cáscara de la variedad ratona morada se obtuvo 1770,25 mg AGE/100 g de muestra seca y su capacidad antioxidante 0,410 TEAC y un EC<sub>50</sub> de 4,51 g de muestra seca/Kg de DPPH<sup>•</sup>. Para la pulpa de la variedad curiquinga se obtuvo 1324,11 mg AGE/100 g de muestra seca y su capacidad antioxidante 0,324 TEAC y un EC<sub>50</sub> de 21,78 g de muestra seca/Kg de DPPH<sup>•</sup> y finalmente para la pulpa de la

variedad ratona morada se obtuvo 865,30 mg AGE/100 g de muestra seca y su capacidad antioxidante 0,303 TEAC y un  $EC_{50}$  de 4,51 g de muestra seca/Kg de DPPH'. El análisis de ácido clorogénico demostró que la variedad curiquinga tanto en cáscara como pulpa presentó un contenido de 0,44 y 0,13 mg/g de muestra seca, respectivamente. **Conclusiones.** La temperatura, frecuencia y tiempo generan un efecto significativo sobre el contenido de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de los extractos de papa nativa evaluados, demostrando que las papa nativas pigmentadas son las que tienen mayor contenido de fenoles totales y por tanto capacidad antioxidante, con respecto a variedades comerciales.

**Palabras clave:** papa nativa, extracción, ultrasonido, fenoles totales, capacidad antioxidante.

**ABSTRACT**

**Background.** The Department of Nariño has a wide diversity in native potatoes grown on small plots of farming families. However, there is a lack of knowledge about the diversity of native potatoes, since the national demand is focused on the cultivation of commercial varieties, leaving the production and use of these, it is necessary to find alternatives for the food industry that generates an added value to this food, because these varieties possess properties of compounds with antioxidant activity, that are beneficial for the health. **Objective.** Determine the content of phenolic compounds and the antioxidant capacity of extracts obtained by ultrasound in two varieties of native potato. **Methods.** Some properties were determined chemical proximal properties in the two varieties of study, in the same way was chosen the best solvent which presented higher content of total phenols by conventional extraction and subsequently assessed to different parameters in ultrasonic equipment which were time (10; 30 and 50 min), temperature (30 and 50 °C), and frequency (37 and 80 kHz) and best extracts in the quantification of total phenols were performed in antioxidant capacity by the ABTS<sup>•+</sup> and DPPH<sup>•</sup> methods; also an analysis of liquid chromatography HPLC to the best extracts. **Results.** The best conditions of ultrasound-assisted extraction were at a temperature of 50 °C, time of 50 minutes and 37 kHz frequency; where the shell of the curiquinga variety presented higher content of total phenols with 1910,42 mg EAG/ 100 g of dry sample and antioxidant capacity of de 0,412 TEAC, with an EC<sub>50</sub> of 4,05 g dry sample/Kg of DPPH<sup>•</sup> and finally for the ratona morada shell was obtained 1770,25 mg EAG/100 g of dry sample and antioxidant capacity of 0,410 TEAC and EC<sub>50</sub> of 4,51 g dry sample/Kg de DPPH<sup>•</sup>. The pulp of the variety curiquinga obtained 1324, 11 mg EAG/100 g of dry sample and their antioxidant capacity 0,324 TEAC and an EC<sub>50</sub> of 21,78 g dry sample/Kg of DPPH<sup>•</sup>. Finally the pulp of the variety ratona morada obtained 865,30 mg EAG/100 g of dry sample and their antioxidant capacity 0,303 TEAC and an EC<sub>50</sub> of 4,51 g dry sample / Kg of

DPPH<sup>\*</sup>. Chlorogenic acid analysis showed that both shell as pulp curiquinga variety presented a 0,44 to 0,13 mg/g of dry sample content respectively. **Conclusions.** Temperature, frequency and time generated a significant effect on the content of phenolic compounds and antioxidant capacity of native potato extracts evaluated, proving that the pigmented native potatoes are the ones with higher content of total phenolics and antioxidant capacity respect to commercial varieties.

**Key words:** potato native, extraction, ultrasound, total phenolics and antioxidant capacity.

**CONTENIDO**

	<b>Pág.</b>
INTRODUCCIÓN .....	25
1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN Y SU JUSTIFICACIÓN EN TÉRMINOS DE NECESIDADES Y PERTINENCIA.....	27
1.1 Descripción de la situación.....	27
1.2 Objetivos.....	30
1.2.1 Objetivo general.....	30
1.2.2 Objetivos específicos .....	30
2. HIPÓTESIS .....	32
2.1 Hipótesis nula .....	32
2.2 Hipótesis alternativa .....	32
3. ESTADO DEL ARTE DE LA INVESTIGACIÓN .....	33
3.1 Generalidades de la papa ( <i>Solanum tuberosum</i> ).....	33
3.2 Papa nativa ( <i>Solanum phureja</i> ).....	34
3.2.1 Composición químico-nutricional .....	36
3.2.2 Producción en el departamento de Nariño .....	37
3.3 Fundamentos teóricos.....	38
3.3.1 Radicales libres .....	38
3.3.2 Estrés oxidativo.....	40
3.3.3 Compuestos antioxidantes .....	40
3.3.4 Compuestos fenólicos .....	41
3.3.5 Liofilización.....	43

3.3.6 Métodos de extracción de compuestos fenólicos.....	44
3.3.6.1 Extracción líquido-líquido .....	44
3.3.6.2 Extracción sólido-líquido.....	45
3.3.6.3 Extracción asistida por microondas .....	45
3.3.6.4 Extracción asistida por ultrasonido.....	45
3.3.7 Capacidad antioxidante.....	46
3.3.8 Métodos para la determinación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante...	47
3.3.8.1 Método de Folin Ciocalteau.....	47
3.3.8.2 Método ABTS.....	47
3.3.8.3 Método DPPH.....	48
3.3.9 Cromatografía de líquidos – espectrometría de masas .....	50
4. METODOLOGÍA .....	54
4.1 Localización.....	54
4.2 Material vegetal experimental .....	54
4.3 Acondicionamiento de materia prima.....	55
4.3.1. Recepción, selección y limpieza.....	55
4.3.2. Pelado y troceado.....	55
4.3.3. Liofilización.....	56
4.3.4 Molido y tamizado .....	58
4.3.5. Empaque y almacenamiento .....	59
4.3.6 Determinación de algunos parámetros bromatológicos o análisis químico proximal de las dos variedades de papa nativa ( <i>Solanum phureja</i> ) .....	60
4.3.7 Análisis estadístico .....	61
4.3.8. Extracción convencional con solventes .....	62

4.3.9 Extracción asistida por ultrasonido (EAU).....	64
4.4 Evaluación de la capacidad antirradical in-vitro de los extractos de cáscara de papa nativa ( <i>Solanum phureja</i> ) con mayor contenido de fenoles totales mediante los métodos de radicales ABTS y DPPH.....	69
4.4.1 Determinación de la capacidad antioxidante .....	69
4.4.1.1 Método ABTS.....	69
4.4.1.2 Método DPPH.....	70
4.5 Análisis de ácido clorogénico en los extractos fenólicos de papa por HPLC .....	71
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	73
5.1 Rendimiento y humedad del material vegetal .....	73
5.2 Análisis químico proximal de las dos variedades de papa nativa.....	73
5.3 Determinación de fenoles totales.....	75
5.3.1 Resultados de los ensayos de extracción convencional .....	77
5.3.1.1 Cáscara.....	77
5.3.1.2. Pulpa .....	82
5.3.2 Estudio del efecto de las condiciones de extracción asistida por ultrasonido sobre el contenido de compuestos fenólicos .....	87
5.3.2.1 Cáscara.....	87
5.3.2.2. Pulpa .....	94
5.3.3 Método ABTS•+ .....	104
5.3.4 Método DPPH• .....	110
6. CONCLUSIONES .....	124
7. RECOMENDACIONES .....	125

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	126
ANEXOS.....	142

**LISTA DE TABLAS**

	<b>Pág.</b>
Tabla 1. Composición químico nutricional de la papa nativa ( <i>Solanum phureja</i> ) .....	36
Tabla 2. Principales municipios productores de papa criolla en Colombia por departamentos.....	38
Tabla 3. Técnicas usadas para el análisis químico proximal y de minerales .....	61
Tabla 4. Matriz de diseño experimental para la obtención de extractos fenólicos por método convencional.....	64
Tabla 5. Matriz del diseño experimental para la extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos .....	66
Tabla 6. Porcentaje de humedad en cáscara y pulpa para las variedades estudiadas .....	73
Tabla 7. Análisis proximal de las dos variedades de papa nativa .....	74
Tabla 8. Resultados de la prueba de Folin Ciocalteu con patrones de ácido gálico .....	76
Tabla 9. Fenoles totales en los extractos obtenidos por extracción convencional en la cáscara de las dos variedades de papa nativa .....	78
Tabla 10. Fenoles totales en los extractos obtenidos por extracción convencional en la pulpa de las dos variedades de papa nativa.....	83
Tabla 11. Fenoles totales en los extractos obtenidos por ultrasonido en cáscara de las dos variedades de papa nativa.....	89
Tabla 12. Fenoles totales en los extractos obtenidos por ultrasonido en pulpa de las dos variedades de papa nativa.....	95
Tabla 13. Contenido de fenoles totales en extractos de diferentes materiales vegetales .....	103
Tabla 14. Resultados de absorbancia del método ABTS <sup>++</sup> a diferentes concentraciones de	

trolox .....	105
Tabla 15. Resultados de actividad antioxidante TEAC para los extractos de papa nativa evaluados .....	107
Tabla 16. Resultados experimentales de absorbancias a diferentes concentraciones de DPPH• .....	110
Tabla 17. Eficiencia antiradical DPPH• con diferentes antioxidantes .....	115
Tabla 18. Parámetros calculados con el método DPPH• para los extractos de papa nativa evaluados .....	116
Tabla 19. Contenido de fenoles totales y capacidad antioxidante en los extractos de cáscara y pulpa obtenidos por EUA en papas nativas .....	119
Tabla 20. Análisis de ácido clorogénico en extractos de papa nativa .....	122

## LISTA DE GRÁFICOS

		<b>Pág.</b>
Gráfico 1.	Curva de calibración para la determinación de fenoles totales con patrones de ácido gálico.....	77
Gráfico 2.	Fenoles totales en los extractos obtenidos de cáscara por extracción convencional.....	79
Gráfico 3.	Gráfico de medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en cáscara con relación al tipo de solvente utilizado.....	80
Gráfico 4.	Gráfico de medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en cáscara con relación a la variedad de papa nativa.....	81
Gráfico 5.	Fenoles totales en los extractos obtenidos en pulpa por extracción convencional.	85
Gráfico 6.	Gráfico de Medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en pulpa con relación al tipo de solvente.....	86
Gráfico 7.	Gráfico de Medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en pulpa con relación a la variedad de papa nativa.....	86
Gráfico 8.	Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en cáscara con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad ratona morada.....	92
Gráfico 9.	Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en cáscara con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad curiyinga.....	92
Gráfico 10.	Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en cáscara, variedad ratona morada.....	93
Gráfico 11.	Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en cáscara, variedad curiyinga.....	93

Gráfico 12.	Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en pulpa con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad ratona morada .....	97
Gráfico 13.	Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en pulpa con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad curiquinga .....	98
Gráfico 14.	Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en pulpa, variedad ratona morada .....	98
Gráfico 15.	Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en pulpa, variedad curiquinga .....	99
Gráfico 16.	Curva de calibración para la determinar de la capacidad antioxidante expresada como TEAC .....	106
Gráfico 17.	Actividad antioxidante de los extractos con mayor contenido de fenoles totales en las dos variedades de papa nativa .....	108
Gráfico 18.	Gráfico de medias LSD de Fisher para actividad antioxidante TEAC con relación a la muestra vegetal de papa nativa .....	109
Gráfico 19.	Curva de calibración del método DPPH <sup>•</sup> .....	111
Gráfico 20.	Comportamiento de diferentes concentraciones de ácido ascórbico en el tiempo frente al radical DPPH <sup>•</sup> .....	111
Gráfico 21.	Curva para determinar el EC <sub>50</sub> con diferentes concentraciones de ácido ascórbico .....	112
Gráfico 22.	Comportamiento de diferentes concentraciones de ácido gálico en el tiempo frente al radical DPPH <sup>•</sup> .....	112
Gráfico 23.	Curva para determinar el EC <sub>50</sub> con diferentes concentraciones de ácido gálico. .	113
Gráfico 24.	Comportamiento de diferentes concentraciones de trolox en el tiempo frente al radical DPPH <sup>•</sup> .....	113

Gráfico 25.	Curva para determinar el $EC_{50}$ con diferentes concentraciones de trolox .....	114
Gráfico 26.	Eficiencia antiradical de los extractos de papa nativa .....	117
Gráfico 27.	Gráfico de medias LSD de Fisher para eficiencia antiradical de los extractos de papa nativa .....	118

**LISTA DE FIGURAS**

	<b>Pág.</b>
Figura 1. Formas del tubérculo de papa nativa .....	35
Figura 2. Estructura del ABTS .....	48
Figura 3. Estructura del radical DPPH <sup>•</sup> .....	49

**LISTA DE IMÁGENES**

	<b>Pág.</b>
Imagen 1. Laboratorio de Investigación en Conservación y Calidad de Alimentos .....	54
Imagen 2. Recepción del material vegetal: variedad ratona morada y curiquinga.....	55
Imagen 3. Material vegetal después del proceso de selección y limpieza .....	55
Imagen 4. Obtención de cáscara y pulpa.....	56
Imagen 5. Liofilizador SCIENTZ - 18ND FREEZE DRYER .....	57
Imagen 6. Ultracongelador marca Dartico .....	57
Imagen 7. Balanza de humedad KERN MLB_N Versión 2.1. ....	58
Imagen 8. Molino de cuchillas IKA A11 BASIC .....	59
Imagen 9. Obtención de la cáscara de papa con el tamaño de partícula malla 80 .....	59
Imagen 10. Empaque a vacío de cáscara y pulpa de papa nativa.....	60
Imagen 11. Extracción convencional en planchas de agitación .....	62
Imagen 13. Extractos obtenidos por técnica convencional .....	63
Imagen 14. Ultrasonido Fisherbrand FB11205 .....	65
Imagen 15. Extractos obtenidos por ultrasonido.....	65
Imagen 16. Espectrofotómetro Genesis 10UV-Vis Scanning Thermo Fisher Scientific .....	68
Imagen 17. Soluciones patrón para la curva de calibración con ácido gálico.....	68
Imagen 18. Soluciones patrón para la curva de calibración con trolox.....	70
Imagen 19. Soluciones patrón para la curva de calibración DPPH' .....	70
Imagen 20. Cromatógrafo HPLC Waters .....	72

**LISTA DE ECUACIONES**

	<b>Pág.</b>
<b>Ecuación 1.</b> Porcentaje de DPPH <sup>•</sup> Remanente .....	71
<b>Ecuación 2.</b> Eficiencia antiradical .....	71

## LISTA DE ANEXOS

	<b>Pág.</b>
<b>Anexo 1.</b> Diagrama de flujo para proceso de liofilización de papa .....	143
<b>Anexo 2.</b> Diagrama de flujo para la obtención de los extractos a partir de dos variedades de papa nativa.....	144
<b>Anexo 3.</b> Procedimiento para la determinación de fenoles totales .....	145
<b>Anexo 4.</b> Metodología ABTS .....	146
<b>Anexo 5.</b> Metodología DPPH' .....	147
<b>Anexo 6.</b> Resultados análisis proximal de la variedad ratona morada.....	149
<b>Anexo 7.</b> Resultados análisis proximal de la variedad curiquinga .....	150
<b>Anexo 8.</b> Datos estadísticos de las pruebas bromatológicas .....	151
<b>Anexo 9.</b> Análisis de varianza para tipo de solvente por extracción convencional .....	154
<b>Anexo 10.</b> Datos obtenidos de fenoles totales en cáscara.....	156
<b>Anexo 11.</b> Análisis de varianza para extracción por ultrasonido en cáscara .....	162
<b>Anexo 12.</b> Datos obtenidos de fenoles totales en pulpa.....	166
<b>Anexo 13.</b> Análisis de varianza para extracción por ultrasonido en pulpa .....	172
<b>Anexo 14.</b> Análisis de varianza para el método <i>ABTS</i> .....	176
<b>Anexo 15.</b> Análisis de varianza para eficiencia antiradical por el método DPPH' .....	177
<b>Anexo 16.</b> Resultados del análisis cromatográfico en cáscara y pulpa de los extractos de papa nativa .....	178

**LISTA DE ABREVIATURAS**

<b>Abs:</b>	Absorbancia
<b>ABTS•+:</b>	2,2 azinobis-(3-etilbenzotiazolin 6-ácido sulfonato de amonio)
<b>AGE:</b>	Ácido gálico extraído
<b>BS:</b>	Base seca
<b>CC:</b>	Cáscara curiquina
<b>CCA:</b>	Cáscara curiquina Acetona
<b>CCC:</b>	Colección central de Colombia
<b>CCM:</b>	Cáscara curiquina Metanol
<b>CIP:</b>	Centro internacional de la papa
<b>CR:</b>	Cáscara ratona morada
<b>CRA:</b>	Cáscara ratona Acetona
<b>CRM:</b>	Cáscara ratona Metanol
<b>CV:</b>	Coefficiente de variación
<b>De:</b>	Desviación estándar
<b>DPPH•:</b>	2,2-difenil-1-picril-hidrazilo
<b>E%:</b>	Error porcentual promedio
<b>EA:</b>	Eficiencia antiradical
<b>EAM:</b>	Extracción acelerada con microondas
<b>EAU:</b>	Extracción asistida por ultrasonido
<b>EC<sub>50</sub>:</b>	Capacidad de inhibir al 50% el radical libre
<b>EFS:</b>	Extracción por fluidos supercríticos

<b>ENA:</b>	Encuesta nacional agropecuaria
<b>FT:</b>	Fenoles totales
<b>PC:</b>	Pulpa curiyinga
<b>PCA:</b>	Pulpa curiyinga Acetona
<b>PCM:</b>	Pulpa curiyinga Metanol
<b>PR:</b>	Pulpa ratona morada
<b>PRA:</b>	Pulpa ratona Acetona
<b>PRM:</b>	Pulpa ratona Metanol
<b>RMSE:</b>	Raíz cuadrada del error medio cuadrático
<b>ROS:</b>	Especies reactivas oxigénicas
<b>TEAC:</b>	Actividad antioxidante equivalente a trolox

## INTRODUCCIÓN

En Colombia existen muchas variedades de papa entre las que se encuentran las variedades comerciales (*Solanum tuberosum*) y las nativas, como la *Solanum tuberosum ssp. andigena* conocidas como “guatas” y *Solanum phureja* conocidas como “chauchas o criollas”. En Nariño se cultiva diversas especies de la papa nativa en pequeñas parcelas por familias campesinas y/o indígenas, las que se caracterizan por su alta diversidad en colores, formas, tamaños, textura y sabores, además de presentar características nutricionales benéficas para la salud. La mayor diversidad de papas nativas se cultivan en los municipios de Cumbal, Guachucal, Carlosama, Ipiales, Aldana y Túquerres.

Sin embargo, la diversidad en papas nativas ha ido disminuyendo debido a que la demanda nacional está centrada en el cultivo de variedades comerciales, a raíz de la falta de conocimiento existente acerca de las características y bondades tecnológicas y nutricionales de estos materiales, por lo cual solo se producen para autoconsumo a nivel de algunas comunidades campesinas. La anterior situación conlleva el desaprovechamiento de las variedades de papa nativa, algunas de las cuales, entre otros compuestos nutricionales, son ricas en compuestos con actividad antioxidante, lo que podría representar un potencial para su aprovechamiento en la industria alimentaria, generando valor agregado para estos productos.

Los compuestos antioxidantes se encuentran en casi todos los alimentos, sobre todo en las frutas y verduras, debido a su alto contenido de fenoles totales; muchas especies de papas nativas presentan pigmentaciones características que indican la presencia de estos compuestos, los cuales contribuyen a evitar que las células sufran oxidación, y de esta forma exista un equilibrio dentro del organismo que retrase la aparición de enfermedades degenerativas.

Bajo esta perspectiva la presente investigación tuvo como objetivo determinar el contenido de compuestos fenólicos y evaluar su capacidad antioxidante en extractos obtenidos por ultrasonido

de dos variedades de papa nativa (ratona morada y curiquinga) cultivadas en el departamento de Nariño.

# 1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN Y SU JUSTIFICACIÓN

## EN TÉRMINOS DE NECESIDADES Y PERTINENCIA

### 1.1 Descripción de la situación

Según Herrera & Rodríguez, (2012) la producción de papa (*Solanum tuberosum*) ha ido en aumento a nivel mundial, siendo el cuarto alimento más consumido después del trigo, el arroz y el maíz, ocupando un lugar muy importante en la dieta nutricional básica de los países en desarrollo (Espinal, Martínez, Pinzón, & Barrios, 2005). Este tubérculo tiene una gran capacidad de adaptación, lo cual ha contribuido al aumento en su producción (Fuentes et al., 2009); además posee características valiosas tanto culinarias como nutritivas por ser una fuente rica de carbohidratos, proteínas, fibra, potasio, vitaminas y minerales (Gómez et al., 2012; Vega, 2015).

Por otra parte la Encuesta Nacional Agropecuaria (ENA) reportó que para el año 2015 el cultivo de papa en área cosechada fue de 165.733 ha, así mismo en relación con los cultivos transitorios la papa ocupa el tercer lugar en área sembrada con una producción de 3 millones de toneladas al año (El Campesino, 2016). Según Gómez (2015) los departamentos con más producción en Colombia son Cundinamarca, Boyacá, Nariño, Antioquia y Santander, los cuales contribuyen a un 96% de la producción nacional, donde existen más de 90.000 familias que tienen como sustento el cultivo de papa (Finagro, 2015). Según Fedepapa (2017) Nariño cuenta con 118.985 ha cultivables, donde la mayor producción se concentra en los municipios de Ipiales, Pasto, Túquerres, Pupiales y Cuaspud.

En el país hay muchas variedades de papa como son la túquerreña o sabanera, parda pastusa, pastusa suprema, diacol capiro - R12, y aproximadamente más de 100 especies silvestres (SIPSA, 2013). Cabe señalar que existen dos tipos de papas nativas: la de la especie *Solanum tuberosum* ssp. *andigena* conocidas como “guatas” y las de *Solanum phureja* conocidas como “chauchas o criollas”, las cuales se han cultivado principalmente en la zona andina de América del Sur

(Navarro, Bolaños, & Lagos, 2010). Respecto a lo anterior Martínez (2015) reporta que las papas nativas son producto de la domesticación, selección y conservación, llevadas a cabo por comunidades indígenas y campesinas de los Andes, quienes las cultivaban por su resistencia a plagas, enfermedades, facilidad de adaptación y tolerancia a factores climáticos y de biodiversidad.

Segura (2014) recalca que las papas nativas se caracterizan por el alto contenido de material seco (24 - 35%), sabor agradable, textura harinosa, excelente calidad culinaria, buena capacidad de almacenamiento y por presentar tubérculos con formas y colores diversos tanto en la pulpa como en la cáscara, además por sus propiedades antioxidantes y su alto contenido de vitaminas y minerales.

Sumando a lo anterior, varios autores afirman que las papas nativas con pigmentación en pulpa y cáscara contienen compuestos fenólicos con propiedades antioxidantes, lo cual permite que las células no sufran oxidación y presenten un equilibrio en el proceso de óxido-reducción, esto ayuda a evitar enfermedades degenerativas dentro del organismo (Fuenzalida, 2008; Llanos, 2009). Estas especies de papa, especialmente las que tienen pigmentaciones rojas y moradas, presentan altos contenidos de sustancias antioxidantes, en comparación con las papas comerciales, esto representa una oportunidad para promover su aprovechamiento y consumo como fuente de compuestos benéficos para la salud (Brown, Wrolstad, Yang, & Clevidence, 2003).

Muchas poblaciones campesinas tienen conocimiento sobre el manejo del cultivo y la conservación de papas nativas, sin embargo, a lo largo del tiempo se han ido perdiendo paulatinamente estos conocimientos (Alvarez & Repo, 1999), debido a que la demanda nacional solo promueve el cultivo de papa comerciales y también a factores culturales, sociales y ambientales; de manera que las especies nativas solo se cultivan a pequeña escala para

autoconsumo, generando escasa comercialización a mercados locales y regionales (Quispe, 2013).

Conviene subrayar que la papa nativa sería una fuente importante de procesamiento agroindustrial como producto prometedor, puesto que se podría generar valor agregado aprovechando los cultivos para la agroindustria regional, teniendo en cuenta que el procesamiento agroindustrial es escaso en variedades nativas (Galindres & Linares, 2017).

Por otro lado Kuskoski, Asuero, Troncoso, Mancini, & Fett (2005) afirman que en el procesamiento de papa las pérdidas causadas por el pelado se encuentra entre un 15% y 40% en peso, cuando se aplican procedimientos como pelado al de vapor, abrasión o pelado manual. La cáscara generalmente se desecha como residuo sólido y en algunos casos es utilizada para alimentación animal sin ningún proceso de transformación (Radunz, 2003). Según Llanos (2009), las raíces y tubérculos aportan los requerimientos energéticos y nutritivos a más de 2.000 millones de personas en países en vía de desarrollo, pero es conveniente promover además del consumo de la pulpa de la papa, el consumo de su cáscara, ya que además de fibra y minerales contiene compuestos fitoquímicos con actividad antioxidante que resultan benéficos para la salud (Román, Garcia, Castillo, Sahagún, & Jiménez, 2014).

La gobernación de Nariño en su plan de desarrollo (2012 - 2015) aprobó la realización del proyecto MEJORAMIENTO TECNOLÓGICO Y PRODUCTIVO DEL SISTEMA DE PAPA EN EL DEPARTAMENTO DE NARIÑO, financiado por el Sistema General de Regalías, el cual tiene como uno de sus objetivos: evaluar operaciones y procesos agroindustriales en genotipos de papas nativas, mejoradas y de mayor área sembrada en Nariño, que conduzcan a su aprovechamiento integral, generen productos con alto valor agregado y minimicen los residuos del proceso tradicional (Gobernación de Nariño, 2013). En este contexto el presente proyecto busca dar mayor importancia a algunas variedades de papa nativa de la región, estudiando otras

sustancias de interés como es el contenido de compuestos fenólicos y su capacidad antioxidante, de acuerdo a diferentes metodologías desarrolladas por autores como Brand-Williams, Cuvelier, & Berset, 1995 y Re et al., 1999.

Según Gómez & López (2009) y Guntero, Longo, Ciparicci, Martini, & Andreatta (2015), la extracción asistida por ultrasonido es más eficiente que los métodos tradicionales, permitiendo que la superficie de contacto entre la fase sólida y líquida, produzca una ruptura de las paredes celulares, aumentando la transferencia de masa y mejorando el efecto de penetración del disolvente en el tejido vegetal durante la extracción, otra ventaja de este método es la notable reducción del tiempo de extracción respecto al método convencional.

### **Pregunta de investigación**

Todos los anteriores aspectos conducen al planteamiento de la siguiente pregunta de investigación:

¿Cuál es el contenido de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante presentes en los extractos obtenidos mediante ultrasonido de dos variedades de papa nativa (*Solanum phureja*), ratona morada y curiquinga?

## **1.2 Objetivos**

### **1.2.1 Objetivo general**

Determinar el contenido de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante de los extractos obtenidos por ultrasonido en dos variedades de papa nativa.

### **1.2.2 Objetivos específicos**

- Determinar algunos parámetros bromatológicos de dos variedades de papa nativa (*Solanum phureja*).
- Determinar el efecto de las condiciones de extracción asistida por ultrasonido sobre el

contenido de compuestos fenólicos a partir de cáscara de papa nativa (*Solanum phureja*).

- Evaluar la capacidad antiradical *in-vitro* de los extractos de cáscara de papa nativa (*Solanum phureja*) que hayan presentado mayor contenido de fenoles totales mediante los métodos de ABTS y DPPH.

## **2. HIPÓTESIS**

### **2.1 Hipótesis nula**

En la extracción asistida por ultrasonido las variables temperatura, frecuencia y tiempo no generan efecto significativo sobre el contenido de compuestos y la capacidad antioxidante de los extractos obtenidos de papa nativa.

### **2.2 Hipótesis alternativa**

En la extracción asistida por ultrasonido las variables temperatura, frecuencia y tiempo tienen efecto significativo sobre el contenido de compuestos y la capacidad antioxidante de los extractos obtenidos de papa nativa.

## 1. ESTADO DEL ARTE DE LA INVESTIGACIÓN

### 3.1 Generalidades de la papa (*Solanum tuberosum*)

El cultivo de papa en Colombia representa en promedio un 32% de la producción de los cultivos transitorios (Fedepapa, 2009), al ser el cuarto producto básico después del trigo, arroz y maíz; esto se debe a la gran capacidad de adaptación a los distintos climas y sistemas de cultivo que presenta este tubérculo, lo cual ha permitido el aumento en su producción y consumo (Espinal et al., 2005). La producción de papa en Colombia se realiza entre los 2.000 y 3.000 m.s.n.m, se cosecha dos veces al año y el 90% se lleva a cabo en terrenos de ladera mientras que solo el 10% se cultiva en suelos planos mecanizables (Fedepapa, 2004).

De acuerdo a Gómez (2014) en Colombia alrededor de 90.000 familias cultivan este producto y se generan cerca de 20 millones de jornales al año; las zonas de producción se distribuyen en 14 departamentos, siendo los principales Cundinamarca, Boyacá, Nariño, Antioquia y Santander (Gómez, 2015). La cosecha se realiza seis meses después de la siembra, posteriormente se hace una clasificación de los tubérculos y finalmente se empaca para su comercialización en fresco (Espinal et al., 2005).

Según Fedepapa (2015) durante el periodo 2010-2015 hubo un aumento del 13,88% del área sembrada en Nariño, pero a pesar de ser el departamento con más hectáreas sembradas fue la región con menor crecimiento de productividad 5,72%; en contraste con el departamento de Cundinamarca con un 38,61% de hectáreas sembradas y una productividad de 8,62%. Nariño se destaca en la producción de Pastusa Suprema, Diacol Capiro, ICA Única y Parda Pastusa, el 90% de la producción total se destina a consumo en fresco y el 10% restante se destina al procesamiento industrial en plantas ubicadas en el Valle del Cauca y Bogotá.

La cadena de valor de la papa en Colombia, está compuesta por los eslabones básicos del sector primario donde se encuentra papa fresca y papa para la siembra (semilla), donde existen

tratamientos de limpieza, clasificación y empaque para el consumo y finalmente el eslabón de la fabricación industrial que maneja papa procesada ya sea en harina, pellets, congelada, en trozos o conserva, cabe destacar que el sector primario es el motor de esta cadena ya que la mayor demanda del producto se encuentra en su estado fresco (Espinal et al., 2005).

### **3.2 Papa nativa (*Solanum phureja*)**

Segura (2014) afirma que las variedades nativas han sido cultivadas por agricultores precolombinos a partir de especies que crecían en estado silvestre, las primeras señales de cultivo de papa nativa fue a partir de 1560. El mismo autor asegura que en la zona andina existen numerosas papas nativas no comerciales, las cuales se han cultivado para autoconsumo con bajas áreas de siembra y muchas de ellas en peligro de extinción, estas han sido el alimento principal de muchas generaciones por su alto valor nutricional, agradable sabor y elevado contenido de sustancias antioxidantes naturales.

Alvarez & Repo (1999) manifiesta que las papas nativas a lo largo del tiempo han sido productos de domesticación, selección y conservación por parte de comunidades indígenas y campesinas en la zona andina, por su fácil adaptación y su resistencia a plagas y enfermedades.

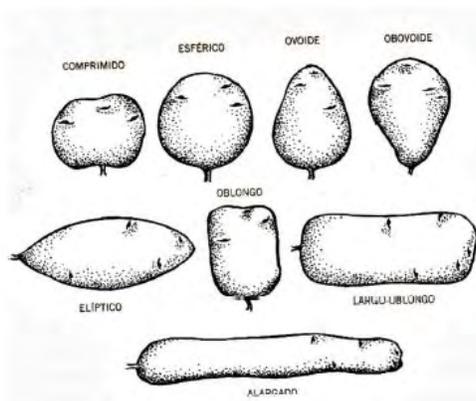
Piñeros (2009) informa que a nivel mundial existen cuatro bancos de germoplasma: Centro Internacional de la Papa (CIP) (Perú), Interregional Potato Project, Winsconsin (EUA), Commonwealth (Gran Bretaña) y Banco genético mancomunado Alemán – Holandés (Alemania), con más de 200 especies silvestres y alrededor de 4000 variedades nativas. En Colombia el Banco de Germoplasma Nacional y la Colección Central de Colombia (CCC) cuenta con 884 variedades nativas en evaluación de campo, de estas se han evaluado en laboratorio 842 de los grupos *Phureja*, *Chaucha*, *Tuberosum* y *Andígena* (Martínez, 2015).

Las variedades de papa nativa crecen extensamente en los Andes, desde el occidente de Venezuela hasta el centro de Bolivia, con un centro importante de diversidad localizado en el

departamento de Nariño, ubicado al suroeste de Colombia, sobre la frontera con el Ecuador, presenta alta diversidad geográfica y climática con diferentes altitudes de diversidad montañosa, además se considera como una de las regiones con mayor variedad de papas nativas en Colombia (Tinjacá & Rodríguez, 2015).

De acuerdo a Gómez (2000) y Huamán (2008) las papas nativas presentan diversas características morfológicas que las hacen diferenciarse entre sí, estas no tienen una forma estándar (Figura 1), presentan una infinidad de formas desde comprimidas, donde el eje mayor es el más corto, esféricas donde el contorno es casi circular, ovoide parecida a la sección longitudinal de un huevo, la parte más ancha está dentro del 1/3 de la distancia desde el extremo apical donde están los ojos, elíptico con aproximadamente el mismo ancho a distancias iguales desde los extremos que son ligeramente agudos, oblongo con un contorno casi rectangular que tiene los lados casi paralelos y las esquinas redondeadas, largo-oblongo, la proporción del largo y ancho deben ser cercanas a 2 cm, alargado, la proporción del largo y el ancho debe ser cercana a 3 cm.

**Figura 1. Formas del tubérculo de papa nativa**



Fuente: Huamán (2008)

En cuanto al color Contreras (1973) afirma que la papa nativa presenta una variedad de colores en la cáscara y pulpa, que van desde amarillas, blancas con pigmentos morados, rojos,

azules y otros que presentan una asociación entre dos colores como amarillo y rosado purpura o amarillo y purpura azulada.

### 3.2.1 Composición químico-nutricional

Según Cerón & López (2013); Llanos (2009) y Soto, Ruestra, & Meregildo (2014) la papa nativa (*Solanum phureja*) es fuente de proteínas, ya que tiene calorías proteínicas, rica en carbohidratos por su alto contenido de almidón, bajo nivel de azúcares reductores, además de vitaminas, fibra y minerales como potasio, fósforo y magnesio, como se muestra en la tabla 1.

**Tabla 1.**

#### *Composición químico nutricional de la papa nativa (Solanum phureja)*

Datos: (por 100 mL o g de porción comestible)			
<i>Componente</i>	<i>Cantidad</i>	<i>Componente</i>	<i>Cantidad</i>
Agua (g)	75,5	Sodio (mg)	
Proteínas (g)	2,5	Potasio (mg)	
Grasas (g)	0,1	Calcio (mg)	7,0
Cenizas (g)	1	Fosforo (mg)	54
Fibra dietética (g)		Hierro (mg)	0,6
Carbohidratos totales (g)	20,9	Zinc (mg)	
Carbohidratos disponibles (g)		Vitamina A (µg)	6,0
Energía (kCal)	95	β-caroteno (µg)	
Ácidos grasos saturados (g)		Tiamina (mg)	0,08
Ácidos grasos monoinsaturados (g)		Riboflavina (mg)	0,06
Ácidos grasos poliinsaturados (g)		Niacina (mg)	2,5
Colesterol (mg)		Vitamina C (mg)	15

Fuente: (Guerrero & Rivera, 2006)

Además las papas nativas contienen compuestos fenólicos entre los que se encuentran los polifenoles, fenoles monohídricos, cumarinas, flavonas, taninos y lignina, ácidos fenólicos como clorogénico, cafeico, protocatechuico y p-cumárico, que se identifican en papas de pulpa roja y purpura (Fuenzalida, 2008; Peña, 2015).

Brown (2005) y Brown et al. (2003) encontraron que las papas rojas contienen principalmente glucósidos acilados de pelargonidina y las papas púrpuras contienen glucósidos acilados de petunidina y pelargonidina, esto hace que las papas pigmentadas puedan aportar beneficios a la salud, ya que cuentan con actividad antioxidante debido al contenido de compuestos fenólicos aportados en la pulpa y cáscara.

### **3.2.2 Producción en el departamento de Nariño**

Colombia es considerado el primer productor mundial de papa criolla, de la cual se siembra alrededor de 8.000 hectáreas, especialmente en los departamentos de Cundinamarca, Nariño y Boyacá (tabla 2) y se cosechan cerca de 100 mil toneladas al año (Fedepapa, 2010; Galindres & Linares, 2017; Piñeros, 2009). Madroñero, Rosero, Rodríguez, Navia, & Benavides (2013) reportan que en el año 2009 el 10 % de la producción de papa en Nariño fue de variedad criolla, la cual se cultiva en los municipios de Córdoba, Gualmatán, Ipiales, El Encano, Pasto, Potosí, Pupiales y Túquerres, para un total de 2051 hectáreas cosechadas.

**Tabla 2.****Principales municipios productores de papa criolla en Colombia por departamentos**

<i>Departamento</i>	<i>Municipios</i>
Cundinamarca	Bojacá, Cajicá, Cáqueza, Chipaque, Choachí, Chocontá, El Rosal, Facatativá, Fosca, Granada, Guasca, Madrid, Mosquera, Pacho, Sibaté, Soacha, Subachoque, Suesca, Ubaque, Une, Villapinzón, Zipacón, Zipaquirá
Boyacá	Aquitania, Belén, Boyacá, Buenvista, Cerinza, Ciénaga, Cóbbita, Gachantiva, Jenesano, Monguít, Motavita, Paipa, Ramiriquí, Samacá, Santa Rosa de Viterbo, Siachoque, Sogamoso, Soracá, Turmequé, Toca, Tota, Tunja, Úmbita, Ventaquemada, Viracachá
Nariño	Catatumbo, Contadero, Córdoba, Cumbal, Gualmatán, Guachucal, Ipiales, La Victoria, Pasto, Potosí, Puerres, Pupiales, Santander, Túquerres
Antioquia	Abejorral, Carmen del Viboral, Granada, Guarne, La Unión, Marinilla, Santuario, San Vicente, Santa Rosa de Osos, Sonsón
Cauca	Jambaló, Puracé, Silvia, Sotorá, Toronto
Norte de Santander	Cácota, Opitaga, Mustiscua, Pamplona, Silos
Santander	Cerrito, Málaga, Sutará, Tona
Tolima	Murillo, Cajamarca, Santa Isabel, Roncesvalles

Fuente: Piñeros (2009)

**3.3 Fundamentos teóricos****3.3.1 Radicales libres**

Los radicales oxidantes o también llamados radicales libres son moléculas inestables las cuales

presentan un electrón desapareado en su último orbital (Cerón & López, 2013), estas características le permiten una alta reactividad con otros compuestos especialmente con ácidos grasos poliinsaturados (Zamora, 2007). Sin embargo cuando no se encuentran en pareja, estos radicales recorren el organismo intentando quitar un electrón de moléculas estables, con el fin de alcanzar su estabilidad electroquímica (Berber, Zengin, Aktumsek, Sanda, & Uysal, 2014).

Por otra parte al momento en que se logra estabilizar la molécula, la que le cede el electrón se convierte en otro radical libre, así iniciando una reacción en cadena que destruye células (Corrales & Ariza, 2012); aunque la vida de los radicales libres es de microsegundos tiene la gran capacidad de reaccionar con cualquier molécula que se le presente, provocando daños a las membranas celulares (Zamora, 2007).

La producción de radicales libres se debe al metabolismo de la célula, siendo el principal productor la mitocondria (Rodríguez, Menéndez, & Trujillo, 2001); igualmente existen otras fuentes que los generan como la exposición a compuestos químicos, estrés oxidativo, contaminación del aire, radiaciones ionizantes y no ionizantes, drogas, contaminación atmosférica, humo de cigarrillo entre otros, los cuales contiene hidrocarburos aromáticos polinucleares así como aldehídos que producen distintos tipos de radicales (Berber et al., 2014; Storino, Contreras, Rojano, Serrano, & Nouel, 2014).

Maldonado, Arango, & Rojano (2014) comentan que el organismo humano bajo condiciones normales de metabolismo fabrica radicales libres en cantidades moderadas para llevar a cabo determinadas funciones, una de ellas es utilizar células como armas para atacar virus y bacterias, pero cuando se generan en cantidades excesivas su energía producida puede dañar los tejidos.

Cerón & López (2013) y Zamora (2007) mencionan que la capacidad del radical libre para ejercer como agente oxidante se determina por factores como reactividad, especificidad, selectividad y difusibilidad; por lo demás estos se pueden encontrar en el interior o exterior de la

célula, dañando el tejido conjuntivo, proteínas, enzimas, lípidos, membranas celulares, fibras de colágeno, ADN y ARN lo que provoca la producción de enfermedades cardiovasculares y cerebrovasculares.

### **3.3.2 Estrés oxidativo**

El estrés oxidante ocurre cuando hay un desequilibrio en las células debido al aumento descontrolado de radicales libres o la disminución de antioxidantes (Zamora, 2007). Las especies reactivas oxigénicas (ROS) son productos del proceso metabólico, estas en condiciones fisiológicas normales son controladas por antioxidantes endógenos, pero al aumentar las ROS conducen al estrés oxidativo causando daños en lípidos, proteínas y ácidos nucleicos, para ello es necesario el consumo de compuestos fenólicos que permiten generar un alto potencial antioxidante, evitando así la producción de enfermedades (Maldonado et al., 2014).

Llacuna (2012) menciona que los antioxidantes endógenos como glutatión y la lisozima pueden evitar los efectos del estrés oxidante, pero este sistema puede ser retenido rápidamente por elevadas cantidades de radicales libres, pero el incremento en la concentración de antioxidantes ayudan a prevenir enfermedades degenerativas.

### **3.3.3 Compuestos antioxidantes**

El simple hecho de respirar provoca la generación de radicales libres, para esto es necesario compuestos que impidan o neutralicen su formación, para ello los antioxidantes son compuestos que pueden retardar o inhibir la oxidación de radicales libres y se dividen como sintéticos y naturales (Alvarez et al., 2008). Los antioxidantes pueden ser exógenos o endógenos, los primeros son aportados principalmente por los alimentos, y los endógenos son producidos por el organismo como un mecanismo de defensa intrínseco como las enzimas y coenzimas, súperoxido, catalasa, peroxidasas GSH y ácido úrico (Patiño & Chaves, 2014).

Los tipos de compuestos antioxidantes son:

**Sintéticos:** son compuestos de estructuras fenólicas con varios grados de sustitución alquílica, como el butilhidroxianisol (BHA), butilhidroxitolueno (BHT), butilhidroxiquinona terciaria (TBHU) y los ésteres de ácido gálico, como el galato de propilo (PG) (Ceballos & Coral, 2012).

**Naturales:** se encuentran en las plantas, microorganismos y hongos, los principales son compuestos fenólicos (tocoferoles, flavonoides y ácidos fenólicos), compuestos nitrogenados (aminoácidos y aminas) y carotenoides (Ceballos & Coral, 2012; Ramos, Castañeda, & Ibañez, 2008).

Según Orjuela (2015) la clasificación de los antioxidantes es:

**Antioxidantes primarios:** estos previenen la formación de nuevas especies reactivas de oxígeno, ya que las convierte en moléculas menos perjudiciales antes de reaccionar, o evitando su producción a partir de otras moléculas, en este grupo se destaca la enzima glutatión peroxidasa (GPx), catalasa y superóxido dismutasa (SOD).

**Antioxidantes secundarios:** los antioxidantes secundarios capturan los radicales y evitan las reacciones en cadena, entre estos se encuentran la vitamina E, C,  $\beta$ -caroteno y sustancias endógenas con capacidad antioxidante, la vitamina E pertenece a los antioxidantes liposolubles.

**Antioxidantes terciarios:** son los encargados de la reparación de las biomoléculas dañadas, en este grupo se incluyen las enzimas endonucleasa apurínica / apirimidínica y polimerasa  $\beta$ , reparadoras del ADN y la metionina sulfóxido reductasa.

### 3.3.4 Compuestos fenólicos

Estos constituyen un amplio grupo de sustancias químicas, presenta diferentes estructuras por esta razón existen cerca de 8.000 compuestos (Cerón & López, 2013). Según Krupyanskii et al. (2012) y Trejo & Pascual (2016) los polifenoles son un grupo de compuestos los cuales se encuentran en la naturaleza, estos poseen anillos aromáticos con sustituyentes hidroxilos, estos compuestos en su mayoría cuentan con potentes antioxidantes debido a su estructura química

(donador de H<sup>+</sup> o electrones) y son necesarios para el funcionamiento de las células vegetales, que normalmente se encuentran en frutas y verduras.

Sus principales funciones en las células vegetales es actuar como metabolitos esenciales para el crecimiento y reproducción de las plantas, también se caracterizan por ser agentes protectores ante patógenos como mecanismos de defensa contra infecciones (Casazza, Aliakbarian, Mantegna, & Cravotto, 2010; Jiménez & Villarreal, 2008).

Para Brown (2005) la actividad antioxidante de los compuestos fenólicos se han relacionado a sus características químicas como: la capacidad de donación de protones del hidroxilo fenólico, la capacidad de deslocalizar y estabilizar electrones desapareados por resonancia en el anillo aromático, bajo potencial de oxidación, alta capacidad de quelación de metales y fácil interacción con moléculas oxidables.

Pueden encontrarse 2 grupos principales: los no flavonoides y los flavonoides o polifenoles (Echavarría, Franco, & Martínez, 2009).

**No Flavonoides:** donde se encuentran los ácidos fenólicos los cuales forman aproximadamente un tercio de los compuestos fenólicos en alimentos vegetales y son los derivados del ácido hidroxibenzoico e hidroxicinámico, dentro de este último se pueden encontrar los ácidos cafeico, ferúlico, p-cumárico y sináptico (Patiño & Chaves, 2014; Zavaleta, Muñoz, Blanco, Alvarado, & Loja, 2005).

**Flavonoides:** son sustancias fenólicas que se han aislado de una amplia variedad de plantas vasculares, actuando en ellas como antioxidantes, antimicrobiales, foto-receptores, atrayentes visuales, repelentes a depredadores y como protectores contra la luz (Jiménez & Villarreal, 2008). Entre los beneficios encontrados están: efectos antialérgicos, antivirales, antiinflamatorios y algunos son reconocidos por su aplicación como colorantes naturales como amarillo, naranja, rojo, violeta y azul especialmente en hojas, flores y frutos (Enríquez, 2014). Entre la clasificación

de los flavonoides en función de las características estructurales están flavanos, flavonas, flavonoles, antocianidinas (Mosquera, 2016).

### 3.3.5 Liofilización

Varios autores como Muñoz (2012) y Vásquez (2012) afirman que la liofilización es una modalidad de secado utilizada principalmente para materiales vegetales previamente congelados, el método consiste en eliminar agua por sublimación es decir pasar de solido a vapor; se debe trabajar a una presión y temperatura por debajo del punto triple a 4,58 Torr y 0,008 °C ya que por debajo de esta no existe fase líquida ocurriendo la deshidratación.

Este proceso se desarrolló con el fin de reducir las pérdidas de los compuestos responsables del sabor y el aroma en los alimentos, los cuales se afectan notoriamente en los métodos convencionales de secado, de esta forma los productos liofilizados presentan una excelente calidad; esto se debe principalmente a la cantidad de agua removida, la retención de materiales volátiles y la rigidez del material (Martinez, 2008).

Comparado con otros procesos de deshidratación, la liofilización es un proceso significativamente costoso, ya que los productos pueden costar cinco veces más que los productos deshidratados convencionalmente, por otra parte los productos liofilizados se rehidratan fácilmente y esto hace que el producto final se deba almacenar en un lugar seco exento de humedad (Vásquez, 2012).

Ayala, Serna, & Mosquera (2010) y Muñoz (2012) citan que el proceso de liofilización consta de cuatro etapas principales: pretratamiento, congelación, secado primario y secado secundario.

**Pre-tratamiento:** depende del material que se va a liofilizar, ya que hay materiales que necesitan películas protectoras, esto permite que en la sublimación las moléculas de agua salgan fácilmente, optimizando así el proceso de liofilización.

**Congelación:** esta etapa es muy importante ya que el número y tamaño de cristales de hielo

dependen de la velocidad de congelación, puesto que una rápida velocidad de congelación conserva el alimento, pero produce cristales pequeños lo cual dificulta el retiro del vapor de agua, por esta razón es necesario controlar el crecimiento de cristales en la congelación.

**Secado primario:** en esta etapa es donde mayor agua se retira debido a que el agua libre pasa a vapor, se deben modificar parámetros como temperatura, presión y tiempo ya que están relacionados.

**Secado secundario:** en esta etapa se elimina las últimas partes de vapor de agua, donde se evapora el agua no congelada que está ligada al producto, para este proceso se utiliza una temperatura inferior a la de la desnaturalización del producto logrando humedades del 1%.

### **3.3.6 Métodos de extracción de compuestos fenólicos**

La extracción de compuestos bioactivos a partir de fuentes vegetales con la ayuda de solventes, es una operación que se aplica en muchos procesos industriales para la recuperación de compuestos de interés, especialmente en la industria farmacéutica y de alimentos; pero a medida que el interés va en aumento es necesario implementar otros métodos de extracción más eficientes, menos contaminantes y con el máximo rendimiento, en un periodo de tiempo corto y a bajo costo, se pueden destacar la extracción acelerada con microondas (EAM), extracción con fluidos supercríticos (EFS) y la extracción asistida por ultrasonido (EAU) (Porto, 2015).

#### **3.3.6.1 Extracción líquido-líquido**

Es un método muy útil para separar componentes de una mezcla, la eficiencia depende de la diferencia de solubilidad del compuesto a extraer en dos disolventes diferentes, en situaciones donde existen mezclas con puntos ebullición muy cercana o bien sustancias termolábiles, en otras palabras sufren degradación por el calor. Los disolventes seleccionados deberán presentar baja miscibilidad con la corriente acuosa en la que inicialmente se encuentran los compuestos de interés (Ingeniería Farmacéutica, 2012).

### **3.3.6.2 Extracción sólido-líquido**

En este método también llamado lixiviación, se lleva a cabo la extracción haciendo contacto íntimo entre las dos fases hasta conseguir la transferencia de soluto de la mezcla original al disolvente, cuando se finaliza la etapa de transferencia de masa se procede a la separación de las fases, obteniéndose una mezcla de disolvente/soluto llamada “*extracto*” y una mezcla de la que se ha extraído el soluto denominada “*refinado*”, que estará formada por la fase sólida inerte con una parte de la disolución retenida (Geankoplis, 1993).

### **3.3.6.3 Extracción asistida por microondas**

Es una alternativa amigable con el ambiente, es de interés para la extracción de compuestos a escala laboratorio, es más eficaz y económico que otros métodos antes nombrados, ya que tienen mayores rendimientos, el tiempo y consumo de solvente es menor en comparación a la extracción convencional, el método consiste en la capacidad de producir cambios en la rotación molecular y en la movilidad iónica de medio sin alterar la muestra (Patiño & Chaves, 2014).

### **3.3.6.4 Extracción asistida por ultrasonido**

Es una de las herramientas más utilizadas para evitar los problemas presentados con las técnicas de extracción convencional, usando vibraciones mecánicas en frecuencias superiores al rango audible para el oído humano (1-16 kHz) (Gómez & López, 2009). Se aplican frecuencias en un medio líquido, de esta forma se generan ciclos de expansión formando presiones negativas y burbujas que crecen y colapsan, dando lugar al fenómeno de mecánica de fluidos conocido como cavitación, cuando dichas burbujas colapsan en algún punto del proceso, no puede absorber la energía del ultrasonido de forma eficiente, por lo que implosionan y se genera una rápida compresión de gases, produciendo un aumento de temperatura y presión, pero no hay cambios drásticos en las condiciones ambientales del mismo (Londoño, 2010). Además cuando se analiza una muestra vegetal, el líquido se expande a altas velocidades, ocasionando fuertes impactos

sobre la superficie sólida, lo que permite la penetración del solvente en la superficie del material vegetal y la liberación de productos intracelulares por rotura de las paredes de la célula (Luque & Luque, 2003).

### **3.3.7 Capacidad antioxidante**

Las reacciones químicas de los radicales libres se dan constantemente en las células del cuerpo y en condiciones moderadas son necesarias para la salud pero debe ser controladas con una protección antioxidante, además la capacidad antioxidante celular está dada por mecanismos a través de los cuales la célula anula la reactividad y/o inhibe la generación de radicales libres (Enríquez, 2014).

De acuerdo a Mosquera (2016) una de las técnicas más aplicadas para evaluar la actividad antioxidante de un alimento consiste en establecer su comportamiento frente a sustancias de naturaleza radical, de esta forma la pérdida de color ocurre de forma proporcional con la concentración. Sin embargo, las determinaciones de la capacidad antioxidante realizadas in vitro muestran tan solo una idea aproximada de lo que sucede en situaciones complejas in vivo, ya que este último ensayo puede presentar algunos inconvenientes, porque no se sabe dónde va actuar específicamente cualquier compuesto antioxidante (Echavarría et al., 2009).

Según Londoño et al. (2010) es necesario distinguir entre actividad estabilizadora de radicales libres o antiradicalaria y actividad antioxidante, la primera está determinada completamente por la reactividad de un antioxidante frente a radicales libres, lo cual puede ser caracterizado por la velocidad de esa reacción; la segunda mide la capacidad para retardar la degradación oxidativa; en particular algunos compuestos fenólicos sintéticos presentan alta reactividad frente a radicales libres, pero muestran moderada actividad antioxidante.

### **3.3.8 Métodos para la determinación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante**

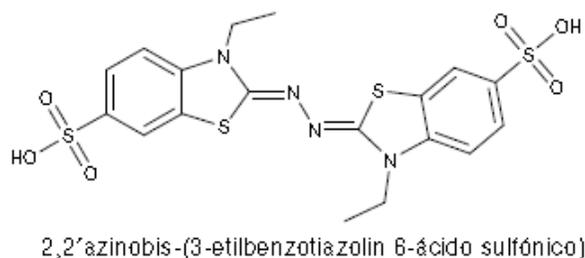
#### **3.3.8.1 Método de Folin Ciocalteu**

Se utiliza para medir compuestos fenólicos totales en compuestos vegetales, el método fue desarrollado por Folin y Ciocalteu en 1927. Consiste en someter la muestra a la acción del reactivo de Folin-Ciocalteu el cual está formado por la mezcla de ácido fosfotúngstico ( $H_3HW_{12}O_{40}$ ) y ácido fosfomolibdico ( $H_3PMO_{12}O_{40}$ ), los compuestos fenólicos se reducen generando una mezcla de óxidos azules de wolframio ( $W_8O_{23}$ ) y molibdeno ( $Mo_8O_{23}$ ) (Jiménez & Villarreal, 2008), que se puede determinar espectrofotométricamente a 765 nm, siendo este el máximo de absorción, cuando se reduce por los grupos fenólicos después de 2 horas da lugar a un complejo de color azul intenso, cuya intensidad es la que se mide para evaluar el contenido en polifenoles. Las lecturas de este ensayo se cuantifican en base a una curva de calibración con un patrón de ácido gálico (Isaza, Veloza, Guevara, Ávila, & Díaz, 2005).

Autores como García, Fernández, & Fuentes (2015) y Kuskoski et al. (2005) mencionan que los compuestos polifenólicos tienen efectos beneficiosos sobre la salud y sobre la calidad de los alimentos que los contienen, siendo responsables de algunas propiedades sensoriales como color y sabor, ya que las frutas y verduras contienen micronutrientes esenciales tales como minerales, fibras y vitaminas, aportando varios componentes metabólicos secundarios de naturaleza fenólica llamados polifenoles, presentando alta capacidad de captar radicales libres causantes del estrés oxidativo, lo que justifica muchos de sus beneficios.

#### **3.3.8.2 Método ABTS**

Se basa en la formación del catión radical libre  $ABTS^{+\cdot}$  (2,2'-azinobis - (3 - etil benzotiazolin - 6 - sulfonato de amonio) con persulfato de potasio (Figura 2), la ventaja del radical es su estabilidad cuando se encuentra en refrigeración y fuera de la luz (Jiménez & Villarreal, 2008).

**Figura 2. Estructura del ABTS**

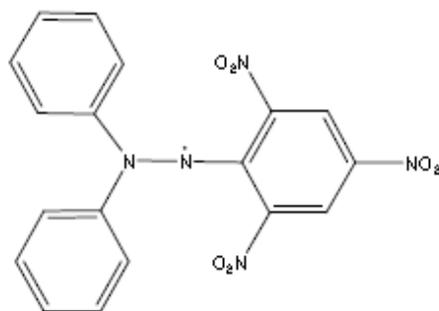
Fuente: Jiménez & Villarreal (2008)

El  $ABTS^{*+}$  presenta una buena estabilidad a ciertas condiciones, es un radical que se lo puede obtener tras una reacción que puede ser química, enzimática o electrónica, ha sido ampliamente usado en materiales biológicos, compuestos puros o extractos de plantas de naturaleza hidrófila; presenta máximos de absorbancia a 414, 654, 754 y 815 nm en medio alcohólico (Kuskoski et al., 2005).

Jimenez & Villarreal (2008) y Re et al. (1999), mencionan que este método expresa los resultados de acuerdo a la capacidad del antioxidante para ceder un hidrogeno y estabilizar el radical  $ABTS^{*+}$ , la decoloración que se presenta en la reacción, se compara con la decoloración de un antioxidante llamado trolox a través de una curva de calibración, por esta razón los resultados se expresan como capacidad antioxidante en equivalentes de trolox.

### 3.3.8.3 Método DPPH

El método  $DPPH^{\bullet}$  fue propuesto por primera vez por Brand-Williams et al. (1995) y desarrollado para diferentes antioxidantes por Sánchez-Moreno, Larrauri, & Saura-Calixto en (1998), utilizando el radical libre 2,2-difenil-1-picril-hidrazilo el cual arroja una coloración violeta (Figura 3).

**Figura 3. Estructura del radical DPPH•**

Fuente: Cerón & López (2013)

Cuando se incorpora un compuesto antioxidante al radical libre, este tiene la capacidad de donar un protón, lo cual hace producir una decoloración, este cambio de color es signo de que el radical DPPH• ha sido estabilizado o que el antioxidante ha perdido su capacidad, pasando de una coloración violeta a un amarillo pálido; la lectura máxima de absorción en solución metanólica es a 515 nm (Jiménez & Villarreal, 2008).

Este método tiene una excelente estabilidad debido a que presenta un radical libre que se puede obtener directamente sin una activación previa. Con los datos de absorbancia a diferentes concentraciones utilizadas de antioxidantes se puede calcular la concentración del radical presente en la reacción y también la cantidad de DPPH• remanente, con sus respectivas ecuaciones (Cerón & López, 2013).

El procedimiento original ha sido modificado por varios autores, entre ellos Sánchez et al. (1998), para medir los parámetros cinéticos de diferentes antioxidantes comerciales como ácido ascórbico, ácido gálico, ácido tánico, ácido felúrico entre otros; también para reportar los resultados de la concentración necesaria para disminuir al 50% de la concentración inicial  $EC_{50}$  y el tiempo necesario para alcanzar esta concentración  $t_{EC_{50}}$  (Uribe, 2010). Para el  $EC_{50}$  cuanto más pronunciada sea la pendiente, más baja es la cantidad de antioxidante necesario para disminuir en un 50% la concentración inicial DPPH•, dicho parámetro es utilizado para medir la potencia del

antioxidante, pero no tiene en cuenta el tiempo de reacción (Cerón & López, 2013), este patrón se analiza gráficamente.

### **3.3.9 Cromatografía de líquidos – espectrometría de masas**

Según Toribio (2003) y UNAM (2007) la cromatografía de líquidos es la técnica de separación más comúnmente utilizada puesto que maneja dos fases, de tal manera que mientras una permanece estacionaria dentro del sistema (fase estacionaria), la otra se desplaza a lo largo de él (fase móvil); esto depende de la velocidad con la que se mueve cada sustancia y su afinidad relativa por ambas fases (equilibrio de distribución).

La cromatografía de alta eficiencia (HPLC) es una técnica de análisis químico ampliamente utilizada, esta permite separar físicamente y cuantitativamente los diferentes componentes de una solución por la absorción selectiva de los constituyentes de una mezcla.

#### **Estado de desarrollo e innovación**

Soto et al. (2014) determinaron la capacidad antioxidante in-vitro de cuatro variedades de papa: amarilla, huevo de indio, canchan serrana y aceituna (*Solanum tuberosum L.*) de tres formas cocida, cruda con y sin cáscara frente al radical DPPH<sup>•</sup>, dando como resultados que la variedad aceituna cruda con cáscara presentó la mayor capacidad antioxidante a una concentración de 60 mg/mL con un porcentaje de inhibición de 74,72% y un IC<sub>50</sub> de 1,70% constituyéndose como una fuente alimenticia con potencial antioxidante u otros usos en la industria.

Cerón & López (2013), encontraron que hay un mayor contenido de fenoles y capacidad antioxidante cuando se realiza la extracción con metanol HPLC en cáscara de tres variedades de papa (Diacol Capiro, Parda Pastusa y Roja Nariño), en la investigación los extractos metanólicos de la variedad Diacol Capiro (DM) mostraron un mayor contenido de compuestos fenólicos con 652,90 mg AGE/ 100 g de cáscara de papa seca, en cuanto a su capacidad antioxidante fue de

0,0928 mmol trolox/ g de cáscara de papa seca, además se obtuvo un valor de  $EC_{50}$  de 26,906 g cáscara de papa seca/L; con respecto al tamaño de partícula y tiempo de contacto para la extracción convencional se logró una mejor obtención de compuestos antioxidantes al trabajar con el tamiz 60 (0,335 mm) y un tiempo de contacto de 24 horas.

Patiño & Chaves (2014), implementaron la extracción asistida por microondas (EAM) permitiendo una mayor eficiencia al proceso de extracción, para la evaluación de actividad antioxidante (ABTS) en cáscara de la variedad Diacol Capiro siendo fuente de ácidos fenólicos, donde analizaron los mejores parámetros como tipo de solvente, tamaño de partícula, potencia del microondas y tiempo de contacto para su extracción. Los resultados indicaron mejores valores de actividad antioxidante y fenoles totales con las variables de etanol 50%, potencia 300 W, tamaño de partícula de 0,508 mm y tiempo de extracción de 7,8 minutos, los valores óptimos de fenoles totales fueron de 7,632 mg de AGE/ g cáscara de papa seca y actividad antioxidante 0,0984 mmol trolox/g de cáscara de papa seca.

Llanos (2009) evaluó la capacidad antioxidante de papa (*Solanum tuberosum*) blanca, amarilla y rosada, con y sin cáscara por el método DPPH, se obtuvieron como resultados que la capacidad antioxidante de la papa blanca con cáscara resultó más alta, inhibiendo el 46% de la formación de los radicales libres, a comparación de la variedad amarilla con cáscara y rosada con cáscara, aunque las tres variedades lograron inhibir en mayor proporción la formación de radiales libres. Sus conclusiones fueron que la papa blanca con cáscara y la papa amarilla sin cáscara tienen una mayor acción antioxidante.

Peña (2015) determinaron la capacidad antioxidante y metabolitos secundarios en extractos de *Solanum tuberosum* grupo *Phureja* después de ser sometidos a un proceso de cocción en agua hirviendo, en este trabajo se evaluó el contenido de fenoles totales, flavonoides totales, los ácidos hidroxicinámicos: clorogénico, cripto-clorogénico, neo-clorogénico y cafeico, además de la

actividad antioxidante por los métodos ABTS, FRAP, DPPH y estrés oxidativo en levaduras, en diez variedades de papa cultivadas en Colombia. Como resultados se obtuvo que la variedad criolla dorada mostró el mayor contenido de fenoles totales (556 mg AG en base seca) y la mayor actividad antioxidante por ABTS (54,6  $\mu\text{mol}$  trolox/g BS), mientras que la actividad antioxidante para papa criolla ocarina por DPPH fue de 35,44  $\mu\text{mol}$  trolox/g BS. Una de sus conclusiones fue que los compuestos fenólicos presentes en la papa presentan actividad antioxidante hidrofílica, estos compuestos pueden actuar en mecanismos como la captación de radicales libres (ABTS y FRAP) o en la transferencia de electrones (FRAP).

Al-Weshahy, El-Nokety, Bakhete, & Rao (2013), evaluaron la estabilidad de polifenoles y su actividad antioxidante durante el almacenamiento en la cáscara de dos variedades de papa (Penta y Marcy), las cuales presentaban 2,4 y 1,14 mg/g BS de cáscara, respectivamente. Estas fueron almacenadas por 0; 2; 4 y 8 semanas a una temperatura de -20,4 y 25 °C. Se observó que la temperatura máxima de 25 °C causa la disminución de los niveles de compuestos polifenólicos en el tiempo, por lo tanto a -20 °C los niveles de polifenoles se conservan en el tiempo.

Rodriguez, Hadley, & Holm (1994), en su estudio de estabilidad y actividad antioxidante con cáscara de papa como desecho, obtuvieron como resultado principal que las muestras liofilizadas no cambian su actividad antioxidante en el tiempo desde el día 0 hasta el día 15, estén almacenados a temperaturas de 4 °C o 25°C, estos se mantienen.

Feng, et al. (2015) realizó un estudio de extracción asistida por ultrasonido y purificación de compuestos fenólicos de la corteza de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en la cual se estudiaron variables como: concentración del disolvente, temperatura del ultrasonido, tiempo de extracción y relación solido líquido, dando como resultados que las condiciones óptimas de estudio fueron: concentración de disolvente 52,19 mL/100 mL, temperatura de ultrasonido 61,54°C y tiempo de extracción 31,3 minutos, generando 8,67 g /100 g en peso seco

de compuestos fenólicos. Además el contenido total de fenoles presentó buenas correlaciones con las actividades antioxidantes. Se concluyó que la concentración del disolvente y la temperatura son los factores más significativos, pudiendo decir que las cáscaras de caña de azúcar podrían ser una buena fuente comercial de ácido gálico, ácido clorogénico y ácido ferúlico con alta capacidad antioxidante.

Deng et al. (2017), realizaron una evaluación comparativa en maceración y extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos de aceitunas frescas, donde se optimizaron y se investigaron los principales compuestos fenólicos y actividad antioxidante. Los mejores resultados obtenidos para la extracción asistida por ultrasonido fueron a condiciones de relación líquido-sólido 22 mL/g, temperatura de 47 °C y tiempo 30 min, obteniendo 7,01 mg/g de rendimiento, mientras que en la extracción por maceración las mejores condiciones fueron 24 mL/ g de relación líquido-sólido, 50 °C y 4,7 horas, con 5,18 mg/g de rendimiento. El análisis de HPLC mostró que los extractos de ultrasonido y maceración poseen 14 compuestos fenólicos principales y los extractos obtenidos por ultrasonido mostraron más cantidad de fenoles totales que los obtenidos por maceración, ambos extractos mostraron una excelente actividad antioxidante.

## 4. METODOLOGÍA

### 4.1 Localización

La investigación se realizó en el Laboratorio de Investigación en Conservación y Calidad de alimentos (Imagen 1) de la Facultad de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad de Nariño sede Torobajo, Pasto (Nariño), localizada a 2.527 m.s.n.m., con una temperatura promedio de 14 °C y una humedad relativa de 70%.

#### Imagen 1. Laboratorio de Investigación en Conservación y Calidad de Alimentos



Fuente: Este estudio

### 4.2 Material vegetal experimental

Se utilizaron tubérculos frescos de papa nativa (*Solanum phureja*) de las variedades ratona morada y curiquinga, obtenidos de las parcelas experimentales del proyecto “Mejoramiento tecnológico y productivo del sistema papa en el departamento de Nariño”. Los materiales fueron recolectados en los terrenos del Centro de Investigación Obonuco de CORPOICA ubicado a 5 Km de la ciudad de Pasto, a una altura de 2.800 m.s.n.m., con una temperatura promedio de 12 °C, Latitud 1° 12`y Longitud 77° 18`, precipitación pluvial promedio anual de 982,7 milímetros y humedad relativa del 87% (Charfuelan & Rincon, 2014).

### 4.3 Acondicionamiento de materia prima

#### 4.3.1. Recepción, selección y limpieza.

El material vegetal fue lavado con agua potable con la ayuda de esponjillas y se separó el material que presentó magulladuras o daños por plagas. (Imagen 2 y 3)

#### Imagen 2. Recepción del material vegetal: variedad ratona morada y curiyinga



Fuente: Este estudio

#### Imagen 3. Material vegetal después del proceso de selección y limpieza



Fuente: Este estudio

#### 4.3.2. Pelado y troceado

se realizó un pelado manual para la obtención de la cáscara y pulpa por separado. El troceado de la pulpa se hizo en cubos de 1 x 1 x 1 cm aproximadamente para facilitar el proceso de liofilización, como se representa en la imagen 4.

**Imagen 4. Obtención de cáscara y pulpa**

Fuente: Este estudio

**4.3.3. Liofilización**

se realizó en el equipo SCIENTZ-18ND FREEZE DRYER (imagen 5), ubicado en el laboratorio de investigación. Las muestras de papa de ambas variedades se congelaron en un ultracongelador marca Dartico (imagen 6), a  $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$  por un tiempo de 2 horas, luego se pasaron a los platos del liofilizador, donde se realizó el proceso de secado en las condiciones que figuran en el anexo 1. La humedad de las muestras tras el secado estuvo entre 4 – 9 %, estos datos se tomaron los datos de la balanza de humedad KERN MLB\_N Version 2.1. (Imagen 7)

**Imagen 5. Liofilizador SCIENTZ - 18ND FREEZE DRYER**



Fuente: Este estudio

**Imagen 6. Ultracongelador marca Dartico**



Fuente: Este estudio

**Imagen 7. Balanza de humedad KERN MLB\_N Versión 2.1.**

Fuente: Este estudio

#### **4.3.4 Molido y tamizado**

Las muestras liofilizadas fueron molidas en un molino de cuchillos marca IKA A11 BASIC (imagen 8), del laboratorio de investigación de la Universidad de Nariño. El material fue tamizado utilizando una tamizadora modelo PS-35 serie 1182 de Planta Piloto, malla 80 para con un tamaño de partícula de 0.228 mm (imagen 9).

**Imagen 8. Molino de cuchillas IKA A11 BASIC**



Fuente: Este estudio

**Imagen 9. Obtención de la cáscara de papa con el tamaño de partícula malla 80**



Fuente: Este estudio

#### **4.3.5. Empaque y almacenamiento**

El material se empacó en bolsas plásticas que se sellaron herméticamente a vacío y se almacenaron en un lugar protegido de la luz a temperatura ambiente hasta su análisis, como se muestra en la imagen 10.

**Imagen 10. Empaque a vacío de cáscara y pulpa de papa nativa**

Fuente: Este estudio

**4.3.6 Determinación de algunos parámetros bromatológicos o análisis químico proximal de las dos variedades de papa nativa (*Solanum phureja*)**

La caracterización químico proximal del material fresco se realizó mediante métodos descritos para el análisis químico de alimentos del Laboratorio de Bromatología de la Universidad de Nariño, basado en las técnicas de la AOAC (Cuniff, 1997) y las metodologías de análisis de alimentos propuestas por (Bernal, 1998), según las técnicas de la tabla 3. Cada muestra se constituyó por  $500 \text{ g} \pm 0,001 \text{ g}$  de papa y se enviaron para su análisis en un periodo no mayor a las 24 h posterior a su cosecha. Los reactivos que se utilizaron fueron de grado analítico.

**Tabla 3.****Técnicas usadas para el análisis químico proximal y de minerales**

<i>Parámetro</i>	<i>Método</i>	<i>Técnica</i>
Humedad	Secado estufa	Gravimétrica
Materia seca	Secado estufa	Gravimétrica
Ceniza	Incineración mufla	Gravimétrica
Extracto etéreo	Extracción Soxhlet	Gravimétrica
Fibra cruda	Digestión acida – básica	Gravimétrica
Proteína	Kjeldahl (N*6.25)	Titulométrica
Extracto No Nitrogenado	Cálculo matemático	Cálculo matemático
Calcio	Oxidación húmeda, EAA	Espectrofotométrica
Hierro	Oxidación húmeda, EAA	Espectrofotométrica

Fuente: (Bernal, 1998)

#### **4.3.7 Análisis estadístico**

Los resultados del análisis bromatológico se expresaron como la media más o menos la desviación estándar y fueron analizados estadísticamente con el programa Statgraphics Centurion © versión XVI. Para identificar si existen diferencias significativas entre las medias de los valores, se efectuó el análisis de varianza y, en caso de existir diferencias, se utilizó la prueba de rangos múltiples a través del método LSD de Fisher a un 5 % de nivel de significancia para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras.

#### **Determinación de las condiciones más eficientes para la extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos con actividad antioxidante a partir de cáscara de papa nativa (*Solanum phureja*)**

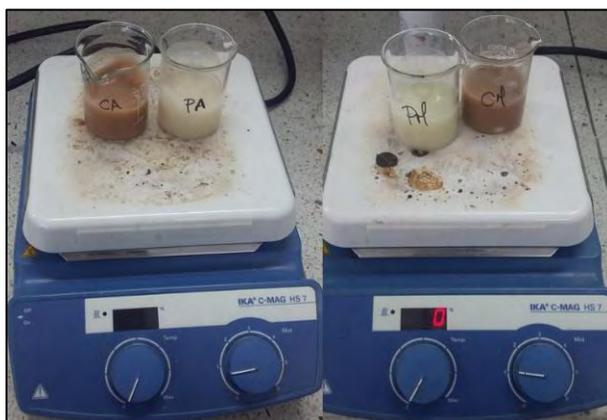
Se realizaron dos diseños experimentales, en el primero se hizo una extracción convencional

con el fin de elegir el mejor solvente de extracción, una vez elegido este se pasó a realizar el segundo diseño con la extracción asistida por ultrasonido, para luego hacer la determinación de compuestos fenólicos por el método de Folin Ciocalteu.

#### 4.3.8. Extracción convencional con solventes

para realizar la extracción de los compuestos fenólicos presentes en el material vegetal seco de papa, se prepararon soluciones al 5% p/v con cascara de papa y los solventes metanol y acetona al 70% de concentración. Para la preparación de las soluciones se empleó una balanza analítica (OHAUS, modelo PA214). Las extracciones se realizaron utilizando planchas de agitación IKA C-MAG HS7 (imagen 11) a temperatura ambiente, por un tiempo de 15 minutos, de acuerdo a la metodología descrita por Koduvayur, Nielsen, & Jacobsen (2010), Moreno, Ortiz, & Restrepo (2014) y Peña (2015). Los extractos fueron centrifugados en una Centrifuga Dinamica Velocity 6.626.018 (imagen 12), a 10.000 rpm por 15 minutos y 4 °C, los sobrenadantes fueron envasados en viales ámbar y almacenados en refrigeración para su posterior análisis (imagen 13). En el anexo 2 se presenta el diagrama de flujo para la obtención de los extractos fenólicos de papa nativa.

**Imagen 11. Extracción convencional en planchas de agitación**



Fuente: Este estudio

**Imagen 12.** Centrífuga Dinamica Velocity 6.626.018



Fuente: Este estudio

**Imagen 13.** Extractos obtenidos por técnica convencional



Fuente: Este estudio

Se empleó un diseño factorial multinivel categórico completamente aleatorizado con dos niveles para cada material de papa (Tabla 4), con el fin de determinar el solvente que presentaba el mejor rendimiento de extracción de fenoles totales. El diseño se llevó a cabo por triplicado y los datos obtenidos fueron analizados en el programa estadístico Statgraphics Centurion © versión XVI y con SigmaPlot 11.0.

**Tabla 4.**

*Matriz de diseño experimental para la obtención de extractos fenólicos por método convencional*

<i>Bloque</i>	<i>Variedad de Papa</i>	<i>Solvente</i>
1	Curiqinga	Acetona
1	Ratona morada	Acetona
1	Ratona morada	Acetona
1	Curiqinga	Acetona
1	Curiqinga	Acetona
1	Ratona morada	Acetona
2	Curiqinga	Metanol
2	Curiqinga	Metanol
2	Ratona morada	Metanol
2	Ratona morada	Metanol
2	Curiqinga	Metanol
2	Ratona morada	Metanol

Fuente: Este estudio

#### **4.3.9 Extracción asistida por ultrasonido (EAU).**

Una vez elegido como solvente la acetona se realizó la extracción de los compuestos fenólicos asistida por ultrasonido usando el equipo Fisherbrand FB11205 (imagen 14), a diferentes condiciones experimentales y una vez obtenidos los extractos se almacenaron en viales ámbar como se muestra en la imagen 15. Se utilizó un diseño factorial multinivel completamente aleatorizado (tabla 7) para evaluar el efecto del tiempo de extracción (10, 30 y 50 min), la temperatura (30 y 50 ° C) y la frecuencia de ultrasonido (37 y 80 kHz), sobre la variable

respuesta contenido de fenoles totales. Los ensayos se realizaron por triplicado y los datos fueron analizados con el programa estadístico Statgraphics Centurion © versión XVI.

**Imagen 14. Ultrasonido Fisherbrand FB11205**



Fuente: Este estudio

**Imagen 15. Extractos obtenidos por ultrasonido**



Fuente: Este estudio

**Tabla 5.**

*Matriz del diseño experimental para la extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos*

<i>Bloque</i>	<i>Tiempo (min)</i>	<i>Temperatura (°C)</i>	<i>Frecuencia (kHz)</i>
1	10	50	37
1	30	50	80
1	30	30	37
1	10	30	80
1	50	30	80
1	50	50	80
1	30	30	80
1	50	50	37
1	50	30	37
1	30	50	37
1	10	30	37
1	10	50	80
2	50	50	80
2	10	30	80
2	30	30	80
2	50	50	37
2	50	30	80
2	30	50	37

2	10	50	80
2	10	30	37
2	10	50	37
2	30	30	37
2	30	50	80
2	50	30	37
3	30	30	37
3	50	50	80
3	10	50	37
3	50	30	80
3	10	50	80
3	50	30	37
3	30	30	80
3	10	30	37
3	30	50	80
3	30	50	37
3	50	50	37
3	10	30	80

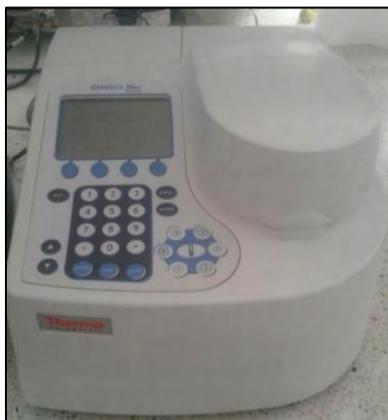
---

Fuente: Este estudio

Para la determinación del contenido de fenoles totales en los extractos obtenidos por extracción convencional y ultrasonido se siguió el método de Folin y Ciocalteu (1927), según la metodología modificada por Jiménez & Villarreal (2008) y Kuskoski et al. (2005). En el anexo 3 se muestra el procedimiento para la determinación de fenoles totales. Para la reacción se utilizó 0,1 mL del extracto de papa, 0,5 mL del reactivo de Folin-Ciocalteu y 1,5 mL de una solución

acuosa de carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) grado HPLC al 10% en agua. Transcurridas dos horas de reacción se tomó la lectura de absorbancia a 765 nm en un espectrofotómetro Genesis 10UV-Vis Scanning Thermo Fisher Scientific (Imagen 16).

**Imagen 16. Espectrofotómetro Genesis 10UV-Vis Scanning Thermo Fisher Scientific**



Fuente: Este estudio

Por otra parte se realizó una curva de calibración con un patrón de ácido gálico empleando soluciones de 25; 50; 100; 150; 250 y 500 ppm (imagen 17) para expresar los resultados en mg de ácido gálico extraído/100 g de cáscara de papa seca. Todos los análisis fueron realizados por triplicado.

**Imagen 17. Soluciones patrón para la curva de calibración con ácido gálico**



Fuente: Este estudio

#### **4.4 Evaluación de la capacidad antirradical in-vitro de los extractos de cáscara de papa nativa (*Solanum phureja*) con mayor contenido de fenoles totales mediante los métodos de radicales ABTS y DPPH**

##### **4.4.1 Determinación de la capacidad antioxidante**

Se eligieron los extractos fenólicos obtenidos con las mejores condiciones por ultrasonido y se pasó a evaluar su capacidad antioxidante.

##### **4.4.1.1 Método ABTS**

La formación del radical libre 2,2'-azinobis- (3-etil benzotiazolin-6-sulfonato de amonio) se realizó mediante la metodología desarrollada por Re et al. (1999) y modificada por Jiménez & Villarreal (2008), de esta forma se activó el radical ABTS<sup>•+</sup> tras la reacción de ABTS 7 mM con persulfato de potasio 2,45 mM, las soluciones fueron incubadas a temperatura ambiente y oscuridad durante 24 horas, una vez formado el radical se ajustó con etanol hasta obtener una absorbancia de 0,7 en una longitud de onda de 734 nm, usando el espectrofotómetro Genesis 10 UV-Vis Scanning Thermo Fisher Scientific.

Para la reacción de la muestra se tomó 3 mL de solución ABTS<sup>•+</sup> en una cubeta y se agregó 30 µL del extracto de papa, se agitó y después de 10 minutos se tomó lectura de absorbancia en el equipo (Anexo 4). Se realizó una curva de calibración con solución de trolox a concentraciones entre 0,5 y 2,5 mM (imagen 18) y, de acuerdo a la metodología antes descrita, los resultados se expresaron en equivalente trolox (TEAC) o mmol de trolox/ g de cáscara de papa seca. Cada ensayo se realizó por triplicado.

**Imagen 18. Soluciones patrón para la curva de calibración con trolox**

Fuente: Este estudio

**4.4.1.2 Método DPPH**

Se utilizó la metodología desarrollada por Brand-Williams et al. (1995) modificada Jiménez & Villarreal (2008). Se preparó una solución madre del radical DPPH<sup>•</sup> a una concentración de 1 mM. Posteriormente se preparó una solución de trabajo a 0,0756 mM y a partir de esta se realizaron diluciones a 0,0025; 0,0050; 0,0075; 0,010; 0,025 y 0,050 mM para la curva de calibración (imagen 19) de absorbancia vs. concentración de DPPH<sup>•</sup> a una longitud de onda de 515 nm en el Espectrofotómetro Genesis 10 UV-Vis Scanning Thermo Fisher Scientific (Anexo 5).

**Imagen 19. Soluciones patrón para la curva de calibración DPPH<sup>•</sup>**

Fuente: Este estudio

Para la reacción de la muestra se tomó 2.925  $\mu\text{L}$  de la solución del radical y se adicionó 0,75  $\mu\text{L}$  del extracto de papa a analizar y se registró su absorbancia en intervalos de 10 segundos hasta

un estado estacionario, según el extracto analizado.

El parámetro  $EC_{50}$  hace referencia a la concentración de antioxidante necesaria para reducir la concentración inicial del radical a la mitad y el  $t_{EC_{50}}$  hace referencia al tiempo necesario para alcanzar el  $EC_{50}$  (Cerón & López, 2013).

Con los resultados se graficó:

1. Absorbancia vs. [DPPH•]
2. % [DPPH•]<sub>Remanente</sub> vs. [antioxidante] a tiempo t
3. % [DPPH•]<sub>Remanente</sub> vs. tiempo del estado estacionario

El porcentaje de [DPPH•]<sub>Remanente</sub> se calculó de acuerdo a la ecuación 1 planteada por Sánchez (1998):

**Ecuación 1.** Porcentaje de DPPH• Remanente

$$\% [DPPH \bullet]_{\text{Remanente}} = \frac{\% [DPPH \bullet]_t}{\% [DPPH \bullet]_{t=0}}$$

La eficiencia antiradical (ecuación 2) fue incorporada por Sánchez (1998), la cual permite relacionar los términos  $EC_{50}$  y  $t_{EC_{50}}$  de la siguiente manera:

**Ecuación 2.** Eficiencia antiradical

$$EA = \frac{1}{EC_{50} \times t_{EC_{50}}}$$

#### **4.5 Análisis de ácido clorogénico en los extractos fenólicos de papa por HPLC**

Se realizó de acuerdo a la metodología planteada por Ola et al. (2009) y modificada por Cerón & López (2013), donde 10 mL del extracto de papa fueron evaporados hasta sequedad en un rotaevaporador Eyela Oil Bath OSB-2000, se adicionaron 8 mL de acetato de etilo absoluto y la

solución fue evaporada nuevamente hasta sequedad, finalmente se adicionaron 5 mL de metanol HPLC y el extracto obtenido fue almacenado en viales ámbar hasta su análisis por cromatografía líquida de alta resolución (imagen 20).

### **Imagen 20. Cromatógrafo HPLC Waters**



Fuente: Este estudio

Las condiciones para la evaluación de ácido clorogénico por HPLC fueron las siguientes:

**Equipo:** Cromatógrafo líquido HPLC Waters – Bomba Binaria 1525

**Columna:** C18 (2) (Phenomenex Luna 250 mm x 4.6 mm)

**Detector:** PDA 2998 a 254 y 294 nm

**Inyector:** Rheodyne, Loop de 20  $\mu$ L

**Fase móvil:** Agua: Acetonitrilo (85:15) a pH 2.5 a Flujo 1.0 mL/min

El extracto metanólico de las muestras se filtró en discos de jeringa acrodisc (Pall) de 0,45  $\mu$ m para la inyección en el equipo HPLC a las condiciones descritas anteriormente. La identificación de ácido clorogénico se realizó mediante comparación con los tiempos de retención de una solución estándar (Sigma-Aldrich, USA) analizada bajo las mismas condiciones operacionales y mediante análisis de los espectros UV-VIS. La cuantificación se realizó empleando estándar externo y relaciones de área cromatográfica con soluciones patrón de ácido clorogénico.

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1 Rendimiento y humedad del material vegetal

La humedad de las muestras antes y después de la liofilización se representa en la tabla 6, los resultados obtenidos son comparables con los reportados por Ayala et al. (2010) y Marulanda (2002), los cuales presentaron una humedad del 3%.

**Tabla 6.**

*Porcentaje de humedad en cáscara y pulpa para las variedades estudiadas*

	<i>ratona morada</i>	<i>curiquinga</i>
<i>Cáscara</i>		
H <sub>i</sub>	86,92%	84,17%
H <sub>f</sub>	3,31%	3,11%
<i>Pulpa</i>		
H <sub>i</sub>	88,12%	84,34%
H <sub>f</sub>	2,37%	2,72%

H<sub>i</sub>: humedad en fresco; H<sub>f</sub>: humedad después de la liofilización

Fuente: Este estudio

Durante el pelado de las papas se obtuvo una pérdida del 17%; el rendimiento en la pulpa se ve afectada por el pelado debido a la forma irregular de las variedades estudiadas (Vásquez, Rubio, Salinas, & Ramos, 2014). Los datos obtenidos se encuentran dentro de los rangos reportados por Zentek, Knorr, & Mader (2014) en cuanto a pérdida en cáscara de papa las cuales están entre 15% a 40% del total del peso de papa, por otra parte Koduvayur et al. (2010) reporta un promedio de 12% de pérdida por pelado de papa.

### 5.2 Análisis químico proximal de las dos variedades de papa nativa

En la tabla 7 se muestran los resultados de los parámetros bromatológicos, expresados en base

húmeda, que fueron analizadas de forma completa (cáscara y pulpa) en las dos variedades estudiadas (Anexos 6 y 7).

**Tabla 7.**

**Análisis proximal de las dos variedades de papa nativa**

Parámetro	Unidad de medida	Variedad	
		ratona morada	curiquinga
Humedad	g/ 100 g	81,00	82,85
Materia Seca	g/ 100 g	19,00	17,15
Cenizas	g/ 100 g	1,10	1,00
Extracto etéreo	g/ 100 g	0,08	0,06
Fibra cruda	g/ 100 g	0,04	0,50
Proteína	g/ 100 g	1,96	1,46
Calcio	mg/ 100 g	26,13	12,90
Hierro	mg/ 100 g	0,89	0,88
Extracto no nitrogenado	g/ 100 g	15,81	14,13

Fuente: Este estudio

Se puede destacar el elevado contenido nutricional de las papas nativas, llegando a duplicar en algunos componentes fibra cruda, proteína y calcio a las variedades de papa comercial como es el caso para la variedad Diacol Capiro (Galindres & Linares, 2017). Se realizó un análisis de varianza para establecer si había diferencias de composición entre ambas variedades (ver anexo 8), encontrándose diferencias solo en los contenidos de fibra cruda y calcio. Los resultados obtenidos en cuanto a contenido de humedad son superiores a los reportados por Herrera & Rodríguez (2012) quienes estudiaron la humedad de diferentes variedades nativas obteniendo un valor del 75%.

En cuanto a cenizas, extracto etéreo y proteína los resultados se encuentran dentro de los rangos reportados por Obregón & Repo (2013) en papa nativa en fresco (peruanita, amarilla runtus, huayro y huamantanga). El extracto no nitrogenado, el cual representa la fracción de los carbohidratos solubles de los alimentos como azúcares simples y almidón, estuvo dentro del rango reportado por Fuenzalida (2008) que fue de 13,3 – 30,5%.

En el caso del calcio hubo diferencias significativas entre las variedades, siendo la ratona morada la que presentó mayor contenido de este mineral. Medina (2008) y UCE (2008) afirman que la presencia calcio genera resistencia en poscosecha y previene desordenes en la cáscara, como el agrietamiento superficial, además Peña (2015) en su estudio reporta que el contenido de calcio para algunas variedades nativas expresados en base húmeda está en un rango de 2,1 a 54,4 mg/ 100 g de muestra.

En cuanto a fibra cruda la variedad curiquinga presentó mayor contenido que la ratona morada, el dato reportado en la tabla 7 es comparable con el de FUNIBER (2005) y Herrera & Rodríguez (2012), donde el contenido de fibra cruda estuvo entre 0,50 y 0,70 g/ 100 g de muestra. Una de las ventajas de la fibra dietaría soluble para la salud es la reducción de los niveles de colesterol en la sangre, retarda la absorción de glucosa y controla el metabolismo de lípidos; de igual forma la fibra dietaría insoluble tiene capacidad de absorción de agua y propiedades en la regulación intestinal (Peña, 2015).

Las diferencias en cuanto a la composición proximal de las dos variedades de papa nativa están influenciadas por el tipo de variedad, localización, condiciones de cultivo (calidad de la semilla, tipo de suelo, fertilizantes, temperatura, humedad, luz) y almacenamiento (Obregón & Repo, 2013; Villacrés, Quilca, Muñoz, Monteros, & Reinoso, 2009).

### **5.3 Determinación de fenoles totales**

Los resultados de la prueba de Folin Ciocalteau para seis concentraciones de ácido gálico, con

las que se realizó una curva de calibración se muestran en la tabla 8. Con la curva de ajuste (Gráfico 1) se obtuvo la siguiente ecuación:  $y = 0,0013x + 0,036$  ( $R^2 = 0,9963$ ). La intensidad de la coloración azul presente en cada patrón es función de la cantidad de fenoles presentes.

**Tabla 8.**

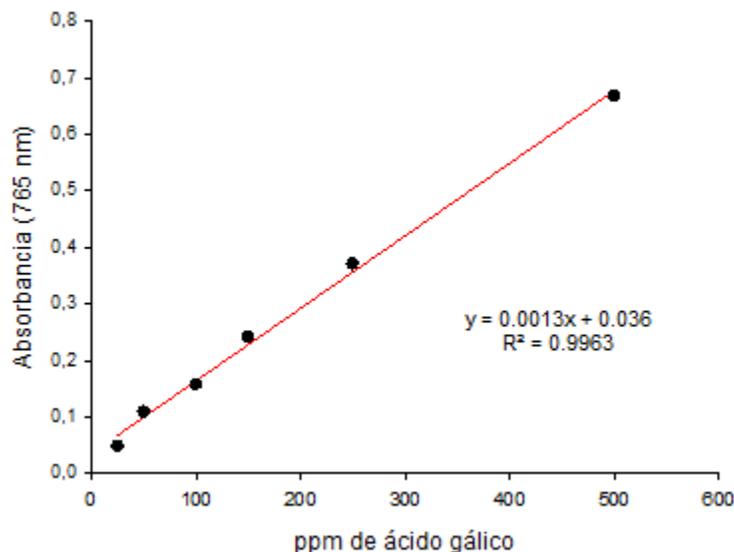
**Resultados de la prueba de Folin Ciocalteu con patrones de ácido gálico**

Ácido gálico (ppm)	Abs <sup>a</sup> 1	Abs 2	Abs 3	Promedio	DE <sup>b</sup>	CV <sup>c</sup>	Bondad del	
							ajuste	
							RMSE <sup>d</sup>	E % <sup>e</sup>
25	0,048	0,049	0,048	0,048	0,000	1,194	0,008	7,118
50	0,111	0,108	0,109	0,109	0,001	1,397	0,003	1,223
100	0,158	0,156	0,160	0,158	0,002	1,265	0,003	0,843
150	0,243	0,239	0,240	0,241	0,002	0,864	0,004	0,691
250	0,373	0,369	0,371	0,371	0,002	0,539	0,004	0,449
500	0,667	0,669	0,669	0,668	0,001	0,172	0,007	0,449

a: absorbancia; b: Desviación estándar; c: Coeficiente de variación; d: Raíz cuadrada del error medio cuadrático; e: Error porcentual promedio.

Fuente: Este estudio

**Gráfico 1. Curva de calibración para la determinación de fenoles totales con patrones de ácido gálico**



Fuente: Este estudio

### 5.3.1 Resultados de los ensayos de extracción convencional

Se realizaron extracciones con metanol y acetona para cáscara y pulpa (por separado) de las dos variedades de papa nativa, con el fin de elegir el solvente que arroja mejor rendimiento de extracción de compuestos fenólicos.

#### 5.3.1.1 Cáscara

los extractos obtenidos se codificaron de la siguiente manera: cáscara ratona metanol (CRM), cáscara ratona acetona (CRA), cáscara curiyinga metanol (CCM) y cáscara curiyinga acetona (CCA), a los cuales se les determinó el contenido de fenoles totales. La tabla 9 muestra los resultados de la prueba de fenoles totales obtenidos al realizar una extracción convencional, según la matriz de Diseño Factorial Multinivel Categórico propuesto en la metodología.

**Tabla 9.**

*Fenoles totales en los extractos obtenidos por extracción convencional en la cáscara de las dos variedades de papa nativa*

<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ g BS)</i>
CRM	1	303,08	606,15	6,06
	2	327,44	654,87	6,55
	3	312,82	625,64	6,26
	<b>Promedio</b>	<b>314,44</b>	<b>628,89</b>	<b>6,29</b>
	DE <sup>a</sup>	<b>12,26</b>	<b>24,52</b>	<b>0,25</b>
	CV <sup>b</sup>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>
	CRA	1	310,38	620,77
2		332,31	664,62	6,65
3		333,33	666,67	6,67
<b>Promedio</b>		<b>325,34</b>	<b>650,68</b>	<b>6,51</b>
DE		<b>12,96</b>	<b>25,93</b>	<b>0,26</b>
CV		<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>
CCM		1	378,51	757,03
	2	409,49	818,97	8,19
	3	416,41	832,82	8,33
	<b>Promedio</b>	<b>401,47</b>	<b>802,94</b>	<b>8,03</b>
	DE	<b>20,18</b>	<b>40,36</b>	<b>0,40</b>
	CV	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>

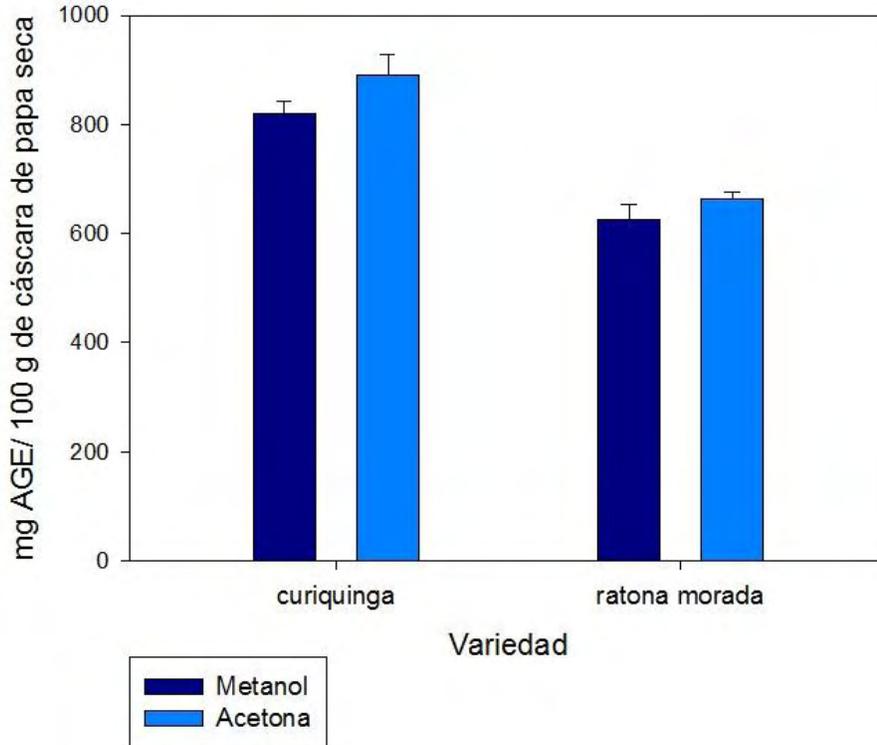
CCA	1	411,00	821,99	8,22
	2	459,74	919,49	9,19
	3	445,77	891,54	8,92
	<b>Promedio</b>	<b>438,84</b>	<b>877,67</b>	<b>8,78</b>
	DE	<b>25,10</b>	<b>50,21</b>	<b>0,50</b>
	CV	<b>6%</b>	<b>6%</b>	<b>6%</b>

a: Desviación estándar; b: Coeficiente de variación.

Fuente: Este estudio

En el gráfico 2 se representan los resultados de la prueba de fenoles para el tipo de solvente y las variedades de papa evaluadas.

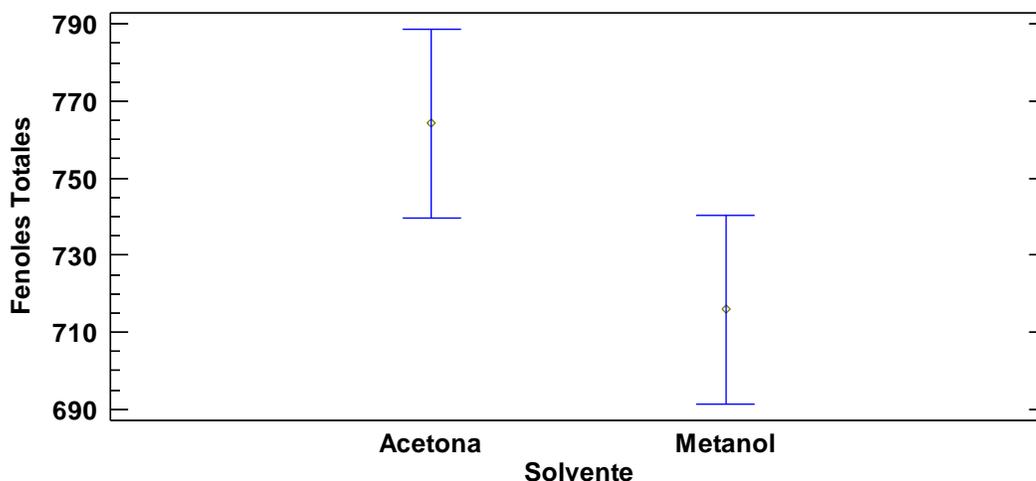
**Gráfico 2. Fenoles totales en los extractos obtenidos de cáscara por extracción convencional**



Fuente: Este estudio

El análisis de varianza (ver anexo 9 A) indicó que el tipo de solvente no tuvo efecto significativo ( $p > 0,05$ ) sobre el contenido de fenoles totales en las dos variedades de papa nativa, este comportamiento se corrobora en la gráfica 3.

**Gráfico 3. Gráfico de medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en cáscara con relación al tipo de solvente utilizado**



Fuente: Este estudio

Se puede establecer que el factor solvente estuvo en el límite de significancia ( $p = 0,053$ ) y que se obtuvo una mayor extracción de compuestos fenólicos cuando se empleó acetona diluida al 70%. La elección del solvente para la extracción es de gran importancia, pues puede comprometer la veracidad de los datos a obtener, además de alterar la actividad de ciertas sustancias (Corrêa, 2006; Cuenca, Herrera, & Chavelas, 2017).

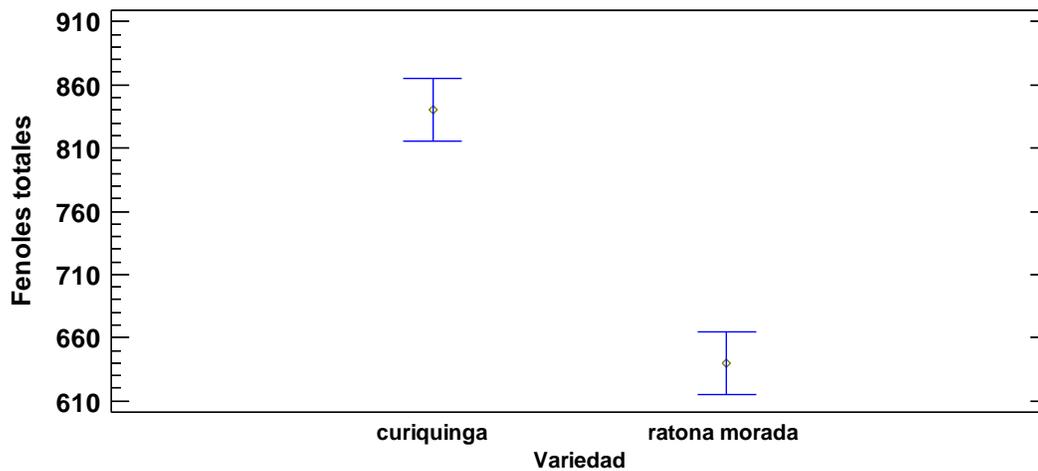
Pérez Nájera, Lugo Cervantes, Gutiérrez Lomeli, & Del Toro Sánchez (2013) afirman que los solventes polares tales como agua, acetato de etilo y mezclas acuosas de etanol, metanol y acetona, son comúnmente utilizados para la extracción de polifenoles. Cabe aclarar que cuando se realizan extracciones con acetona diluida, los extractos se enriquecen con fenoles poliméricos de alto peso molecular, como los taninos.

Por otro lado Patiño & Chaves (2014) explican que a medida que aumenta la concentración de

un solvente, cambia la polaridad del mismo, por lo tanto se podrían extraer más impurezas generando un bajo rendimiento de ácidos fenólicos; además se debe agregar que la presencia de una cantidad de agua adecuada en un disolvente podría facilitar el rendimiento de extracción, ya que el agua gracias a su tensión superficial podría ayudar a ampliar la hinchazón de los tejidos del material vegetal, siendo favorable para aumentar la superficie de contacto entre la matriz de la planta y el disolvente, dando como resultado un aumento en la extracción (Huang, Xue, Niu, Jia, & Wang, 2009).

La variedad de papa tuvo efecto significativo ( $p < 0,05$ ) sobre el contenido de fenoles totales, destacándose un mayor contenido en la variedad curiquinga, como se observa en la gráfica 4.

**Gráfico 4. Gráfico de medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en cáscara con relación a la variedad de papa nativa**



Fuente: Este estudio

Koduvayur et al. (2010) mediante extracción convencional encontraron un contenido de fenoles totales de 160 y 120 mg AGE/ 100 g de cáscara seca en las variedades sava y bintje respectivamente, usando agua como solvente, así mismo con metanol obtuvieron 250 y 150 mg AGE/ 100 g respectivamente. Los resultados anteriores son inferiores a los obtenidos en esta investigación, debido probablemente a que las papas nativas presentan coloraciones roja, azul,

malva y violeta, que se relacionan principalmente con la presencia de compuestos fenólicos como las antocianinas, además pueden llegar a contener el doble de la concentración de ácidos fenólicos en comparación con variedades de piel blanca (Peña & Restrepo, 2013).

Mohdaly, Sarhan, Smetanska, & Mahmoud (2010) realizaron un estudio con cáscara de papa *Solanum tuberosum* variedad diamond con diferentes solventes orgánicos (metanol, etanol, acetona, hexano, dietil eter y éter de petróleo) usando extracción convencional, obteniendo mayor rendimiento de extracción con metanol, etanol y acetona, 291; 274 y 239 mg AGE/ 100 g de muestra seca respectivamente. Los resultados de esta investigación fueron superiores debido al empleo de variedades nativas y a que las muestras fueron liofilizadas. Al utilizar muestras liofilizadas probablemente pudo tener un efecto positivo con relación a la eficiencia de extracción de compuestos. La pared celular al ser compuesta por polisacáridos, glicoproteínas y polifenoles, le otorga a las células soporte mecánico y resistencia a los tejidos, también tiene la función de proporcionar fuerza mecánica y regular la porosidad del material (Romero, 2008); en el material liofilizado se forman canales y poros en toda su estructura, lo que permite que el solvente penetre más fácilmente, aumentando así el área activa para la extracción (Cruz et al., 2013).

Fuenzalida (2008) en su estudio reportó resultados con un rango de 260,11 a 2852,24 mg AGE/ 100 g de cáscara de papa liofilizada, para 12 genotipos de papas nativas del sur de Chile, empleando metanol al 80% como solvente. Las diferencias se atribuyen a la variación en las características genéricas de los materiales. Otros autores como Al, Howard, & Miller (1995) afirman que el contenido de fenoles totales cambia entre variedades e incluso algunos tienen el doble de la concentración de otras lo cual no se relaciona con el color o la pigmentación de la pulpa, sino con la variedad con la que se trate.

#### **5.3.1.2. Pulpa**

Los extractos obtenidos se codificaron de la siguiente manera: pulpa ratona metanol (PRM),

pulpa ratona acetona (PRA), pulpa curiquinga metanol (PCM) y pulpa curiquinga acetona (PCA), a los cuales se les determinó el contenido de fenoles totales. La tabla 10 muestra los resultados de la prueba de fenoles totales obtenidos al realizar una extracción convencional, según la matriz de Diseño Factorial Multinivel Categórico propuesto en la metodología.

**Tabla 10.**

**Fenoles totales en los extractos obtenidos por extracción convencional en la pulpa de las dos variedades de papa nativa**

<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ g BS)</i>
PRM	1	136,92	273,85	2,74
	2	137,44	274,87	2,75
	3	139,49	278,97	2,79
	<b>Promedio</b>	<b>137,95</b>	<b>275,90</b>	<b>2,76</b>
	DE <sup>a</sup>	<b>1,36</b>	<b>2,71</b>	<b>0,03</b>
	CV <sup>b</sup>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>
PRA	1	155,90	311,79	3,12
	2	162,31	324,62	3,25
	3	168,03	336,05	3,36
	<b>Promedio</b>	<b>162,08</b>	<b>324,15</b>	<b>3,24</b>
	DE	<b>6,07</b>	<b>12,13</b>	<b>0,12</b>
	CV	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>
PCM	1	170,00	340,00	3,40
	2	169,49	338,97	3,39

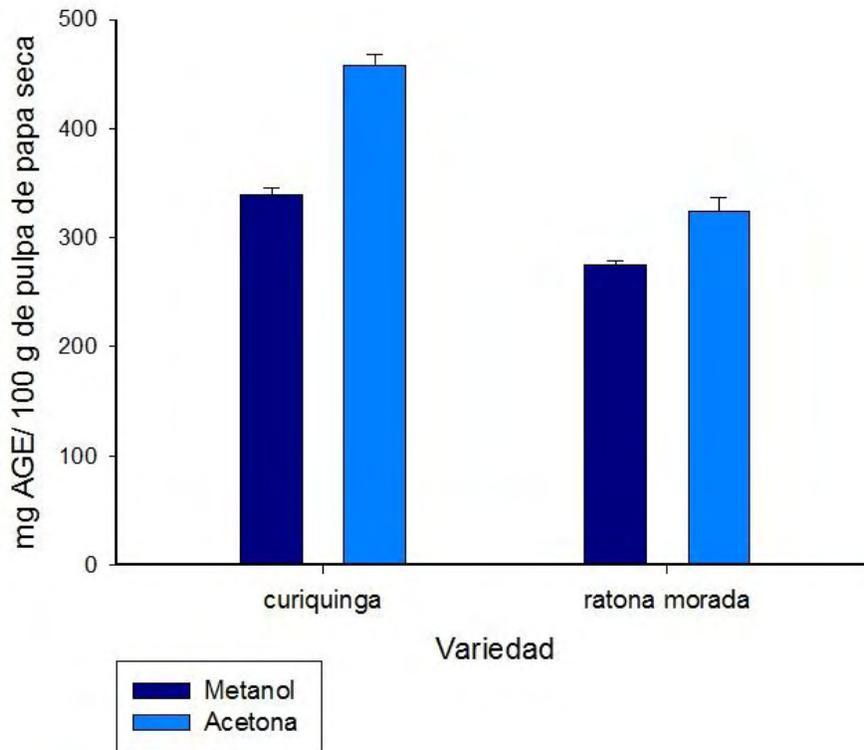
	3	156,67	313,33	3,13
	<b>Promedio</b>	<b>165,38</b>	<b>330,77</b>	<b>3,31</b>
	DE	<b>7,55</b>	<b>15,11</b>	<b>0,15</b>
	CV	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>
PCA	1	212,64	425,28	4,25
	2	228,72	457,44	4,57
	3	231,03	462,05	4,62
	<b>Promedio</b>	<b>224,13</b>	<b>448,26</b>	<b>4,48</b>
	DE	<b>10,01</b>	<b>20,03</b>	<b>0,2</b>
	CV	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>

---

a: Desviación estándar; b: Coeficiente de variación.

Fuente: Este estudio

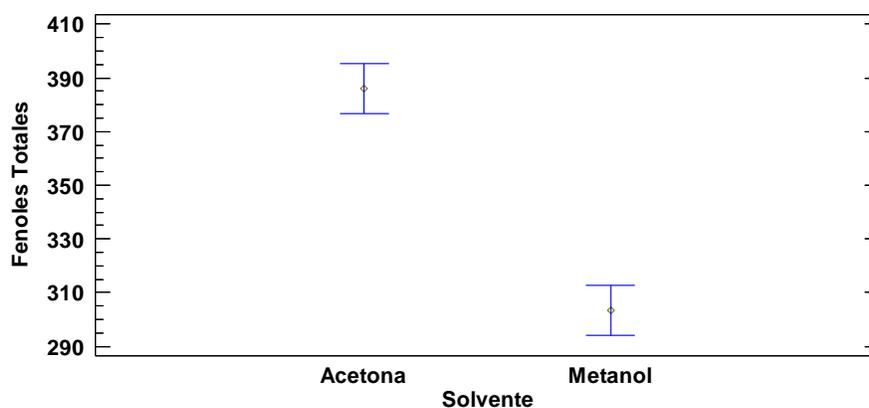
En el gráfico 5 se representan los resultados del contenido de fenoles según el tipo de solvente y las variedades de papa evaluadas.

**Gráfico 5. Fenoles totales en los extractos obtenidos en pulpa por extracción convencional**

Fuente: Este estudio

Al igual que en el caso de la cáscara, los resultados en pulpa mostraron que con la acetona el rendimiento de extracción de fenoles totales fue mayor. El análisis de varianza (ver anexo 9 B) indicó que el tipo de solvente tuvo un efecto significativo ( $p < 0.05$ ) sobre el contenido de fenoles totales en las dos variedades de papa nativa. Este comportamiento se corrobora en el gráfico 6.

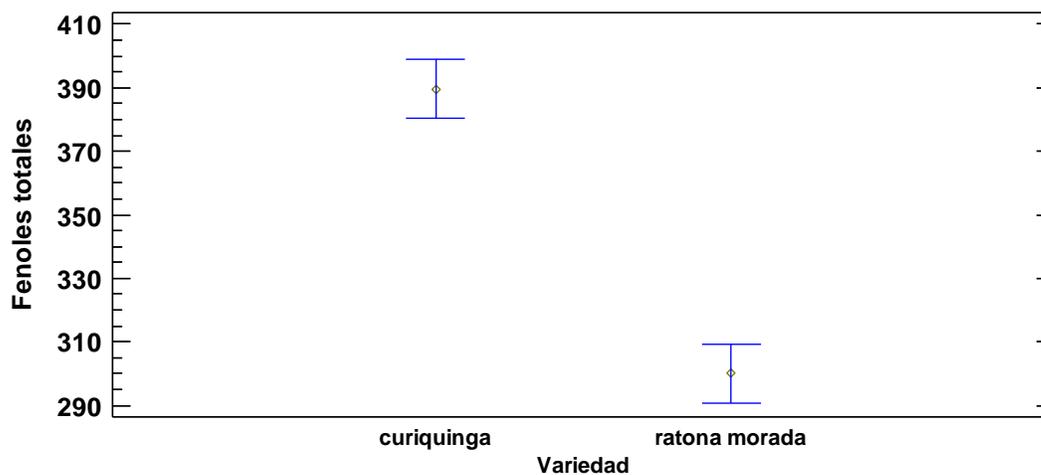
**Gráfico 6. Gráfico de Medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en pulpa con relación al tipo de solvente**



Fuente: Este estudio

La gráfica 7 muestra que la variedad curiquinga tuvo un contenido de fenoles significativamente mayor al de la variedad ratona morada.

**Gráfico 7. Gráfico de Medias de LSD de Fisher para el contenido de fenoles totales en pulpa con relación a la variedad de papa nativa**



Fuente: Este estudio

Juli Mamani & Arias Jordan (2011) determinaron el contenido de fenoles totales en la pulpa de dos clones de papa nativa del genero *Solanum* de pulpa azul y roja, en donde se encontró 593,8 y 429,3 mg AGE/ 100 g de muestra liofilizada respectivamente. Estos resultados en

comparación a los obtenidos en este estudio son inferiores, como se dijo anteriormente el contenido de fenoles totales se relaciona con la presencia de antocianinas, así mismo entre más intensa la coloración en la piel o pulpa las variedades presentan mayor contenido de polifenoles (Cai et al., 2016). Probablemente por la anterior razón, en esta investigación la pulpa presentó menor contenido de compuestos fenólicos que la cáscara en ambas variedades.

Fuenzalida (2008) en su estudio citado antes, también determinó el contenido de fenoles en la pulpa de 12 genotipos de papa nativa del sur de Chile, obteniendo un rango de 190,93 a 1863,91 mg AGE/ 100 g de muestra seca, dentro del cual se encuentran los resultados encontrados en esta investigación.

### **5.3.2 Estudio del efecto de las condiciones de extracción asistida por ultrasonido sobre el contenido de compuestos fenólicos**

Teniendo en cuenta los resultados obtenidos en los ensayos de extracción convencional se seleccionó acetona al 70% como solvente para realizar la extracción asistida por ultrasonido de los compuestos fenólicos presente en cáscara y pulpa de las dos variedades de papa nativa.

#### **5.3.2.1 Cáscara**

LOS extractos obtenidos se codificaron de la siguiente manera: cáscara ratona morada (CR) y cáscara curiquinga (CC), seguido de los valores correspondientes a los factores experimentales en el siguiente orden: tiempo (10, 30 y 50 min); temperatura (30 y 50 ° C) y frecuencia (37 y 80 kHz). Todos los tratamientos se realizaron a una potencia fija de 154 vatios.

En la tabla 11 se resaltaron en negrilla los valores superiores de fenoles totales, que se obtuvieron con un tratamiento a un tiempo de 50 minutos, temperatura de 50 °C y frecuencia de 37 kHz; para la variedad ratona morada 1770,25 mg AGE/ 100 g de cáscara de papa seca y para curiquinga 1910,42 mg AGE/ 100 g. El tratamiento que arrojó menor rendimiento fue a un tiempo de 10 minutos, temperatura de 30 °C y frecuencia de 80 kHz, donde se obtuvo para ratona

morada 578,63 mg AGE/ 100 g y para curiquinga 678,79 mg AGE/ 100 g. La tabla completa se encuentra en el anexo 10.

*Tabla 11. Fenoles totales en los extractos obtenidos por ultrasonido en cáscara de las dos variedades de papa nativa*

<i>Extracto ratona morada</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ g BS)</i>	<i>Extracto curiquinga</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ g BS)</i>
CR103037	307,69	615,38	6,15	CC103037	409,32	818,64	8,19
CR303037	342,82	685,64	6,86	CC303037	462,05	924,10	9,24
CR503037	451,37	902,74	9,03	CC503037	499,66	999,31	9,99
CR103080	<b>289,31</b>	<b>578,63</b>	<b>5,79</b>	CC103080	<b>339,40</b>	<b>678,79</b>	<b>6,79</b>
CR303080	367,95	735,89	7,36	CC303080	389,06	778,11	7,78
CR503080	384,53	769,06	7,69	CC503080	439,23	878,46	8,78
CR105037	366,75	733,51	7,34	CC105037	486,84	973,67	9,74
CR305037	527,01	1054,02	10,54	CC305037	633,85	1267,69	12,68
CR505037	<b>885,13</b>	<b>1770,25</b>	<b>17,70</b>	CC505037	<b>955,21</b>	<b>1910,42</b>	<b>19,10</b>
CR105080	299,40	598,81	5,99	CC105080	402,73	805,47	8,05

CR305080	376,58	753,16	7,53	CC305080	479,32	958,63	9,59
CR505080	473,42	946,84	9,47	CC505080	563,76	1127,53	11,28

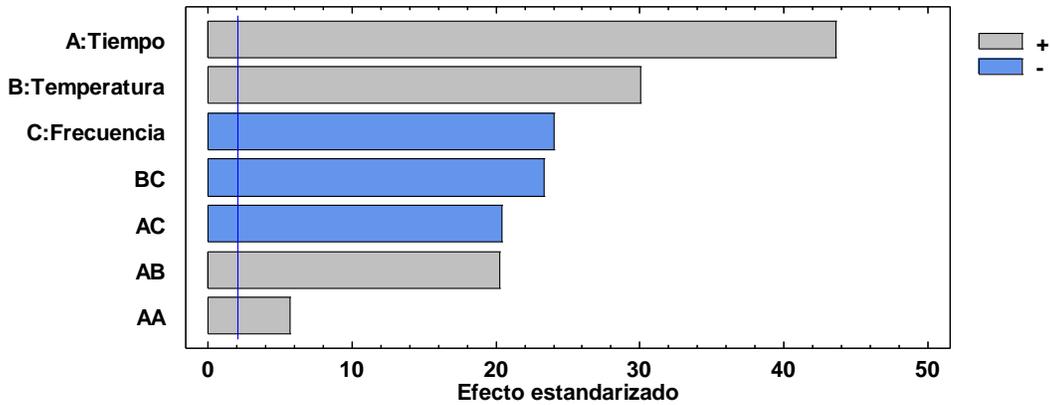
---

Fuente: Este estudio

El análisis de la varianza de los resultados del experimento de extracción de compuestos fenólicos asistido con ultrasonidos de la cáscara de ambas variedades mostró que los tres factores evaluados (tiempo, temperatura y frecuencia) tuvieron un efecto significativo ( $p < 0,05$ ) sobre la extracción de fenoles totales (Anexo 11). Así mismo se incluyó la prueba de falta de ajuste la cual está diseñada para determinar si el modelo seleccionado es adecuado para describir los datos observados ó si se debería usar un modelo más complicado, la prueba se realizó comparando la variabilidad de los residuos del modelo actual con la variabilidad entre las observaciones obtenidas en condiciones repetidas de los factores; donde el  $p < 0,05$ ; existe una falta de ajuste estadísticamente significativa con un nivel de confianza del 95,0%. Esto significa que el modelo así ajustado no representa adecuadamente a los datos.

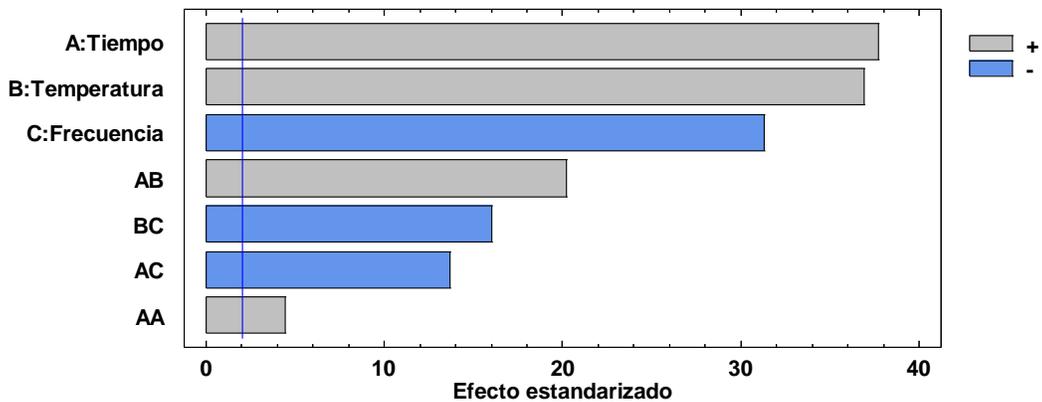
El gráfico de Pareto (gráfica 8 y 9) muestra a partir de la línea los factores que tuvieron efectos que son estadísticamente significativos sobre el contenido de fenoles totales con un nivel de confianza del 95%. El signo indica si la relación entre el factor y la variable respuesta es positiva (tiempo y temperatura) o negativa (frecuencia). Las interacciones entre los factores y el cuadrado del tiempo también tuvieron efecto significativo.

**Gráfico 8. Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en cáscara con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad ratona morada**



Fuente: Este estudio

**Gráfico 9. Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en cáscara con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad curiquinga**

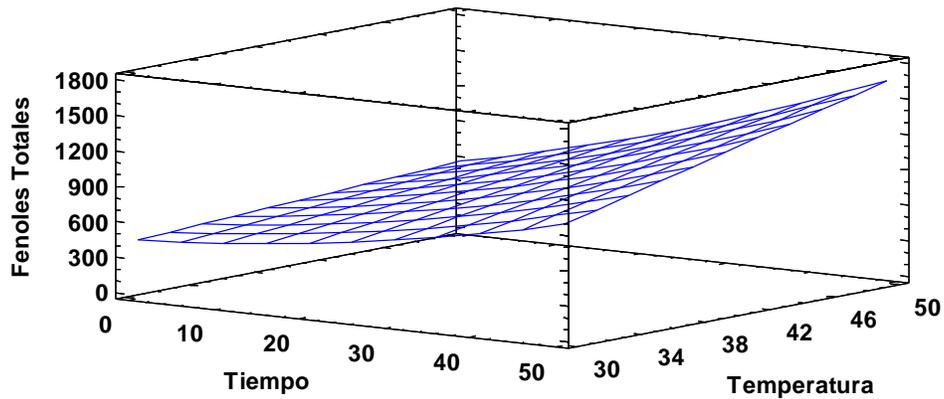


Fuente: Este estudio

En los gráficos 10 y 11 muestran el modelo de superficie de respuesta, a una frecuencia estable de 37 kHz, se observa que la combinación de los factores tiempo a 50 minutos y temperatura a 50 °C son los que presentan el punto más alto en la superficie, con un contenido estimado de fenoles totales de 1770,25 mg AGE/ 100 g de cáscara seca, en contraste el punto mas bajo de la superficie corresponde a un tiempo de 10 minutos y una temperatura de 30 °C con un

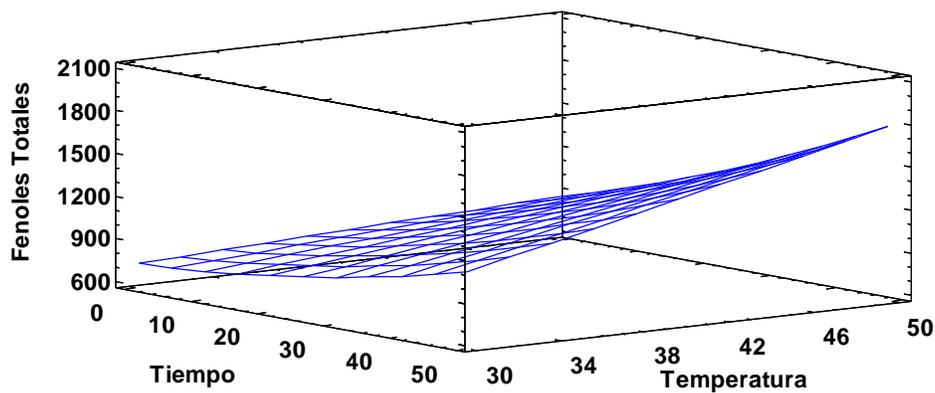
contenido estimado de 578,63 mg AGE/ 100 g de cáscara seca, para la variedad ratona morada y los resultados de fenoles totales para la variedad curiquinga con la mismas condiciones se obtuvo un contenido de 1910,42 mg AGE/ 100 g de cáscara seca y por el contrario el punto mas bajo arrojó un contenido de 678,79 mg AGE/ 100 g de cáscara seca.

**Gráfico 10. Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en cáscara, variedad ratona morada**



Fuente: Este estudio

**Gráfico 11. Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en cáscara, variedad curiquinga**



Fuente: Este estudio

### 5.3.2.2. Pulpa

Los extractos obtenidos se codificaron de la siguiente manera: pulpa ratona morada (PR) y pulpa curiyinga (PC), seguido de los valores correspondientes a los factores experimentales en el siguiente orden: (10, 30 y 50); temperatura (30 y 50) y frecuencia (37 y 80), a los cuales se les determinó el contenido de fenoles totales. Todos los tratamientos se trabajaron a una potencia constante de 154 vatios.

En la tabla 16 se resaltan en negrita los valores superiores de la cuantificación de fenoles totales, que se obtuvieron con un tratamiento a un tiempo de 50 minutos, temperatura de 50 °C y frecuencia de 37 kHz; para la variedad ratona morada 865,30 mg AGE/ 100 g de pulpa seca y para curiyinga 1324,11 mg AGE/ 100 g. Los resultados del tratamiento que menor rendimiento tuvo (también resaltado en negrita) fueron a un tiempo de 10 minutos, temperatura de 30 °C y frecuencia de 80 kHz; para ratona morada 291,11 mg AGE/ 100 g de pulpa seca y para curiyinga 146,49 mg AGE/ 100 g. La tabla completa se encuentra en el anexo 12.

*Tabla 12. Fenoles totales en los extractos obtenidos por ultrasonido en pulpa de las dos variedades de papa nativa*

<i>Extracto ratona morada</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ g BS)</i>	<i>Extracto curiquinga</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ g BS)</i>
PR103037	199,49	398,97	3,99	PC103037	243,25	486,49	4,86
PR303037	250,77	501,54	5,02	PC303037	310,43	620,85	6,21
PR503037	338,89	677,78	6,78	PC503037	343,85	687,69	6,88
PR103080	<b>145,56</b>	<b>291,11</b>	<b>2,91</b>	PC103080	<b>73,25</b>	<b>146,49</b>	<b>1,46</b>
PR303080	168,89	337,78	3,38	PC303080	119,83	239,65	2,40
PR503080	204,10	408,21	4,08	PC503080	198,20	396,41	3,96
PR105037	287,66	575,32	5,75	PC105037	236,58	473,16	4,73
PR305037	378,46	756,93	7,57	PC305037	422,82	845,64	8,46
PR505037	<b>432,65</b>	<b>865,30</b>	<b>8,65</b>	PC505037	<b>662,05</b>	<b>1324,11</b>	<b>13,24</b>
PR105080	191,45	382,91	3,83	PC105080	198,55	397,09	3,97

PR305080	234,10	468,21	4,68	PC305080	212,82	425,65	4,26
PR505080	289,91	579,83	5,80	PC505080	328,97	657,95	6,58

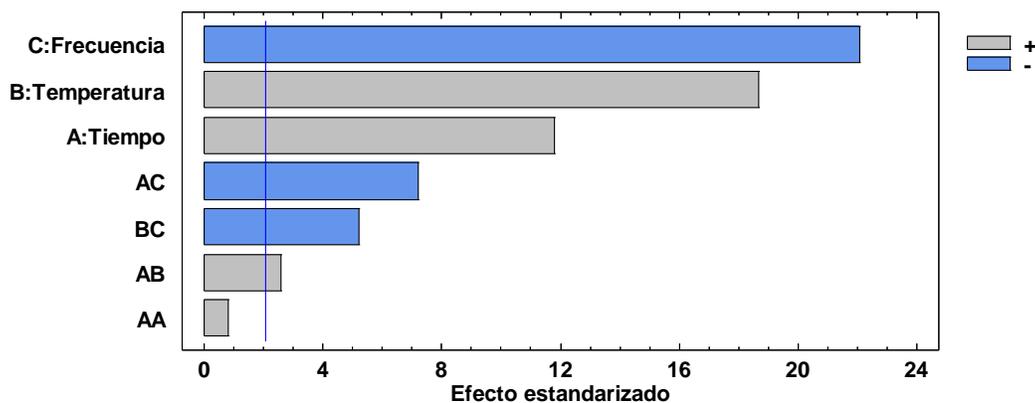
---

Fuente: Este estudio

Para el caso de la extracción de fenoles de pulpa, el análisis de varianza llevado a cabo para ambos variedades de papa (anexo 13) arrojó resultados similares a los obtenidos con la cáscara, confirmándose que los 3 factores experimentales (tiempo, temperatura y frecuencia) así como las interacciones entre éstos tienen un efecto significativo ( $p < 0,05$ ) sobre el contenido de fenoles totales en los extractos.

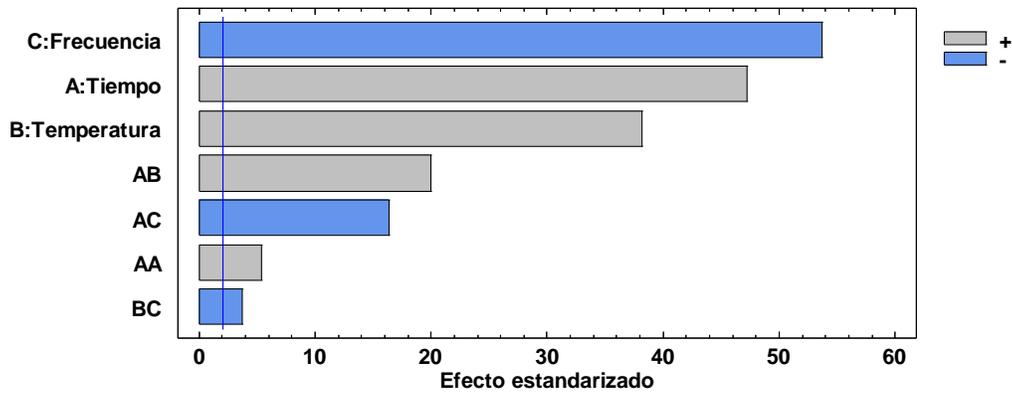
El análisis de Pareto (gráfica 12 y 13) para la extracción asistida con ultrasonidos de compuestos fenólicos de la pulpa muestra que, a diferencia del obtenido con la cáscara, donde los factores significativos en su orden fueron tiempo, temperatura, frecuencia, en este caso fueron frecuencia (efecto inverso), temperatura y tiempo (efecto directo).

**Gráfico 12. Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en pulpa con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad ratona morada**



Fuente: Este estudio

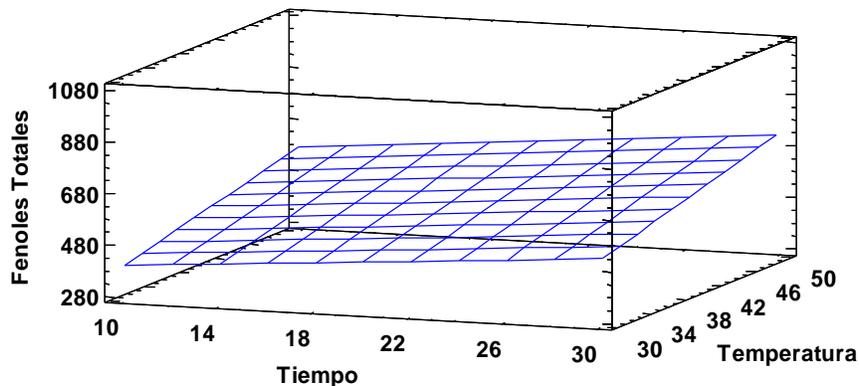
**Gráfico 13. Gráfico de Pareto para la cuantificación de fenoles totales en pulpa con los factores tiempo, temperatura y frecuencia, variedad curiquina**



Fuente: Este estudio

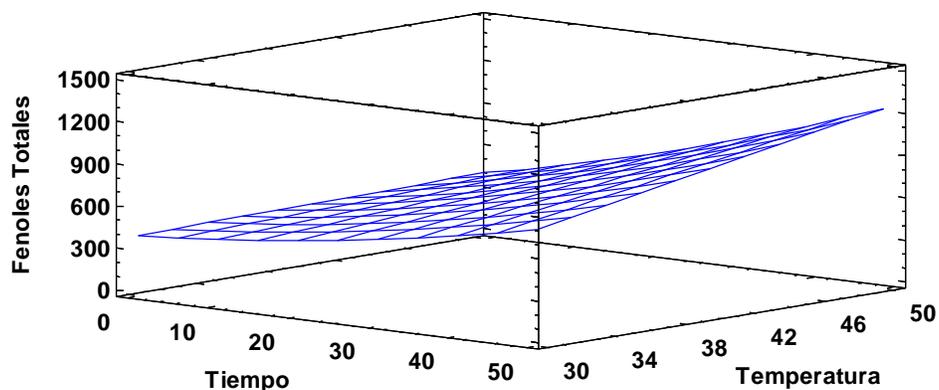
El modelo de superficie de respuesta a una frecuencia estable de 37 kHz, a una tiempo de 50 min y temperatura 50 °C (gráfica 14 y 15), muestra que el rendimiento máximo de fenoles totales en pulpa de la variedad ratona morada, se obtiene un contenido estimado de 865,30 mg AGE/ 100 g de pulpa seca y para la variedad curiquina un contenido de 1324,11 mg AGE/ 100 g de pulpa seca

**Gráfico 14. Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en pulpa, variedad ratona morada**



Fuente: Este estudio

**Gráfico 15. Superficie de respuesta estimada para fenoles totales en pulpa, variedad curiquinga**



Fuente: Este estudio

El uso de la tecnología asistida por ultrasonido de alta potencia se ha convertido en una herramienta eficiente para aplicaciones de investigación y comerciales, tanto a pequeña como a gran escala, tales como emulsificación, homogeneización, extracción, cristalización, deshidratación, pasteurización a baja temperatura, desgasificación, desespumación, activación e inactivación de enzimas y alteración de la viscosidad (Patist & Bates, 2008). Una de las aplicaciones de esta tecnología emergente como técnica de laboratorio es la extracción de compuestos de interés como flavonoides, polifenoles, proteínas, compuestos bioactivos, entre otros (Vilkhu, Mawson, Simons, & Bates, 2008).

La extracción por ultrasonido se fundamenta en que, las ondas de sonido producen cambios físicos y químicos en el medio, a través de la generación y colapso de burbujas de cavitación, esto significa que la producción, crecimiento y colapso de las burbujas se debe a una gran cantidad de energía que se puede producir a partir de la conversión de energía cinética de movimiento, la cual se produce asimétricamente en las interfaces y golpes sobre la superficie del sólido; para que ocurra este efecto se necesita de un medio líquido (solvente), un generador de energía y un transductor el cual es una fuente de vibraciones de alta energía convirtiendo diferentes tipos de

energía a energía acústica (Azuola & Vargas, 2007; Patist & Bates, 2008; Tobón, 2015).

Azuola & Vargas (2007) y Tobón (2015) comentan que la cavitación es un fenómeno de mecánica de fluidos, donde las ondas del sonido que pasan a través del medio (solvente) generan procesos de compresión y de expansión, que a su vez forman presiones negativas y burbujas que crecen y colapsan; los factores que afectan la cavitación son: las propiedades del solvente, temperatura, frecuencia, potencia, presión hidrostática, presión acústica, tensión superficial y la potencia de irradiación.

Los compuestos de interés se encuentran dentro de las células, en la pared celular, estas se ven afectadas por la sonificación, ya que el ultrasonido tiene la capacidad de abrir poros en la pared celular y disminuir el tamaño de los solutos de interés debido a que este presenta dos fenómenos físicos, el primero es la difusión a través de la pared celular y el segundo es el lavado del contenido de la célula después de romper las paredes, por esto el material vegetal vibra por la acción de las ondas ultrasónicas, logrando que los productos intracelulares pasen de la fase sólida al solvente, dado que existe una mayor área de contacto y se favorecen los gradientes de transferencia de masa en las reacciones químicas por la combinación de factores como calor, presión y turbulencia, las cuales crean reacciones, rompen y desalojan partículas por los fenómenos de cavitación, mejorando el efecto de penetración del disolvente en el tejido vegetal y capilar (Ashokkumar et al., 2008; Guntero et al., 2015; Vilku et al., 2008).

Así mismo durante la cavitación se genera un efecto de presión negativa por una onda de expansión acústica, cuando ocurre la implosión, la temperatura y la presión aumentan, además se generan reacciones sonoquímicas en tres regiones diferentes: la primera en el interior de las burbujas colapsantes donde hay reacciones pirólicas, la segunda es la interfaz turbulenta entre las burbujas y el medio (solvente) y la tercera el solvente puede ser alcanzado por especies activas y radicales libres; este tipo de cavitación inercial es eficaz para aumentar la permeabilidad

de la membrana, también conocida como sonoporación e induce a reacciones sonoquímicas debido a la generación de especies reactivas oxigénicas (ROS) u otros radicales (Chen, Huang, Tsai, Tseng, & Hsu, 2011; Duco, Grosso, Zaccari, & Soltermann, 2016; Ondruschka, Lifka, & Hofmann, 2000; Pang, Xu, Jiang, Xiao, & Wingnang, 2016; Pineda, 2012).

En este estudio el aumento de la frecuencia de 37 a 80 kHz ejerció un efecto negativo en la cuantificación de fenoles, es así que Lorimer & Mason (1987), afirman que la frecuencia es inversamente proporcional al tamaño de la burbuja, por lo tanto, el ultrasonido de baja frecuencia genera grandes burbujas que colapsan, debido a que en algún punto, la burbuja no puede absorber la energía del ultrasonido eficientemente, por lo que implosiona y se genera una rápida compresión de gases, lo que da lugar a temperaturas y presiones altas en la zona de cavitación (Londoño, 2012).

Por otra parte la temperatura mostró un efecto positivo sobre la variable respuesta, lo que puede atribuirse al aumento en la capacidad de solubilización de los compuestos Corrêa (2006).

La extracción convencional empleada en esta investigación extrajo menor contenido de fenoles totales con respecto a la extracción asistida por ultrasonido. Ladeira, Sanches, Geton, Georgetti, & Iouko (2016), afirman que la extracción asistida por ultrasonido ha sido capaz de disminuir significativamente el tiempo y aumentar los rendimientos de extracción en muchos materiales vegetales; cabe señalar que la eficiencia no solo depende del método de extracción, sino también, del material por extraer la temperatura, el solvente y el tiempo de sonificación (Azuola & Vargas, 2007).

Cai et al., (2016) realizaron extracción asistida por ultrasonido a *Purple sweet potatoes* (PSPs) con etanol acidificado al 90%, encontrando que el mayor rendimiento (769,65 mg AGE/ 100 g de muestra seca) se obtuvo a condiciones de 50 °C, 45 minutos y 200 W, resultados comparables con los de esta investigación.

Londoño et al. (2010), realizaron un estudio de extracción de fenoles en cáscara de cítricos en base húmeda y base seca, encontrando que los rendimientos en base seca fueron mayores y que el tiempo de extracción no influyó en el contenido de fenoles totales. Los parámetros de extracción óptimos fueron frecuencia de 60 kHz, tiempo 30 minutos y temperatura 40 °C, obteniendo un rendimiento de 19,595 mg AGE/ g de muestra seca.

Altemimi, Watson, Choudhary, Dasari, & Lightfoot (2016), afirman en su estudio que la frecuencia del ultrasonido es un factor importante en la extracción de compuestos bioactivos a partir de un material vegetal, los resultados mostraron que el mayor contenido de fenoles en extractos de calabaza y melocotón se encontraron a 37 kHz en comparación con la frecuencia de 80 kHz, afirmando que a frecuencias altas se puede causar un colapso anticipado de las burbujas en las muestras, no permitiendo un tiempo suficiente para que las burbujas de cavitación extrajeran todos los compuestos de interés. Así mismo Kumari, Tiwari, Hossain, Rai, & Brunton (2017), realizaron un estudio con dos variedades de cáscara de papa utilizando frecuencias bajas de 33 y 42 kHz, concluyendo que la frecuencia más baja fue mas efectiva en la cuantificación de fenoles.

Kharisov & Méndez (1999) afirman que el aumento de la frecuencia lleva al desenso de la producción e intensidad de cavitación en los líquidos, ya que a altas frecuencias, el tiempo necesario para que una burbuja que aparece como resultado de la cavitación crezca hasta un tamaño suficiente para afectar a la fase líquida es demasiado pequeño.

Comparando los resultados obtenidos en esta investigación, la extracción de compuestos fenólicos de cáscara y pulpa de papa nativa utilizando la técnica de extracción asistida por ultrasonido mostró mejores resultados que la mayoría de extractos de materiales vegetales representados en la tabla 13.

**Tabla 13.****Contenido de fenoles totales en extractos de diferentes materiales vegetales**

<i>Material vegetal</i>	<i>Solvente</i>	<i>Técnica de extracción</i>	<i>Fenoles totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>Fuente</i>
Cáscara de papa ratona morada	Acetona (70%)	EAU	1770,25	
Cáscara de papa curiquinga	Acetona (70%)	EAU	1910,42	Este estudio
Pulpa de papa ratona morada	Acetona (70%)	EAU	865,30	
Pulpa de papa curiquinga	Acetona (70%)	EAU	1324,11	
Cáscara de papa diacol capiro	Etanol (50%)	EAM	765,2	(Patiño & Chaves, 2014)
Cáscara de papa diacol capiro	Metanol	Convencional	764,0	
	Etanol (96%)		653,0	
Cáscara de papa parda	Metanol	Convencional	368,0	(Cerón & López, 2013)
	Etanol (96%)		127,0	
Cáscara de papa roja	Metanol	Convencional	536,0	
	Etanol (96%)		222,0	
Cáscara de papa lady	Metano (80%)	EAU	767,0	

rosseta			380,0	(Kumari et al., 2017)
lady claire				
8 genotipos de papa liofilizada	Metanol 80%	Convencional	200-556,9	(Peña, 2015)
Cáscara de papa penta marcy	Metanol 85%	EAU	240,0	(Al-Weshahy et al., 2013)
Melocotón			114,0	
Calabaza	Metanol 80%	EAU	54,2	(Altemimi et al., 2016)
Pulpa de café	Metanol	EAU	43,5	
			6967,21	(Tobón, 2015)

---

EAU: extracción asistida por ultrasonido; EAM: extracción acelerada con microondas

Fuente: Este estudio

**Evaluación de la capacidad antirradical *in-vitro* de los extractos de cascara de papa nativa (*Solanum phureja*) que presentaron mayor contenido de fenoles totales mediante los métodos ABTS y DPPH.**

La evaluación de la capacidad antioxidante se realizó con los extractos de las muestras que arrojaron mayor contenido de fenoles totales. Los extractos fueron codificados así: Cáscara ratona morada (CR), Cáscara curiquinga (CC), Pulpa ratona morada (PR) y Pulpa curiquinga (PC).

### 5.3.3 Método ABTS•+

Se realizó una curva de calibración con distintas concentraciones de trolox, para ello se tomó 3 mL de la solución ABTS<sup>•+</sup> y se adicionó 30 µL de las distintas concentraciones de trolox (tabla 14), se agitó y después de diez minutos se tomó la lectura en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 734 nm. Cada muestra se realizó por triplicado, encontrando la siguiente ecuación:  $y = -0,2938x + 0,7739$  ( $R^2 = 0,9941$ ) (Gráfico 16). La pendiente negativa significa la pérdida de

color que sufre cuando el radical libre es atrapado al reaccionar con el antioxidante. Los resultados fueron expresados como Actividad Antioxidante Equivalente en trolox (TEAC), en unidades de mM de trolox/ g de muestra seca.

**Tabla 14.**

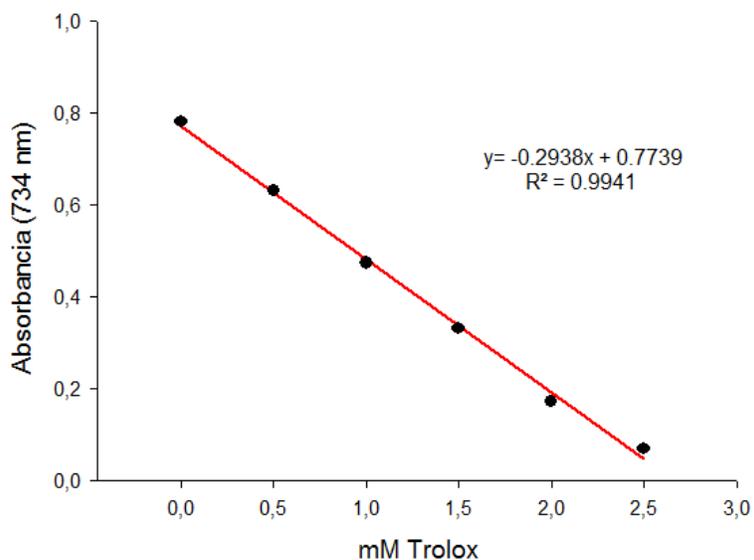
**Resultados de absorbancia del método ABTS<sup>•+</sup> a diferentes concentraciones de trolox**

<i>Concentración trolox (mM)</i>	<i>Abs<sup>a</sup></i>	<i>Abs</i>	<i>Abs</i>	<i>Promedio</i>	<i>DE<sup>b</sup></i>	<i>CV<sup>c</sup></i>	<i>Bondad del ajuste</i>	
	<i>1</i>	<i>2</i>	<i>3</i>				<i>RMSE<sup>d</sup></i>	<i>E %<sup>e</sup></i>
0	0,781	0,781	0,782	0,781	0,001	0,074	0,003	0,160
0,5	0,633	0,630	0,630	0,631	0,002	0,274	0,002	0,106
1	0,476	0,475	0,475	0,475	0,001	0,121	0,002	0,165
1,5	0,332	0,331	0,331	0,331	0,001	0,174	0,001	0,093
2	0,171	0,171	0,172	0,171	0,001	0,337	0,006	1,339
2,5	0,070	0,069	0,070	0,070	0,001	0,829	0,012	12,803

a: Absorbancia; b: Desviación estándar; c: Coeficiente de variación; d: Raíz cuadrada del error medio cuadrático; e: error porcentual promedio.

Fuente: este estudio

**Gráfico 16. Curva de calibración para la determinar de la capacidad antioxidante expresada como TEAC**



Fuente: Este estudio

En la tabla 15 se muestran los resultados de la actividad antioxidante en equivalentes de trolox (TEAC) de los extractos obtenidos a partir de la cáscara y pulpa de las dos variedades de papa nativa. Los resultados de la variedad curiquinga en cáscara y pulpa con relación a los extractos de la variedad ratona morada presentaron mayor actividad antioxidante, con valores de 0,412 y 0,324 mM de trolox/ g de muestra de papa seca respectivamente (anexo 14). Como era de esperarse, este comportamiento se correlaciona con los resultados de contenido de fenoles.

**Tabla 15.****Resultados de actividad antioxidante TEAC para los extractos de papa nativa evaluados**

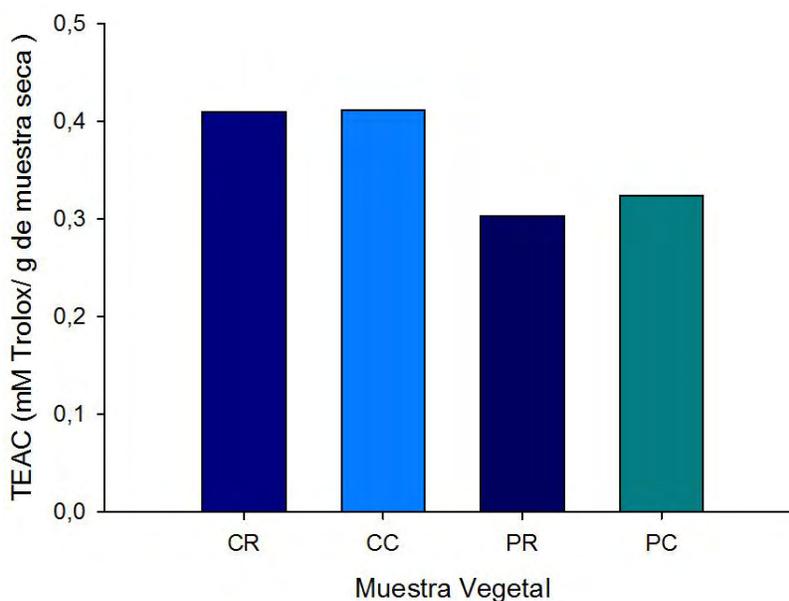
<i>Extracto</i>	<i>TEAC</i>			<i>Promedio</i>	<i>DE<sup>a</sup></i>	<i>CV<sup>b</sup></i>
	<i>(mM de trolox/ g BS)</i>					
CR	0,411	0,411	0,408	0,410	0,002	0,005
CC	0,412	0,410	0,414	0,412	0,002	0,005
PR	0,299	0,308	0,303	0,303	0,005	0,016
PC	0,328	0,316	0,329	0,324	0,007	0,021

CR: cáscara ratona morada; CC: cáscara curiquinga; PR: pulpa ratona morada; PC: pulpa curiquinga; a: Desviación estándar, b: Coeficiente de variación

Fuente: Este estudio

En el gráfico 17 se representan los resultados de actividad antioxidante (TEAC) para las cuatro muestras de papa nativa.

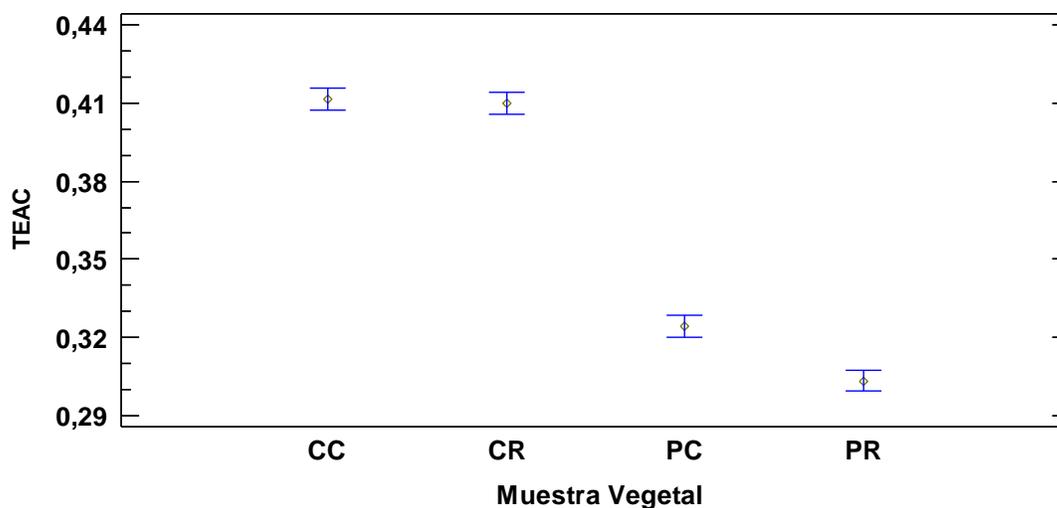
**Gráfico 17. Actividad antioxidante de los extractos con mayor contenido de fenoles totales en las dos variedades de papa nativa**



Fuente: Este estudio

El análisis de varianza indicó que no hubo diferencia en la actividad antioxidante evaluada por el método de ABTS entre los extractos obtenidos de la cáscara de ambas variedades de papa, sin embargo en el caso de la pulpa la actividad antioxidante fue significativamente mayor en la variedad curiyinga. Este análisis se puede corroborar en el gráfico 18, donde se observa que la actividad antioxidante de los extractos de papa nativa evaluados fue en el siguiente orden:  $CC \geq CR > PC > PR$ .

**Gráfico 18. Gráfico de medias LSD de Fisher para actividad antioxidante TEAC con relación a la muestra vegetal de papa nativa**



Fuente: Este estudio

Al-Weshahy & Venket (2009), realizaron un estudio del contenido polifenólico y actividad antioxidante con ABTS<sup>•+</sup> a cáscara en seis variedades de papas de color rojo, con extracción convencional usando metanol como solvente, obteniendo un rango de 0,28 – 0,55 mM de trolox /g de muestra liofilizada; estos resultados son similares a los encontrados en esta investigación, esto debido a que los polifenoles en papas nativas se encuentran ubicados en mayor cantidad en la cáscara (Araya, Clavijo, & Herrera, 2006).

Otros estudios en papas nativas completas (cáscara y pulpa), con extractos etanólicos encontraron una actividad antioxidante en un rango de 0,185 – 0,356 mM de trolox/ g de muestra seca, en este caso se puede comparar con las pulpas de esta investigación ya que se encuentra dentro de los rangos (Suárez, Ale, Trabucco, & Sanabria, 2014). García (2011) reporta en su estudio de 22 clones promisorios de papa *Solanum phureja* una actividad antioxidante para ABTS<sup>•+</sup> de 70,54 – 101,55 µg de trolox/g de muestra seca, ya que las papas nativas presentan un alta capacidad antioxidante con respecto a otras variedades comerciales.

### 5.3.4 Método DPPH•

Se realizó una curva de calibración de absorbancia vs. concentración de DPPH• (Tabla 16), de la que se obtuvo la siguiente ecuación  $y = 9,7789x - 0,0341$  ( $R^2=0,9925$ ) (Gráfico 19), la cual se empleó para calcular la concentración de DPPH• en un tiempo t.

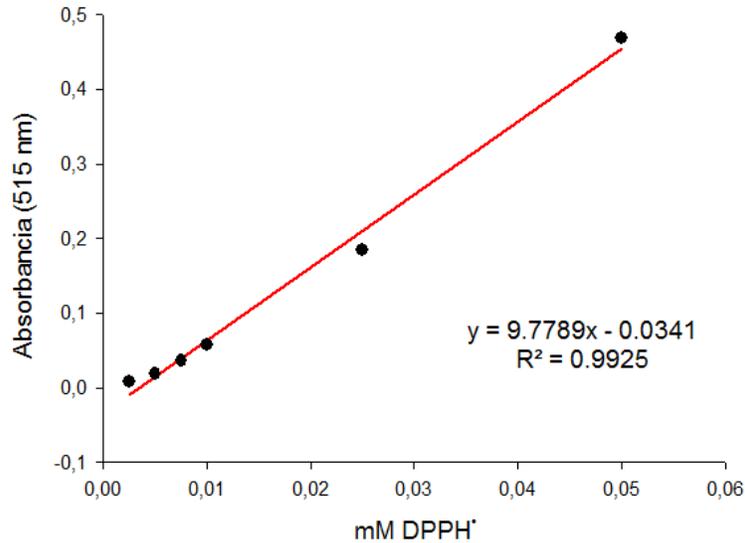
**Tabla 16.**

**Resultados experimentales de absorbancias a diferentes concentraciones de DPPH•**

<b>DPPH•</b> <b>(mM)</b>	<b>Abs<sup>a</sup> 1</b>	<b>Abs 2</b>	<b>Abs 3</b>	<b>Promedio</b>	<b>DE<sup>b</sup></b>	<b>CV<sup>c</sup></b>	<b>Bondad del ajuste</b>	
							<b>RMSE<sup>d</sup></b>	<b>E %<sup>e</sup></b>
0,0025	0,007	0,008	0,008	0,008	0,001	7,531	0,007	29,904
0,005	0,021	0,018	0,019	0,019	0,002	7,901	0,002	5,113
0,0075	0,036	0,039	0,034	0,036	0,003	6,926	0,001	1,235
0,01	0,057	0,058	0,056	0,057	0,001	1,754	0,003	1,750
0,025	0,184	0,185	0,186	0,185	0,001	0,541	0,010	2,010
0,05	0,469	0,470	0,465	0,468	0,003	0,565	0,005	0,482

a: absorbancia; b: Desviación estándar; c: Coeficiente de variación; d:Raiz cuadrada del error medio cuadrático; e: Error porcentual promedio.

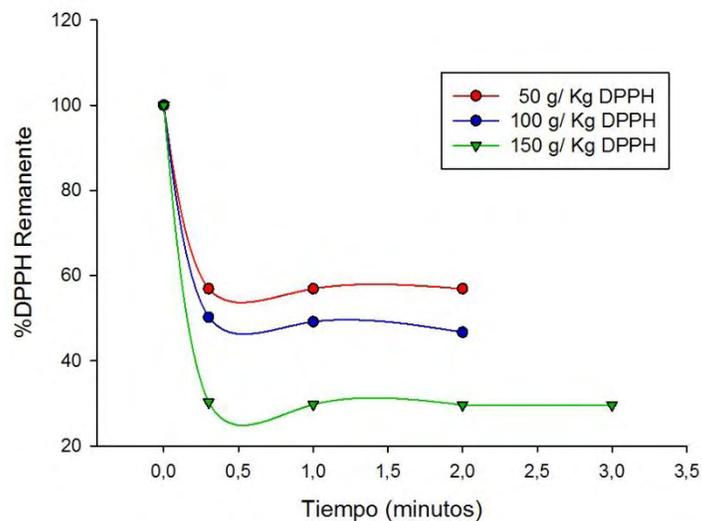
Fuente: este estudio

**Gráfico 19. Curva de calibración del método DPPH'**

Fuente: Este estudio

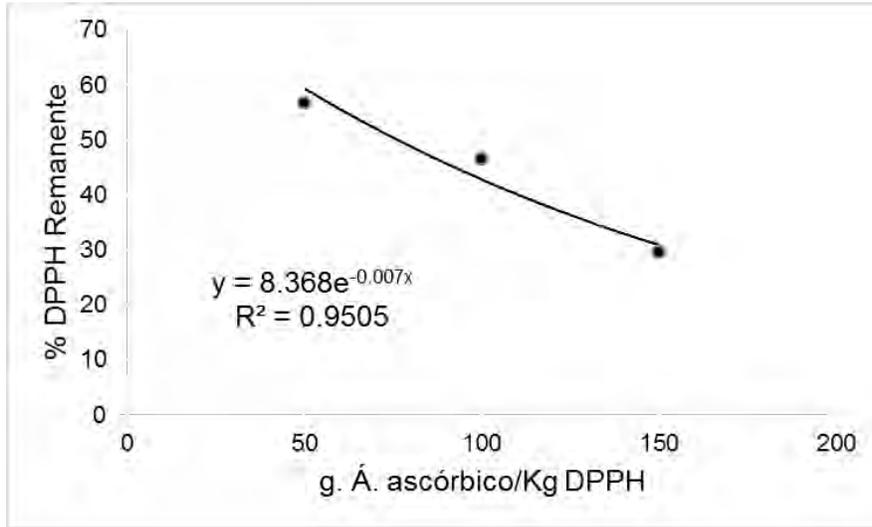
Se realizaron las pruebas de eficiencia antirradical (EA) con el fin de obtener puntos de referencia con tres patrones: ácido ascórbico, ácido gálico y trolox. Las diferentes concentraciones permitieron calcular el porcentaje de DPPH' remanente y el  $EC_{50}$  en las soluciones (Sánchez et al., 1998), las cuales se representan en los gráficos 20 a 25.

**Gráfico 20. Comportamiento de diferentes concentraciones de ácido ascórbico en el tiempo frente al radical DPPH'**



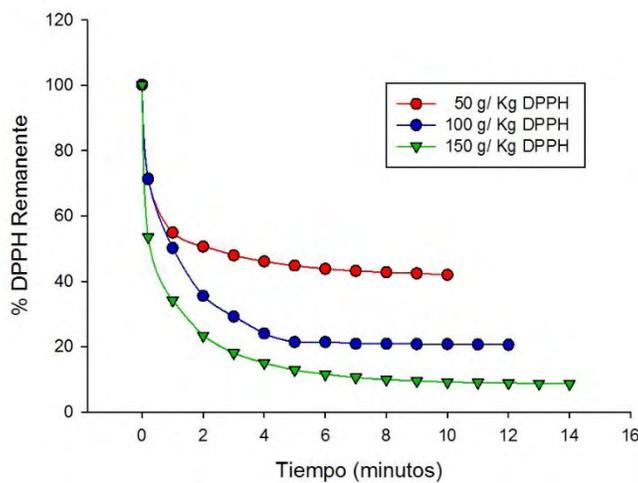
Fuente: Este estudio

**Gráfico 21. Curva para determinar el EC<sub>50</sub> con diferentes concentraciones de ácido ascórbico**

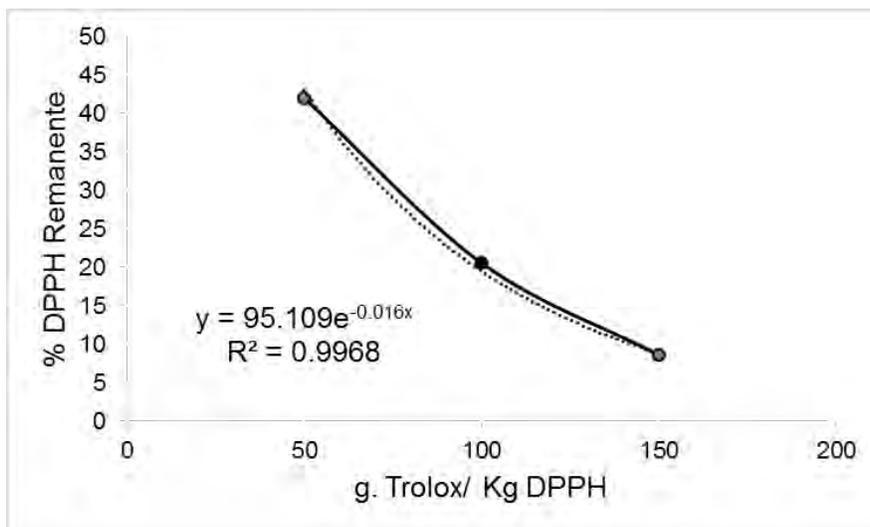


Fuente: Este estudio

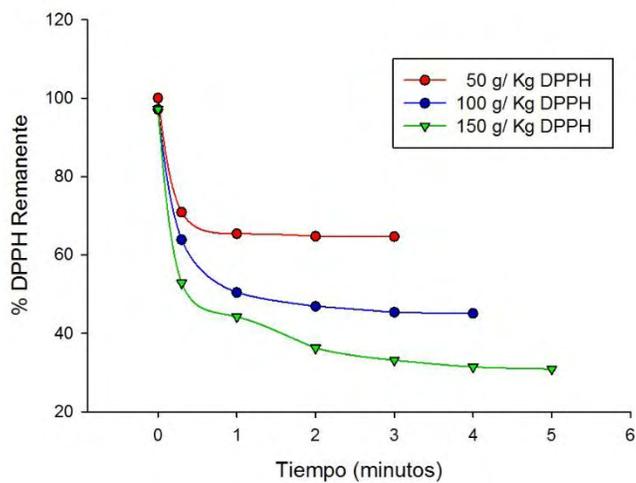
**Gráfico 22. Comportamiento de diferentes concentraciones de ácido gálico en el tiempo frente al radical DPPH•**



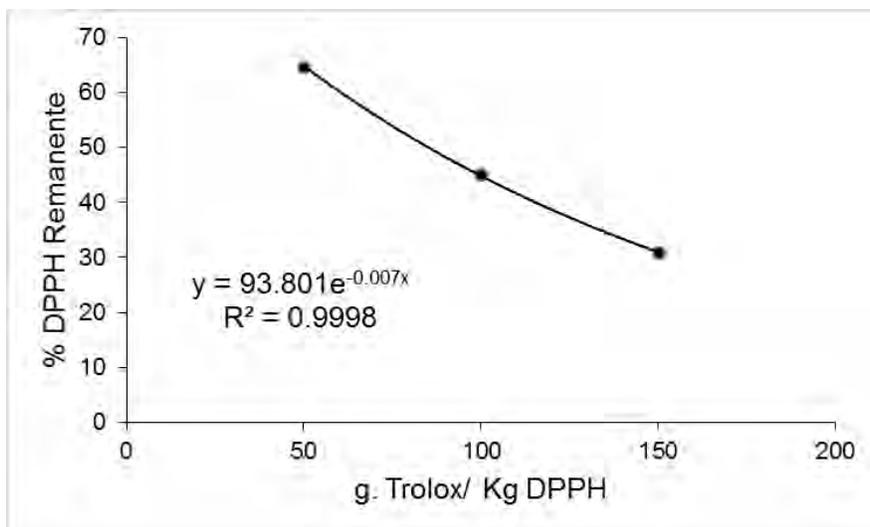
Fuente: Este estudio

**Gráfico 23. Curva para determinar el EC<sub>50</sub> con diferentes concentraciones de ácido gálico.**

Fuente: Este estudio

**Gráfico 24. Comportamiento de diferentes concentraciones de trolox en el tiempo frente al radical DPPH•**

Fuente: Este estudio

**Gráfico 25. Curva para determinar el EC<sub>50</sub> con diferentes concentraciones de trolox**

Fuente: Este estudio

Los patrones se expresaron como g de antioxidante/ Kg de DPPH<sup>•</sup>, con el objetivo de comparar los resultados con Sánchez et al. (1998). El cálculo de las concentraciones se realizó de acuerdo a la metodología planteada por Jiménez & Villarreal (2008), dichos patrones muestran que a una mayor concentración de antioxidante deja menor % [DPPH]<sub>Remanente</sub> aunque tarde más tiempo en reaccionar (Gráficas 25, 27 y 29).

La tabla 17 muestra los valores de los parámetros EC<sub>50</sub>, t<sub>EC50</sub> y eficiencia antiradical (EA) calculados para ácido gálico, ácido ascórbico y trolox. Comparando los datos obtenidos de EA en esta investigación con respecto a los reportados por Sánchez et al. (1998) se puede establecer que los comportamientos del radical DPPH<sup>•</sup> con los antioxidantes evaluados son similares y, por tanto, este método es adecuado para el análisis con los extractos de papa nativa.

Tabla 17.

*Eficiencia antiradical DPPH• con diferentes antioxidantes*

Patrón	Concent (ppm)	% DPPH• Rem	Tiempo (min)	EC <sub>50</sub> <sup>a</sup>	t <sub>EC50</sub> (min)	EA x10 <sup>-3</sup>	EA <sup>b</sup> x10 <sup>-3</sup>	Bondad ajuste	
								RMSE <sup>c</sup>	%E <sup>d</sup>
Ácido gálico	50	43,82	9,81					0,292	0,672
	100	20,89	12,38	40,18	8,85	2,81	2,6	1,831	8,056
	150	11,53	13,81					0,335	2,820
Ácido ascórbico	50	56,89	1,04					2,290	3,912
	100	46,68	1,41	71,32	1,29	10,9	11,4	0,236	0,545
	150	29,58	2,04					2,545	7,922
trolox	50	64,74	2,95					0,884	1,385
	100	44,96	4,10	89,88	3,81	2,92	NR	2,152	5,027
	150	30,23	4,95					1,533	5,342

a: g de antioxidante/Kg de DPPH•; b: Tomado de Sanchez 1998; c: Raíz cuadrada del error medio cuadrático; d: error porcentual promedio.

Fuente: Este estudio

Se evaluaron los extractos obtenidos de papa nativa a los cuales se le determinó cada uno de los parámetros establecidos con el método DPPH•, para esto se utilizó una mayor concentración de todos los extractos de papa nativa, con el fin de realizar comparaciones entre los antioxidantes sintéticos y naturales.

En la tabla 18 muestran los resultados de la prueba DPPH con los extractos de papa nativa (CR, CC, PR, PC); mediante la gráfica de % [DPPH•] Remanente vs. concentración de antioxidante, se obtuvieron las siguientes ecuaciones:  $y = 120,5e^{-0,195x}$  ( $R^2=0,0985$ ) para el extracto CR;  $y = 132,41e^{-0,24x}$  ( $R^2=0,9634$ ) para el extracto CC,  $y = 94,132e^{-0,028x}$  ( $R^2=0,955$ ) para el extracto PR, y  $y = 94,039e^{-0,029x}$  ( $R^2=0,9669$ ) para el extracto PC, a los cuales se les calculó el respectivo EC<sub>50</sub>. El

$t_{EC50}$  de los extractos se obtuvo con las ecuaciones:  $y = - 38,864x + 266,84$  ( $R^2=0,9953$ ) para el extracto CR,  $y = - 56,657x + 330,19$  ( $R^2=0,9379$ ) para el extracto CC,  $y = - 9,038x + 111,81$  ( $R^2=0,9682$ ) para el extracto PR,  $y = - 7,6335x + 95,809$  ( $R^2=0,9854$ ) para el extracto PC; mediante la gráfica % [DPPH\*]<sub>Remanente</sub> vs. Tiempo.

**Tabla 18.**

**Parámetros calculados con el método DPPH\* para los extractos de papa nativa evaluados**

<i>Extracto</i>	$C_{patrón}^a$	$C_{patrón}^b$	$\%DPPH_{Rem}$	<i>Tiempo</i> (min)	$EC_{50}^a$	$t_{EC50}$	<i>EA</i> $\times 10^{-3}$
CR	43007,42	50	44,85	5,70			
	25804,45	30	70,01	5,10	4,51	5,57	39,81
	17202,97	20	79,37	4,80			
CC	43007,42	50	38,72	5,10			
	25804,45	30	69,80	4,70	4,05	4,94	49,98
	17202,97	20	77,54	4,40			
PR	43007,42	50	82,27	3,30			
	25804,45	30	85,75	2,80	22,59	6,83	6,48
	17202,97	20	89,69	2,50			
PC	43007,42	50	81,52	1,90			
	25804,45	30	83,35	1,30	21,78	6,00	7,65
	17202,97	20	89,26	0,90			

CR: cáscara ratona morada; CC: cáscara curiquina; PR: pulpa ratona morada; PC: pulpa

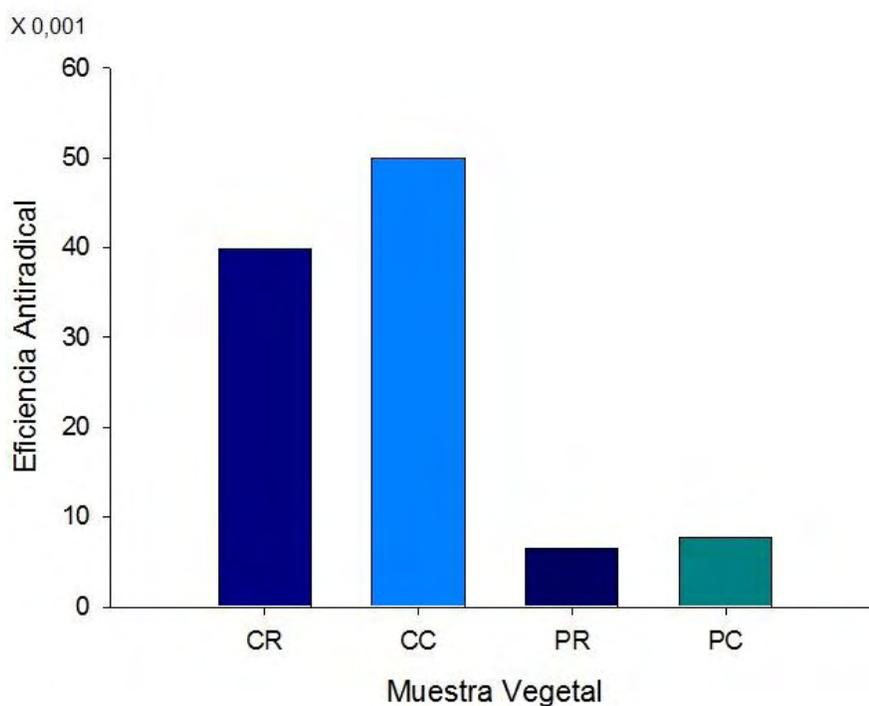
curiquina; a: g de muestra seca/Kg de DPPH\*; b: g de muestra seca/L

Fuente: Este estudio

El gráfico 26 muestra los resultados de la eficiencia antiradical para los extractos de papa

nativa evaluados, los extractos de cáscara, a diferencia de la pulpa, mostraron una eficiencia antiradical superior; por tanto se puede establecer que la cáscara tiene mayor capacidad antioxidante, y por ende la eficiencia antiradical mantiene el mismo efecto.

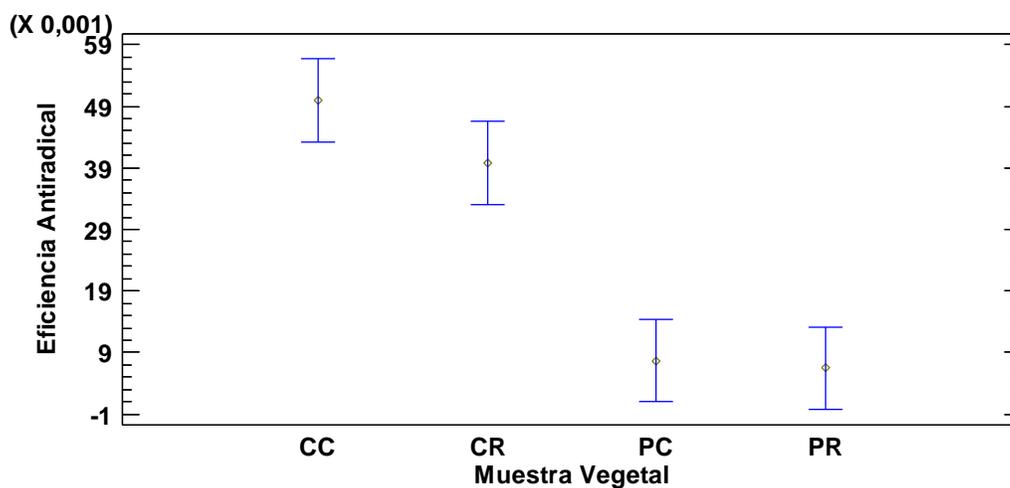
**Gráfico 26. Eficiencia antiradical de los extractos de papa nativa**



Fuente: Este estudio

Coincidiendo con los resultados del método de ABTS, el análisis de varianza mostró diferencia significativa ( $p < 0,05$ ) de la eficiencia antiradical (EA) entre los extractos obtenidos de la cáscara y los obtenidos de la pulpa; mientras que no hubo diferencia en la EA relacionada con la variedad de papa nativa entre grupos (anexo 15). Lo anterior se puede observar más claramente en el gráfico 27.

**Gráfico 27. Gráfico de medias LSD de Fisher para eficiencia antiradical de los extractos de papa nativa**



Fuente: Este estudio

Según la clasificación de Sánchez et al. (1998), los extractos obtenidos de las cáscaras presentaron una eficiencia antiradical “muy alta”; mientras que los de pulpa se clasifican como “media”. El orden de la eficiencia antiradical de los extractos evaluados fue: CC>CR>PC>PR, lo que coincide con el orden obtenido en la prueba de ABTS<sup>•+</sup>.

Los resultados de la prueba DPPH<sup>•</sup> indican que el extracto CC presenta el mejor EC<sub>50</sub> y t<sub>EC50</sub>, puesto que la cantidad necesaria para disminuir la concentración del radical libre a un 50% es de 4,05 g de cáscara seca/Kg de DPPH<sup>•</sup> en un tiempo de 4,94 minutos. En la tabla 19 se sintetizan los resultados del contenido de fenoles y capacidad antioxidante de los extractos obtenidos en las mejores condiciones por ultrasonido.

**Tabla 19.**

**Contenido de fenoles totales y capacidad antioxidante en los extractos de cáscara y pulpa obtenidos por EUA en papas nativas**

<i>Extracto</i>	<i>Fenoles totales<sup>a</sup></i>	<i>ABTS<sup>*+b</sup></i>	<i>DPPH<sup>*</sup></i>		
			<i>EC<sub>50</sub><sup>c</sup></i>	<i>tEC<sub>50</sub></i>	<i>EA x 10<sup>-3</sup></i>
CR	1770,25	0,410	4,51	5,57	39,81
CC	1910,42	0,412	4,05	4,94	49,98
PR	865,30	0,303	22,59	6,83	6,48
PC	1324,11	0,324	21,78	6,00	7,65

CR: cáscara ratona morada; CC: cáscara curiquina; PR: pulpa ratona morada; PC: pulpa curiquina; a: mg AGE/100 g de muestra de papa seca; b: mM de trolox/g de muestra de papa seca; c: g de muestra de papa seca/Kg de DPPH<sup>\*</sup>

Fuente: Este estudio

Los dos métodos de capacidad antioxidante evaluados en esta investigación fueron necesarios, ya que cada uno brinda una información diferente pero a la vez complementaria, cuando se utiliza el radical ABTS<sup>\*+</sup> se determina la actividad antioxidante equivalente a un análogo hidrosoluble llamado  $\alpha$ -tocoferol (trolox), por otro lado el método DPPH<sup>\*</sup> permite evaluar el comportamiento del compuesto antioxidante en el tiempo, es decir, la capacidad que tiene de inhibir el radical durante un lapso de tiempo (Brand-Williams et al., 1995; Jiménez & Villarreal, 2008; Re et al., 1999; Sánchez et al., 1998).

Ah-Hen et al. (2012); Peñarrieta, Salluca, Tejeda, Alvarado, & Bergenståhl (2011); Singh & Rajini (2004), exponen la correlación entre la capacidad antioxidante, el contenido de fenoles totales y color que presentan las papas nativas, ya que al medir las propiedades antioxidantes obtienen que la cantidad de fenoles encontrados y la actividad frente al radical DPPH<sup>\*</sup>, son

directamente proporcionales. Duh (1998); Tanaka, Kuie, Nagashima, & Taguchi (1988), han observado una correlación directa entre la actividad antioxidante y el poder reductor de extractos de plantas con el contenido de compuestos fenólicos, debido a que ejercen una acción antioxidante al romper la cadena de radicales libres mediante la donación de un átomo de hidrogeno.

Los ácidos fenólicos, principalmente el ácido clorogénico, pueden representar hasta el 90% del contenido de fenoles en papas andinas (Andre et al., 2007), además dichos compuestos se distribuyen principalmente entre la corteza y piel de la papa, alrededor del 50% de los compuestos fenólicos se encuentran en la cáscara y tejidos adyacentes, mientras que el resto disminuye en concentración desde el exterior hacia el centro de los tubérculos de papa (Ah-Hen et al., 2012); este hecho fue verificado en esta investigación, ya que el mayor contenido de fenoles totales y capacidad antioxidante se encontró en la cáscara de las dos variedades de papa nativa.

Rumbaoa, Cornago, & Geronimo (2009) y Teow et al. (2007), investigaron la actividad antioxidantes de diferentes variedades de papa (*Solanum tuberosum*) obteniendo que la cantidad necesaria para inhibir el radical a la mitad fue entre 34,6 – 48,6 mg/mL, además Cerón & López (2013) realizaron un estudio a cáscara de variedades comerciales, las cuales resultaron con un EC<sub>50</sub> de 26,90 g de cáscara seca/L, siendo similares con los resultados de pulpa en papa nativa realizado en este estudio, demostrando así que la pigmentación de estas variedades nativas le atribuyen una capacidad antioxidante más alta con respecto a las variedades comerciales.

Cabe destacar que hay muchas investigaciones de residuos como semillas o cáscaras, donde se han encontrado altas cantidades de compuestos antioxidantes, los cuales pueden ser importantes para el aprovechamiento agroindustrial por sus características nutraceuticas (Araya et al., 2006; Cerón et al., 2011; Romero, 2008). De acuerdo a lo anterior la cáscara de papa nativa puede ser

una alternativa para la extracción de compuestos antioxidantes e incluso ser parte de la dieta alimentaria, ya que estos compuestos aportan muchos beneficios para la salud humana (Guntero et al., 2015; Londoño, 2010; Peña, 2015).

Las papas nativas son especialmente muy ricas en polifenoles, en promedio registran cuatro veces más cantidad de polifenoles que las variedades mejoradas, aspecto que tiene mucha importancia si se considera que los polifenoles actúan como antioxidantes naturales, protegen el cuerpo humano del efecto dañino de los radicales libres, ayudan a combatir enfermedades degenerativas e inhiben la formación y crecimiento de tumores (López, 2012). El contenido de compuestos fenólicos en las variedades de papa nativa estudiadas es un excelente ejemplo de la posibilidad de aumentar el consumo de estas fuentes importantes de compuestos por su valor nutricional (García, 2011).

#### **Análisis de ácido clorogénico en los extractos de papa nativa**

Los resultados obtenidos del análisis de ácido clorogénico en los extractos metanólicos de papa nativa de las variedades ratona morada y curiquinga se representan en la tabla 20, donde se observa que la cáscara de la variedad curiquinga presentó un mayor contenido de ácido clorogénico, con un valor de 0,44 mg/g de muestra seca, como se representa en el pico más alto del perfil cromatográfico (Anexo 16), de igual forma se muestra en pulpa de esta misma variedad donde el contenido es superior al de ratona morada. Lo anterior corrobora los resultados obtenidos en la determinación de fenoles totales y capacidad antioxidante en los extractos de papa nativa evaluados.

**Tabla 20.****Análisis de ácido clorogénico en extractos de papa nativa**

<i>Extracto</i>	<i>t<sub>R</sub></i>	<i>Concentración de Ácido clorogénico</i>
	<i>minutos</i>	<i>mg/g muestra seca</i>
CR	2,366	0,38
CC	2,373	0,44
PR	2,377	0,06
PC	2,365	0,13

CR: cáscara ratona morada; CC: cáscara curiyinga; PR: pulpa ratona morada; PC: pulpa curiyinga;  $t_R$ : tiempo de retención; Longitud de onda a 294 nm

Fuente: Este estudio

Al-Weshahy & Venket (2013), encontraron concentraciones de ácido clorogénico de 0,07 – 0,87 mg/g de cáscara de papa seca en la variedad penta y para la variedad marcy 0,26 – 0,51 mg/g de cáscara de papa seca, también Peña & Restrepo (2013), reportan un contenido de ácido clorogénico en un rango de 0,625 – 1,73 mg/g de papa seca, para papas criollas. Albishi, John, Al-Khalifa, & Shahidi (2013) reportaron un contenido de ácido clorogénico de 3,074 mg/g de cáscara de papa púrpura y 0,144 mg/g de pulpa, del mismo tubérculo. Los resultados obtenidos en esta investigación están dentro de los rangos que se reportan en los estudios citados previamente y coinciden con el hecho de que la mayor concentración de ácidos fenólicos en la papa se encuentran en la cáscara (Bonierbale et al., 2004).

## 6. CONCLUSIONES

Las papas nativas (*Solanum phureja*) de la variedad ratona morada y curiquinga presentan un potencial nutricional en calcio y fibra cruda, además de su elevado contenido fenólico con respecto a la papa comercial, probablemente sea por diferentes factores durante el cultivo como el tipo de variedad, localización y condiciones de cultivo.

Los extractos obtenidos de forma convencional con acetona al 70% presentaron mayor contenido de fenoles totales que los obtenidos con metanol al 70%, sobresaliendo la variedad curiquinga en cáscara y pulpa con valores de 877,67 y 448,26 mg AGE/ 100 g de muestra seca respectivamente.

La temperatura, la frecuencia y el tiempo tuvieron un efecto significativo sobre el contenido de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de los extractos de papa nativa evaluados, donde la variedad curiquinga presentó mayor contenido fenólico con respecto a la variedad ratona morada y por lo tanto mayor capacidad antioxidante.

Se encontró una buena correlación en cuanto al contenido fenólico y capacidad antioxidante (ABTS<sup>•+</sup> y DPPH<sup>•</sup>), además el análisis de contenido de ácido clorogénico demostró que la variedad curiquinga fue la que presentó mayor contenido de compuestos fenólicos en cáscara y pulpa.

Las papas nativas que presentan pigmentación con antocianinas (púrpura), son las que tienen mayor cantidad de fenoles totales y por tanto mayor capacidad antioxidante, en comparación con las variedades comerciales, encontrándose mayor contenido de compuestos fenólicos en la cáscara que en la pulpa.

La papa nativa podría ser una alternativa de procesamiento a nivel industrial en la cual se pueda aprovechar tanto la pulpa como la cáscara en la formulación de alimentos, ya que son una fuente potencial de antioxidantes en sistemas alimentarios.

## **7. RECOMENDACIONES**

En la extracción asistida por ultrasonidos evaluar temperaturas y tiempos más altos dejando la frecuencia constante (37 kHz), para determinar si es posible aumentar los rendimientos de extracción de compuestos fenólicos,.

Realizar un estudio de fenoles totales y capacidad antioxidante utilizando muestras cocidas tanto en cáscara como en pulpa, para conocer las posibles pérdidas en cocción y determinar el contenido que se ingiere en la dieta diaria.

**REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

- Ah-Hen, K., Fuenzalida, C., Hess, S., Contreras, A., Vega, A., & Lemus, R. (2012). Antioxidant Capacity and Total Phenolic Compounds of Twelve Selected Potato Landrace Clones Grown in Southern Chile. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 72(1), 3–9. <https://doi.org/10.4067/S0718-58392012000100001>
- Al-Weshahy, A., El-Nokety, M., Bakhete, M., & Rao, V. (2013). Effect of storage on antioxidant activity of freeze-dried potato peels. *Food Research International*, 50(2), 507–512. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.12.014>
- Al-Weshahy, A., & Venket, A. (2009). Isolation and characterization of functional components from peel samples of six potatoes varieties growing in Ontario. *Food Research International*, 42(8), 1062–1066. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2009.05.011>
- Al, S., Howard, L., & Miller, J. . (1995). Antioxidant activity and total phenolics in different genotypes of potato (*Solanum tuberosum*, L.). *Journal of Food Science*, 60(2), 341–343. Retrieved from [https://www.researchgate.net/publication/227955812\\_Antioxidant\\_Activity\\_and\\_Total\\_Phenolics\\_in\\_Different\\_Genotypes\\_of\\_Potato\\_Solanum\\_tuberosum\\_L](https://www.researchgate.net/publication/227955812_Antioxidant_Activity_and_Total_Phenolics_in_Different_Genotypes_of_Potato_Solanum_tuberosum_L)
- Albishi, T., John, J., Al-Khalifa, A., & Shahidi, F. (2013). Phenolic content and antioxidant activities of selected potato varieties and their processing by-products. *Journal of Functional Foods*, 5(2), 590–600. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2012.11.019>
- Altemimi, A., Watson, D., Choudhary, R., Dasari, M., & Lightfoot, D. (2016). Ultrasound assisted extraction of phenolic compounds from peaches and pumpkins. *PLOS ONE*, 11(2), 1–20. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0148758>
- Alvarez, E., Jimenez, O., Posada, C., Rojano, B., Gil, J., Garcia, C., & Durango, D. (2008). Actividad antioxidante y contenido de fenoles en los extractos provenientes de las bayas de

- dos especies del género *Vismia* (Guttiferae). *VITAE*, 165–172.
- Alvarez, M., & Repo, R. (1999). *Desarrollo de productos de papas nativas. Centro Internacional de la Papa (CIP)* (Universida). Lima, Perú.
- Andre, C., Ghislain, M., Bertin, P., Oufir, M., Herrera, M., Hoffmann, L., ... Evers, D. (2007). Andean potato cultivars (*Solanum tuberosum* L.) as a source of antioxidant and mineral micronutrients. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(2), 366–378. <https://doi.org/10.1021/jf062740i>
- Araya, H., Clavijo, C., & Herrera, C. (2006). Capacidad antioxidante de frutas y verduras cultivados en Chile. *Archivos Latinoamericanos de Nutricion*, 56(4), 361–365.
- Ashokkumar, M., Sunartio, D., Kentish, S., Mawson, R., Simons, L., Vilku, K., & Versteeg, C. (Kees). (2008). Modification of food ingredients by ultrasound to improve functionality: A preliminary study on a model system. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 9(2), 155–160. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2007.05.005>
- Ayala, A. A., Serna, L., & Mosquera, E. (2010). Liofilización de Pitahaya Amarilla (*Selenicereus megalanthus*). *VITAE, Revista de La Facultad de Química Farmacéutica*, 17(100), 121–127.
- Azuola, R., & Vargas, P. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). *Tecnología En Marcha*, 20(4), 30–40.
- Berber, A., Zengin, G., Aktumsek, A., Sanda, M. A., & Uysal, T. (2014). Antioxidant capacity and fatty acid composition of different parts of *Adenocarpus complicatus* (Fabaceae) from Turkey. *Food Science and Technology*, 62(1), 337–346.
- Bernal, I. (1998). *Análisis de alimentos*. (Guadalupe, Ed.) (Tercera ed). Bogotá, Colombia.
- Bonierbale, M., Amoros, W., Espinoza, J., Mihovilovich, E., Roca, W., & Gómez, R. (2004). Recursos genéticos de la papa: don del pasado, legado para el futuro. *Suplemento Revista Latinoamericana de La Papa*, (June 2015), 3–10.

- Brand-Williams, W., Cuvelier, M., & Berset, C. (1995). Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. *Lebensm. Wiss. U.-Technol*, 30(28), 25–30.
- Brown, C. (2005). Antioxidants in potato. *American Journal of Potato Research*, 82(2), 163–172. Retrieved from <http://link.springer.com/article/10.1007%2FBF02853654?LI=true>
- Brown, C., Wrolstad, R., Yang, C., & Clevidence, B. (2003). Breeding studies in potatoes containing high concentration of anthocyanins. *American Journal of Potato Research*, 80, 241–250.
- Cai, Z., Qu, Z., Lan, Y., Zhao, S., Ma, X., Wan, Q., ... Li, P. (2016). Convencional, ultrasound-assisted, and accelerated-solvent extractions of anthocyanins from purple sweet potatoes. *Food Chemistry*, 197, 266–272. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.10.110>
- Casazza, A., Aliakbarian, B., Mantegna, S., & Cravotto, G. (2010). Extraction of phenolics from *Vitis vinifera* wasters using non-conventional techniques. *Journal of Food Engineering*, 100(1), 50–55.
- Ceballos, A., & Coral, L. (2012). *Cuantificación de cafeína, fenoles totales y actividad antioxidante en la infusión y decocción de hojas de guayusa (Ilex guayusa)*. Universidad de Nariño.
- Cerón, I., Higuera, J., & Cardona, C. (2011). Capacidad antioxidante y contenido fenólico total de tres frutas cultivadas en la región andina. *Vector*, 5(1909–7891), 17–26. Retrieved from [http://datateca.unad.edu.co/contenidos/211616/Articulos/Material\\_extendido/Capacidad\\_antioxidante\\_y\\_contenido\\_fenolico\\_total\\_de\\_tres\\_frutas\\_cultivadas\\_en\\_la\\_region\\_andina.pdf](http://datateca.unad.edu.co/contenidos/211616/Articulos/Material_extendido/Capacidad_antioxidante_y_contenido_fenolico_total_de_tres_frutas_cultivadas_en_la_region_andina.pdf)
- Cerón, L., & López, I. (2013). *Extracción y cuantificación de compuestos con actividad antioxidante a partir de cáscaras de tres variedades de papa (Solanum tuberosum) en el departamento de Nariño*. Universidad de Nariño.
- Charfuelan, M., & Rincon, E. (2014). *Propuesta de unidad de planificación rural del centro*

- corregimental de obonuco y su área de influencia, municipio de Pasto - Departamento de Nariño.* Universidad de Nariño. Retrieved from <http://biblioteca.udenar.edu.co:8085/atenea/biblioteca/90008.pdf>
- Chen, R., Huang, J., Tsai, M., Tseng, L., & Hsu, C. (2011). Differences in degradation kinetics for sonolysis, microfluidization and shearing treatments of chitosan. *Polymer International*, 60(6), 897–902. <https://doi.org/10.1002/pi.3055>
- Contreras, A. (1973). Introducción de variedades de papa (*Solanum tuberosum* L.) a la zona sur del país. *Agro Sur*, 1(1), 17–21. <https://doi.org/ISSN 0304-8802>
- Corrales, L., & Ariza, M. (2012). Estrés oxidativo : origen , evolución y consecuencias de la toxicidad del oxígeno. *Nova - Publicación Científica En Ciencias Biomédicas*, 10(18), 132–250.
- Corrêa, M. (2006). *Atividade antioxidante in vitro da fração fenólica, das oleorresinas e do óleo essencial de Pimenta Rosa (Schinus terebinthifolius Raddi)*. Universidade Federal de Viçosa.
- Cruz, E., Can, A., Sandoval, M., Bugarín, R., Robles, A., & Juárez, P. (2013). Sustratos en la horticultura. *Revista Bío Ciencias*, 52(311), 17–26.
- Cuenca, D., Herrera, R., & Chavelas, E. (2017, May). Determinación de compuestos fenólicos en extractos obtenidos con disolventes de distinta polaridad de dos especies de Comellinaceas. *XIV Encuentro: Participación de La Mujer En La Ciencia Universidad Autónoma de Guerrero*, p. 1.
- Cuniff, P. (1997). Official methods of analysis of AOAC International. *AOAC International*.
- Deng, J., Xu, Z., Xiang, C., Liu, J., Zhou, L., Li, T., ... Ding, C. (2017). Comparative evaluation of maceration and ultrasonic-assisted extraction of phenolic compounds from fresh olives. *Ultrasonics Sonochemistry*, 37, 328–334. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2017.01.023>

- Duco, W., Grosso, V., Zaccari, D., & Soltermann, A. (2016). Generation of ROS mediated by mechanical waves (ultrasound) and its possible applications. *Methods*, *109*, 141–148.
- Duh, P.-D. (1998). Antioxidant activity of burdock (*Arctium lappa* Linné): Its scavenging effect on free-radical and active oxygen. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, *75*(4), 455–461. <https://doi.org/10.1007/s11746-998-0248-8>
- Echavarría, B., Franco, A., & Martínez, A. (2009). Evaluación de la actividad antioxidante y determinación del contenido de compuestos fenólicos en extractos de macroalgas del Caribe Colombiano. *Vitae*, *16*(1), 126–131.
- El Campesino. (2016). [elcampesino.co](http://www.elcampesino.co). Retrieved April 5, 2016, from <http://www.elcampesino.co/la-papa-colombiana-en-cifras/>
- Encuesta Nacional Agropecuaria, E. (2015). *Boletín técnico*. Bogotá, Colombia.
- Enríquez, S. (2014). *Extracción, identificación y estudio de la capacidad antioxidante de pigmentos tipo antocianina presentes en el fruto de la mora (Rubus urticaefolius poir R.)*. Universidad de Nariño.
- Espinal, C. (Director O., Martínez, H., Pinzón, N., & Barrios, C. (2005). *La cadena de la papa en Colombia: Una mirada global de su estructura y dinamica 1991-2005*. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural : Observatorio Agro cadenas Colombia (Vol. 54).
- Fedepapa. (2004). *Guía ambiental para el cultivo de la papa*. (A. Díaz Arteaga, Ed.). Bogotá, Colombia.
- Fedepapa. (2009). *Cadena productiva de la papa: Diagnostico de libre competencia*. Bogotá, Colombia.
- Fedepapa. (2010). Acuerdo de Competitividad de la Cadena Agroalimentaria de la Papa en Colombia. Retrieved from <http://www.fedepapa.com/wp-content/uploads/pdf/acuerdo-competitividad-cadena-agroalimentaria-papa.pdf>

- Fedepapa. (2015). *Documento estrategico FEDEPAPA plan 2020*. Bogotá, Colombia.
- Fedepapa. (2017). Unidos para lograr una cosecha con buen precio. *Revista Papa*, 41(1), 19–21.
- Feng, S., Luo, Z., Tao, B., & Chen, C. (2015). Ultrasonic-assisted extraction and purification of phenolic compounds from sugarcane (*Saccharum officinarum* L.) rinds. *LWT - Food Science and Technology*, 60(2), 970–976. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.09.066>
- Finagro. (2015). Sector papero se prepara para aumentar el consumo de papa en Colombia. Retrieved November 23, 2016, from <https://www.finagro.com.co/noticias/sector-papero-se-prepara-para-aumentar-el-consumo-de-papa-en-colombia>
- Fuentes, C., Adachi, L., Meléndez, R., Pajares, D., Vera, L., & Vidal, C. (2009). *Planta de puré instantáneo de papas nativas en Cajamarca. Atención Primaria* (esan, Vol. 1). Perú, Lima. <https://doi.org/10.1157/13068212>
- Fuenzalida, N. C. (2008). *Determinación de la cantidad de fenoles totales y la actividad antioxidante en papas nativas pigmentadas*. Univeridad Austral de Chile. Retrieved from <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2008/faf954d/doc/faf954d.pdf>
- Fundación Universitaria Iberoamericana. (2005). Base de datos internacional de composición de alimentos. Retrieved August 3, 2017, from <http://www.composicionnutricional.com/alimentos/PAPA-AMARILLA-SIN-CASCARA-4>
- Galindres, G., & Linares, N. (2017). *Modelado de las cinéticas de pérdida de agua y absorción de aceite durante la fritura convencional de dos genotipos de papa nativa (Solanum phureja) cultivados en el departamento de Nariño*. Universidad de Nariño.
- García, A. (2011). *Evaluación in vitro/in vivo de propiedades antioxidantes de clones promisorios de papa criolla ( Solanum phureja )*. Universidad Nacional de Colombia.
- García, E., Fernández, I., & Fuentes, A. (2015). *Determinación de polifenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu*.

- Geankoplis, C. (1993). *Transport process and unit operations* (Third Edit). United States of America: Prentice-Hall International, Inc.
- Gobernación de Nariño, N. Mejoramiento tecnológico y productivo del sistema papa en el departamento de Nariño (2013). Pasto.
- Gómez, A. (2014). *Análisis de la cadena productiva de la papa criolla en Colombia*. Universidad de la Salle.
- Gómez, J., & López, A. (2009). Aplicaciones del ultrasonido en el tratamiento de alimentos. *Temas Selectos de Ingenieria de Alimentos*, 3(1), 59–73.
- Gómez, L. (2015, October 2). Informe: Así es el mundo de la papa colombiana. *CONtextogadero*, p. 1. Retrieved from <http://www.contextogadero.com/agricultura/informe-asi-es-el-mundo-de-la-papa-colombiana>
- Gómez, M., López, J., Pineda, R., Galindo, L., Arango, R., & Morales, J. (2012). Caracterización Citogenética de Cinco Genotipos de Papa Criolla , *Solanum phureja* ( Juz . et Buk .). *Revista Facultad Nacional Agricultura Medellin*, 65(1), 6379–6387.
- Gómez, R. (2000). Guía para las Caracterizaciones Morfológicas Básicas en Colecciones de Papas Nativas. *Departamento de Mejoramiento Y Recursos Genéticos*, 1, 1–27.
- Guerrero, A., & Rivera, C. (2006). *Estudio para la optimización del proceso de industrialización de la papa criolla (Solanum phureja) precocida y congelada en San Juan de Pasto - Nariño*. Unversidad de Nariño.
- Guntero, V., Longo, M., Ciparicci, S., Martini, R., & Andreatta, A. (2015). Comparación de métodos de extracción de polifenoles a partir de residuos de la industria vitivinícola. *Asociación Argentina de Ingenieros Quimicos*, (1), 1–9.
- Herrera, A., & Rodríguez, L. (2012). *Tecnologías de producción y transformación de papa*

*criolla* (Universida). Bogotá, Colombia.

Huamán, Z. (2008). *Descriptores Morfológicos De Papa* (CCBAT). Lima, Perú.

Huang, W., Xue, A., Niu, H., Jia, Z., & Wang, J. (2009). Optimised ultrasonic-assisted extraction of flavonoids from *Folium eucommiae* and evaluation of antioxidant activity in multi-test systems in vitro. *Food Chemistry*, *114*(3), 1147–1154. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.10.079>

Ingeniería Farmacéutica. (2012). Introducción extracción líquido-líquido. Retrieved from <https://sites.google.com/site/extraccionliqliqipnupiig/extraccion-liquido-liquido>

Isaza, J. H., Veloza, L. Á., Guevara, C. A., Ávila, Y. P., & Díaz, O. (2005). Estimación espectrofotométrica de fenoles totales en especies de la familia Melastomataceae. *Actualidades Biológicas*, *27*(1), 75–79.

Jiménez, J., & Villarreal, J. (2008). *Estudio Químico de Pigmentos Tipo Antocianina Presentes en el Fruto del Motilon (Hyeronima macrocarpa)*. Universidad de Nariño.

Jiménez, M., Rossi, A., & Sammán, N. (2009). Phenotypic, agronomic and nutritional characteristics of seven varieties of Andean potatoes. *Journal of Food Composition and Analysis*, *22*(6), 613–616. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2008.08.004>

Juli Mamani, D. M., & Arias Jordan, E. (2011). *Antocianinas, polifenoles totales y capacidad antioxidante en dos clones de papa natia del genero Solanum de pulpa azul y roja*. Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

Kharisov, B., & Méndez, U. (1999). Uso del ultrasonido en procesos químicos. *Ingenierías*, *II*(5), 13–21. Retrieved from [file:///C:/Users/Laboratorio/Downloads/5\\_Boris\\_uso\\_del\\_ultrason.pdf](file:///C:/Users/Laboratorio/Downloads/5_Boris_uso_del_ultrason.pdf)

Koduvayur, S., Nielsen, N., & Jacobsen, C. (2010). Antioxidant Activity of Potato Peel Extracts in a Fish-Rapeseed Oil Mixture and Oil-in-Water Emulsions. *Journal of the American Oil*

- Chemists Society*, 87(11), 1319–1332.
- Krupyanskii, Y., Abdunasyrov, E., Loiko, N., Stepanov, A., Tereshkina, K., & Registan, G. (2012). Possible mechanisms of the influence of hexylresorcinol on the structure-dynamic and functional properties of lysozyme protein. *Russian Journal of Physical Chemistry B*, 6(1), 301–314.
- Kumari, B., Tiwari, B. K., Hossain, M. B., Rai, D. K., & Brunton, N. P. (2017). Ultrasound-assisted extraction of polyphenols from potato peels: Profiling and kinetic modelling. *International Journal of Food Science and Technology*, 1432–1439. <https://doi.org/10.1111/ijfs.13404>
- Kuskoski, M., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini, J., & Fett, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciência E Tecnologia de Alimentos*, 25(4), 726–732.
- Ladeira, C., Sanches, F., Geton, M., Georgetti, S., & Iouko, E. (2016). Multi-response optimisation of the extraction solvent system for phenolics and antioxidant activities from fermented soy flour using a simplex-centroid design. *Food Chemistry*, 197, 175–184. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.10.124>
- Llacuna, L. (2012). *Papel de los antioxidantes en la prevención del cáncer*. México.
- Llanos, E. M. (2009). *Capacidad antioxidante de tres variedades de papa (Solanum tuberosum) con y sin cáscara: blanca, amarilla y rosada*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Londoño, J. (2012). Antioxidantes: importancia biológica y métodos para medir su actividad. *Corporación Universitaria Lasallista*, 129–162.
- Londoño, J. A. (2010). Aprovechamiento de residuos de la agroindustria de cítricos : extracción y caracterización de flavonoides. *Corporacion Universitaria Lasallista*, 21, 395–416.
- Londoño, J., Rodrigues, V., Lara, O., Gil, A., Crecsynski, T., Arango, G., & Pineda, J. (2010).

- Clean recovery of antioxidant flavonoids from citrus peel: Optimizing an aqueous ultrasound-assisted extraction method. *Food Chemistry*, 119(1), 81–87. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.05.075>
- López, E. (2012). Conservación in vitro de germoplasma de papas nativas de pulpa de color de la Región La Libertad, Perú. *Revista Científica de La Facultad de Ciencias Biológicas*, 32(1), 11–103.
- Lorimer, J. P., & Mason, T. J. (1987). Sonochemistry. Part 1—The physical aspects. *Chem. Soc. Rev.*, 16(0), 239–274. <https://doi.org/10.1039/CS9871600239>
- Luque, J. L., & Luque, M. D. (2003). Ultrasound: A powerful tool for leaching. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 22, 41–47.
- Madroñero, I., Rosero, J., Rodríguez, L., Navia, J., & Benavides, C. (2013). Caracterización morfoagronómica de genotipos promisorios de papa criolla ( *Solanum tuberosum* L . Grupo Andigenum ) en Nariño. *Temas Agrarios*, 18(2), 50–66.
- Maldonado, M., Arango, S. S., & Rojano, B. A. (2014). Free radical scavenging capacity and cytotoxic and antiproliferative effects of *Vaccinium meridionale* Sw . against colon cancer cell lines. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 19(2), 172–184.
- Martínez, F. (2015). *Conservación de agrobiodiversidad andina: El caso de las papas nativas en Colombia*. Pontificia Universidad Javeriana.
- Martinez, G. andrés R. (2008). Estudio del proceso de liofilización: Aplicación al jugo de piña, 64.
- Marulanda, J. (2002). *Determinación del perfil de calentamiento y evaluación sensorial en la elaboración de pulpa liofilizada de mango variedad Tommy Atkins*. Universidad Nacional de Colombia. Retrieved from <http://www.bdigital.unal.edu.co/1009/>
- Medina, A. (2008). Importancia del calcio en la nutrición de la papa.

- Mohdaly, A. A. A., Sarhan, M. A., Smetanska, I., & Mahmoud, A. (2010). Antioxidant properties of various solvent extracts of potato peel, sugar beet pulp and sesame cake. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90(2), 218–226. <https://doi.org/10.1002/jsfa.3796>
- Moreno, E., Ortiz, B. L., & Restrepo, L. P. (2014). Contenido total de fenoles y actividad antioxidante de pulpa de seis frutas tropicales. *Revista Colombiana de Química*, 43(3), 41–48.
- Mosquera, N. (2016). *Contenido de betalaínas y actividad antioxidante in vitro del ulluco (Ullucus tuberosus)*. Universidad de Nariño.
- Muñoz, E. (2012). *Obtención de pulpa de frambuesa liofilizada y aplicación en yogur como colorante y saborizante natural*.
- Navarro, C., Bolaños, L. C., & Lagos, T. C. (2010). Caracterización Morfoagronómica y Molecular de 19 Genotipos de Papa Guata y Chaucha (*Solanum tuberosum* L. y *Solanum phureja* Juz et Buk ) Cultivados en el Departamento de Nariño. *Revista Agronomía*, XXVII(1), 27–39.
- Obregón, A., & Repo, R. (2013). Evaluación fisicoquímica y bromatológica de cuatro variedades nativas de papa (*Solanum* spp.). *Ciencia E Investigación*, 16(1), 38–40.
- Ola, S., Catia, G., Marzia, I., Francesco, V., Afolabi, A., & Mulinacci, N. (2009). HPLC/DAD/MS characterisation and analysis of flavonoids and cinnamoyl derivatives in four Nigerian green-leafy vegetables. *Food Chemistry*, 115(4), 1568–1574. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.02.013>
- Ondruschka, B., Lifka, J., & Hofmann, J. (2000). Aquasonolysis of Ether - Effect of Frequency and Acoustic Power of Ultrasound. *Chemical Engineering Technology*, 23(3), 588–592.
- Orjuela, A. (2015). *Determinación de actividad antioxidante de extractos y fracciones de hojas de Chromolaena perglabra (B.L. Robinson) R.M. King & H. Robinson*.

- Pang, X., Xu, C., Jiang, Y., Xiao, Q., & Wingnang, A. (2016). Natural products in the discovery of novel sonosensitizers. *Pharmacology & Therapeutics*, *162*, 144–155.
- Patiño, D. V., & Chaves, D. M. (2014). *Evaluación de una tecnología emergente (Microondas) para la extracción de compuestos antioxidantes de cáscara de papa (Solanum tuberosum) de la variedad Diacol Capiro*. Universidad de Nariño.
- Patist, A., & Bates, D. (2008). Ultrasonic innovations in the food industry: From the laboratory to commercial production. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, *9*(2), 147–154. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2007.07.004>
- Peña, C. B. (2015). *Evaluación del contenido nutricional y actividad antioxidante en Solanum tuberosum grupo Phureja*. Universidad Nacional de Colombia.
- Peña, C. B., & Restrepo, L. P. (2013). Compuestos fenólicos y carotenoides en la papa : revisión . Phenolic Compounds and Carotenoids in Potatoes – Revision. *Actualización En Nutrición*, *14*(1), 25–32.
- Peñarrieta, M., Salluca, T., Tejada, L., Alvarado, A., & Bergenståhl, B. (2011). Changes in phenolic antioxidants during chuño production (traditional Andean freeze and sun-dried potato). *Journal of Food Composition and Analysis*, *24*(4–5), 580–587. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2010.10.006>
- Pérez, V., Lugo, E., Gutiérrez, M., & Del Toro Sánchez, C. (2013). Extracción de compuestos fenólicos de la cáscara de lima (*Citrus limetta* Risso) y determinación de su actividad antioxidante. *Revista de Ciencias Biológicas Y de La Salud*, *15*(3), 18–22.
- Pineda, D. (2012). *Preservación de los Alimentos por Ultrasonido*. El Salvador.
- Piñeros, C. (2009). *Recopilación de la investigación del sistema productivo papa criolla*. (C. Fedepapa, Ed.), Fedepapa. Bogotá, Colombia.

- Porto, M. (2015). *Extracción asistida por ultrasonido de componentes bioactivos a partir de fuentes naturales*. La Habana, Cuba.
- Quispe, N. (2013). *Análisis de la Cadena de Valor de la Papa Nativa en los distritos de Huayana y Pomacocha – Provincia de Andahuaylas – Apurímac*. Pontificia Universidad Católica del Perú.
- Radunz, A. (2003). Influence of steam-peeled potato-processing waste inclusion level in beef finishing diets: Effects on digestion, feedlot performance and meat quality. *Journal of Animal Science*, 81, 2675–2685.
- Ramos, E., Castañeda, B., & Ibañez, L. (2008). *Evaluación de la capacidad antioxidante de plantas medicinales peruanas nativas*.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant Activity Applying An Improved ABTS Radical Cation Decolorization Assay. *Free Radical Biology & Medicine*, 26(98), 1231–1237.
- Rodríguez, J., Menéndez, J., & Trujillo, Y. (2001). Radicales libres en la biomedicina y estrés oxidativo. *Revista Cubana de Medicina Militar*, 30(1), 15–20. Retrieved from [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0138-65572001000100007](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0138-65572001000100007)
- Rodriguez de Sotilo, D., Hadley, M., & Holm, E. . (1994). Potato Peel Waste: Stability and Antioxidant Activity of a Freeze-Dried Extract. *Journal of Food Science*, 59(5), 1031–1033. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1994.tb08182.x>
- Román, N., Garcia, M., Castillo, A., Sahagún, J., & Jiménez, A. (2014). Componentes nutricionales y antioxidnates de dos especies de guaje (*Leucaena* spp.): Un recurso ancestral subutilizado. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 20(2), 157–170. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2013.07.023>
- Romero, I. (2008). *Extracción de compuestos fenólicos de la uva al vino. Papel de los enzimas de*

*maceración*. Universidad de Murcia.

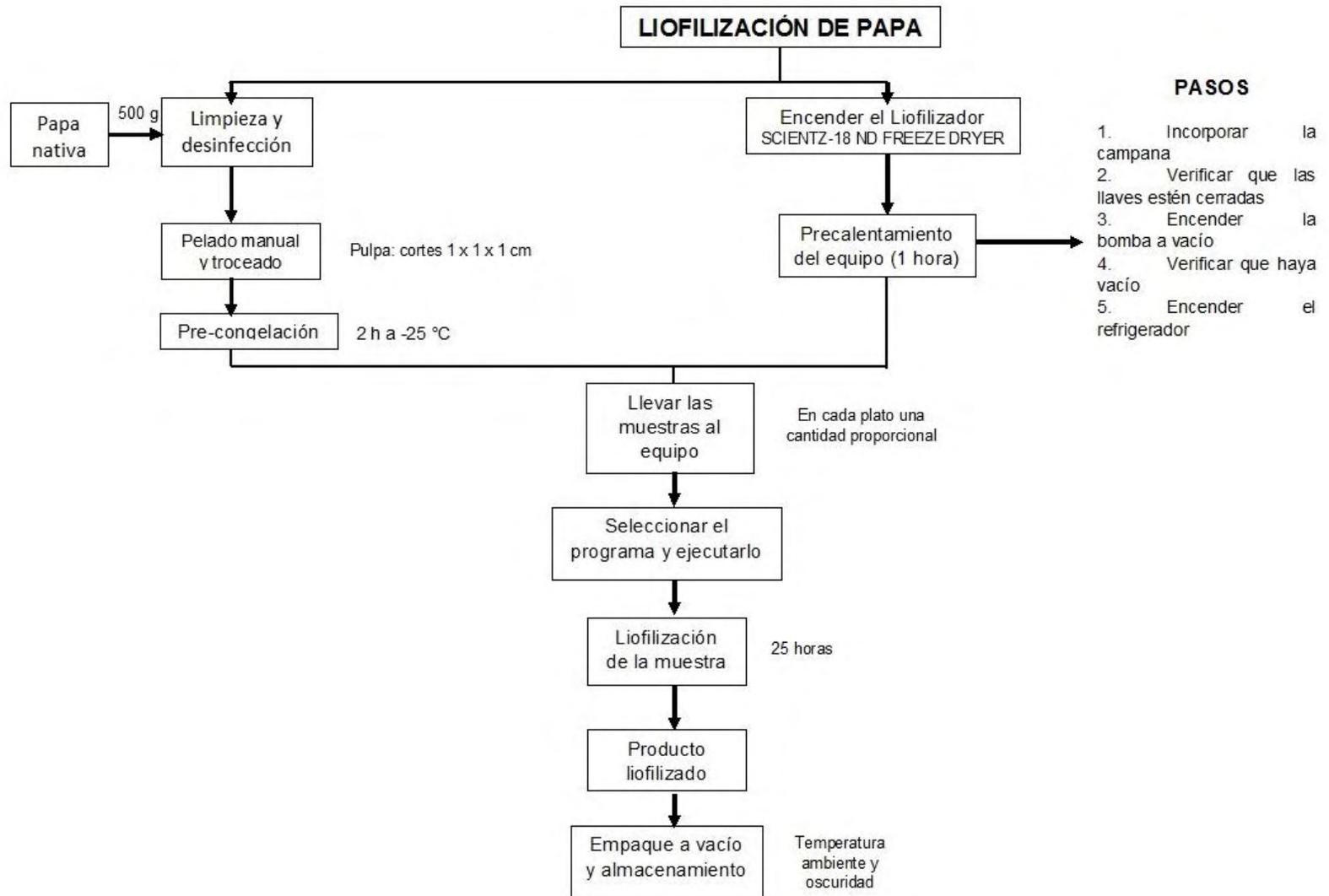
- Rumbaoa, R., Cornago, D., & Geronimo, I. (2009). Phenolic content and antioxidant capacity of Philippine potato (*Solanum tuberosum*) tubers. *Journal of Food Composition and Analysis*, 22(6), 546–550. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2008.11.004>
- Sánchez, C., Larrauri, J. A., & Saura, F. (1998). A Procedure to Measure the Antiradical Efficiency of Polyphenols. *Journal Sci Food Agric*, 270(76), 270–276.
- Segura, B. (2014). *Cadena de valor de papas nativas (Solanum andigenum sp.) en la provincia de Jauja, Perú*. Universidad Politécnica de Madrid.
- Singh, N., & Rajini, P. (2004). Free radical scavenging activity of an aqueous extract of potato peel. *Food Chemistry*, 85, 611–616. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00396-0](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00396-0)
- SIPSA. (2013, September). El cultivo de la papa, *Solanum tuberosum*: Alimento de gran valor nutritivo, clave en la seguridad alimentaria mundial. *Ministerio de Agricultura Y Desarrollo Rural*, 1–92.
- Soto, M., Ruestra, J., & Meregildo, R. (2014). Capacidad antioxidante In Vitro de cuatro variedades de tubérculos de *Solanum tuberosum* L. “Papa” (Cruda y cocida con y sin cascara) frente al DPPH. *Revista Tzhaecoen*, 66(2), 243–259.
- Storino, M., Contreras, M., Rojano, J., Serrano, R., & Nouel, A. (2014). Complicaciones de la diabetes y su asociación con el estrés oxidativo: un viaje hacia el daño endotelial. *Revista Colombiana de Cardiología*, 21(6), 392–398. <https://doi.org/10.1016/j.rccar.2014.09.004>
- Suárez, S., Ale, N., Trabucco, J., & Sanabria, O. (2014). Polifenoles, micronutrientes minerales y potencial antioxidante de papas nativas. *Revista Sociedad Química Perú*, 80(2), 108–114.
- Tanaka, M., Kuie, C., Nagashima, Y., & Taguchi, T. (1988). Applications of antioxidative Maillard reaction products from histidine and glucose to sardine products. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 54, 1409–1414.

- Teow, C., Truong, V., McFeeters, R., Thompson, R., Pecota, K., & Yencho, C. (2007). Antioxidant activities, phenolic and  $\beta$ -carotene contents of sweet potato genotypes with varying flesh colours. *Food Chemistry*, *103*(3), 829–838. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.09.033>
- Tinjacá, S., & Rodríguez, L. E. (2015). *Catálogo de papas nativas de Nariño, Colombia*. (M. C. (Universidad N. de C. Delgado Niño, Ed.) (McGill). Bogotá, Colombia.
- Tobón, N. (2015). *Extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos de la pulpa de café (Coffea arabica L.) variedad Castillo*. Corporación Universitaria Lasallista.
- Toribio, F. (2003). Cromatografía de líquidos - espectrometría de masas. In *Desarrollo de metodología analítica basada en el uso de técnicas combinadas para la determinación de aminas heterocíclicas* (pp. 167–169). Barcelona: Universidad de Barcelona. Retrieved from <http://diposit.ub.edu/dspace/handle/2445/42822>
- Trejo, A., & Pascual, S. (2016). *Evaluación de capacidad antioxidante y determinación de fenoles totales para frutos*.
- UNAM. (2007). Técnicas Cromatográficas. In *Química Analítica Instrumental II* (pp. 1–123). México.
- Universidad Central del Ecuador. (2008). *III Congreso Nacional de la Papa*. Quito. Retrieved from <https://books.google.com.co/books?id=94kzAQAAMAAJ&pg=PT54&lpg=PT54&dq=en+que+afecta+el+contenido+del+calcio+en+las+papas&source=bl&ots=dJMPE5SIfY&sig=-sfwFhBTUBCC9lokxbewMdpI0sw&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwiGpbDGvLvVAhVBPCYKHRb0AzoQ6AEIPzAE#v=onepage&q=en+que+a>
- Uribe, C. (2010). *Evaluación de la actividad antioxidante de las hojas de Pentacalia corymbosa y Pentacalia nitida (ASTERALES: ASTERÁCEAE)*. Pontificia Universidad Javeriana.

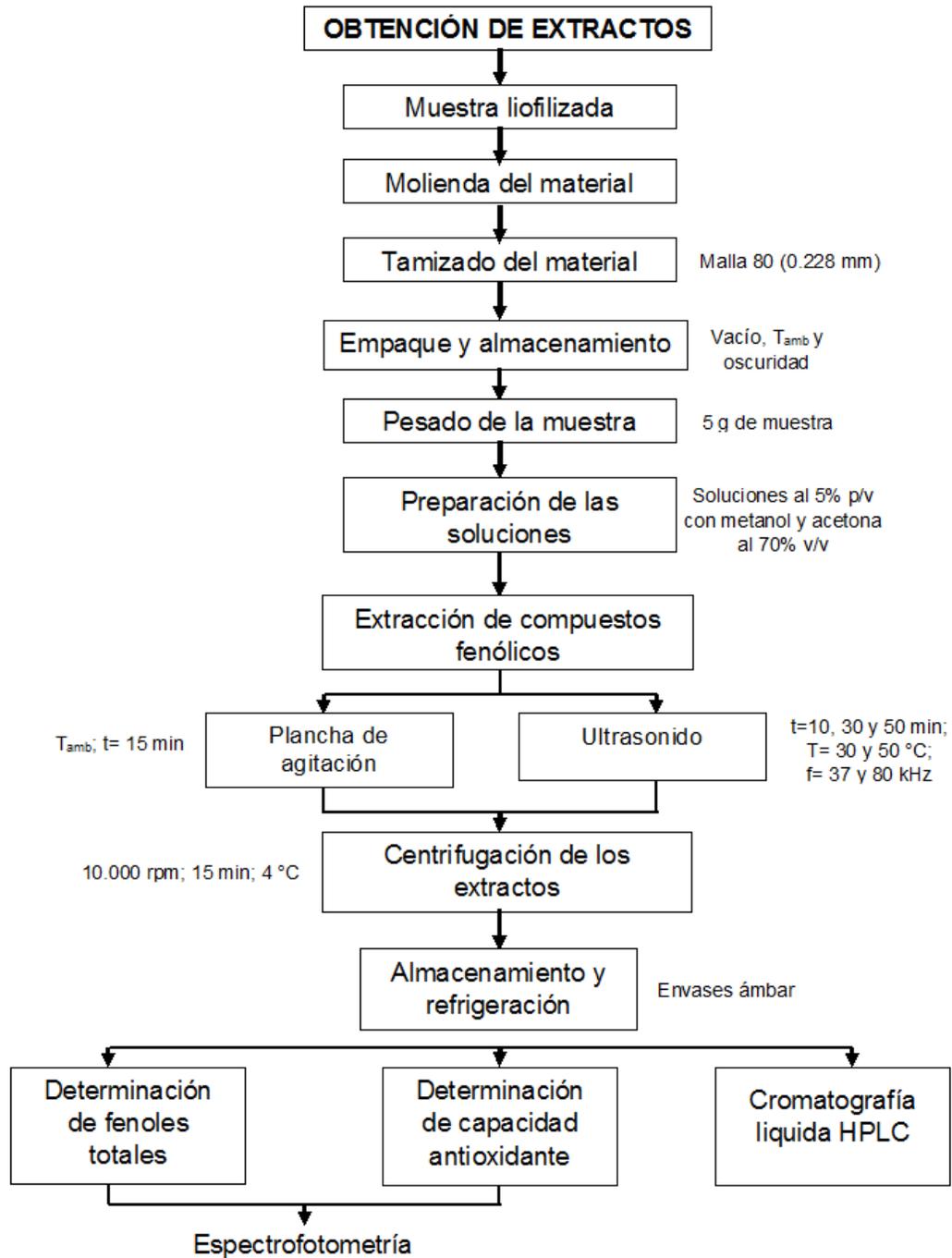
- Vásquez, M. A. (2012). *Desarrollo de un alimento funcional liofilizado a base de frutas tipo "Snack."* Universidad Simón Bolívar.
- Vásquez, M., Rubio, O., Salinas, Y., & Ramos, D. (2014). Usos alternativos de la papa en el Estado de México. México.
- Vega, D. A. (2015). Evaluación de la producción de papa criolla *Solanum phureja* clon paisa en contenedores de polietileno de alta densidad bajo el marco de agricultura urbana. *Revista Luna Azul*, 40(40), 35–46. <https://doi.org/10.17151/luaz.2015.40.4>
- Vilkhu, K., Mawson, R., Simons, L., & Bates, D. (2008). Applications and opportunities for ultrasound assisted extraction in the food industry - A review. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 9(2), 161–169. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2007.04.014>
- Villacrés, E., Quilca, N., Muñoz, R., Monteros, C., & Reinoso, I. (2009). Caracterización física , nutricional y funcional de papas nativas ( *Solanum tuberosum* ssp .) para orientar sus usos en Ecuador. *Revista Latinoamericana de La Papa*, 15(1), 52–54.
- Zamora, J. D. (2007). Antioxidantes: Micronutrientes en lucha por la salud. *Chil Nutricional*, 1–16.
- Zavaleta, J., Muñoz, A., Blanco, T., Alvarado, C., & Loja, B. (2005). Capacidad antioxidante y principales ácidos fenólicos y flavonoides de algunos alimentos. *Centro de Investigación En Bioquímica Y Nutrición de La Facultad de Medicina Humana*, 1–12.
- Zentek, J., Knorr, F., & Mader, A. (2014). Byproducts of vegetable and potato processing. In *Global safety of fresh produce* (Hoorfar, J, p. 146). Berlin: Freie Universitat Berlin.

## **ANEXOS**

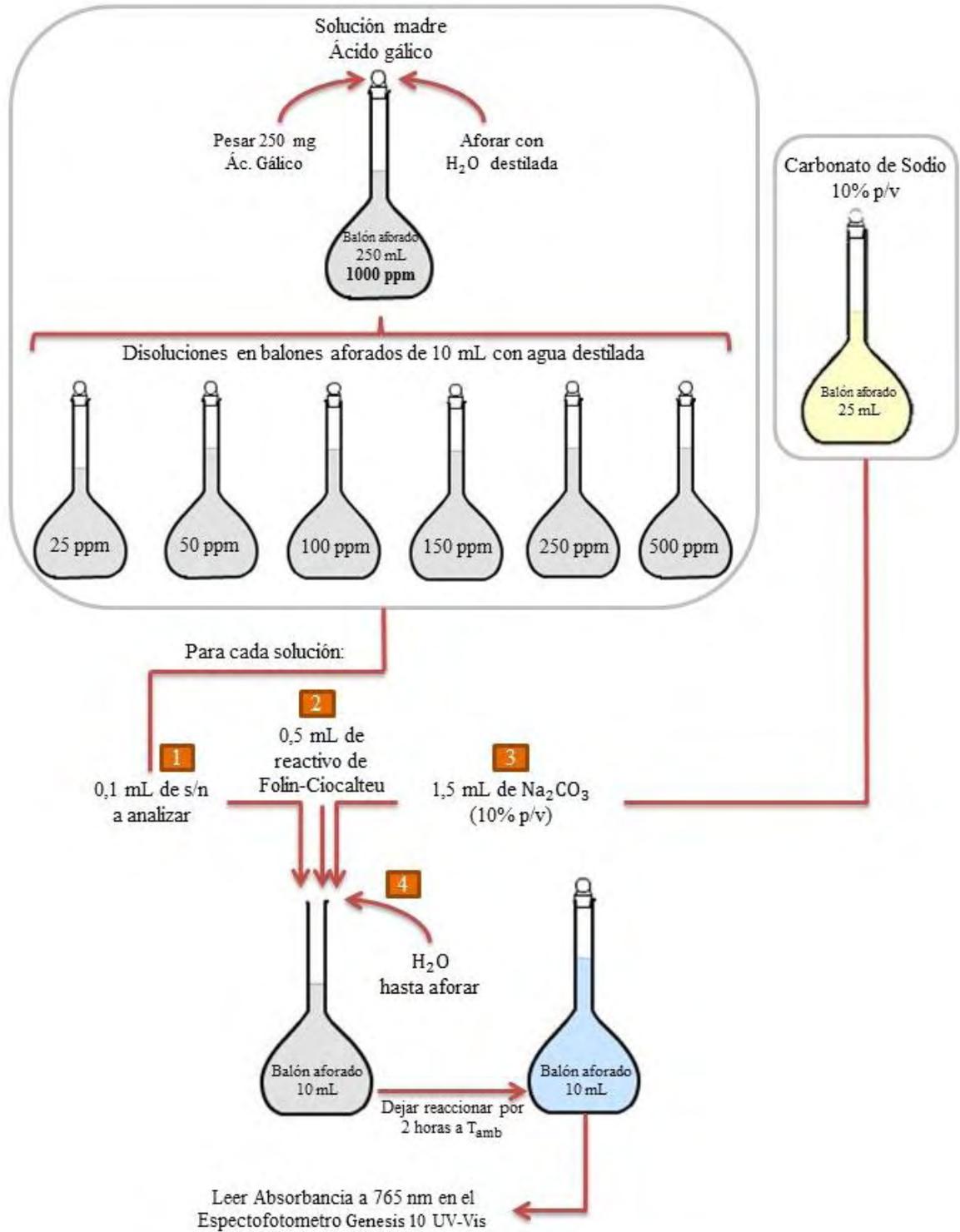
Anexo 1. Diagrama de flujo para proceso de liofilización de papa



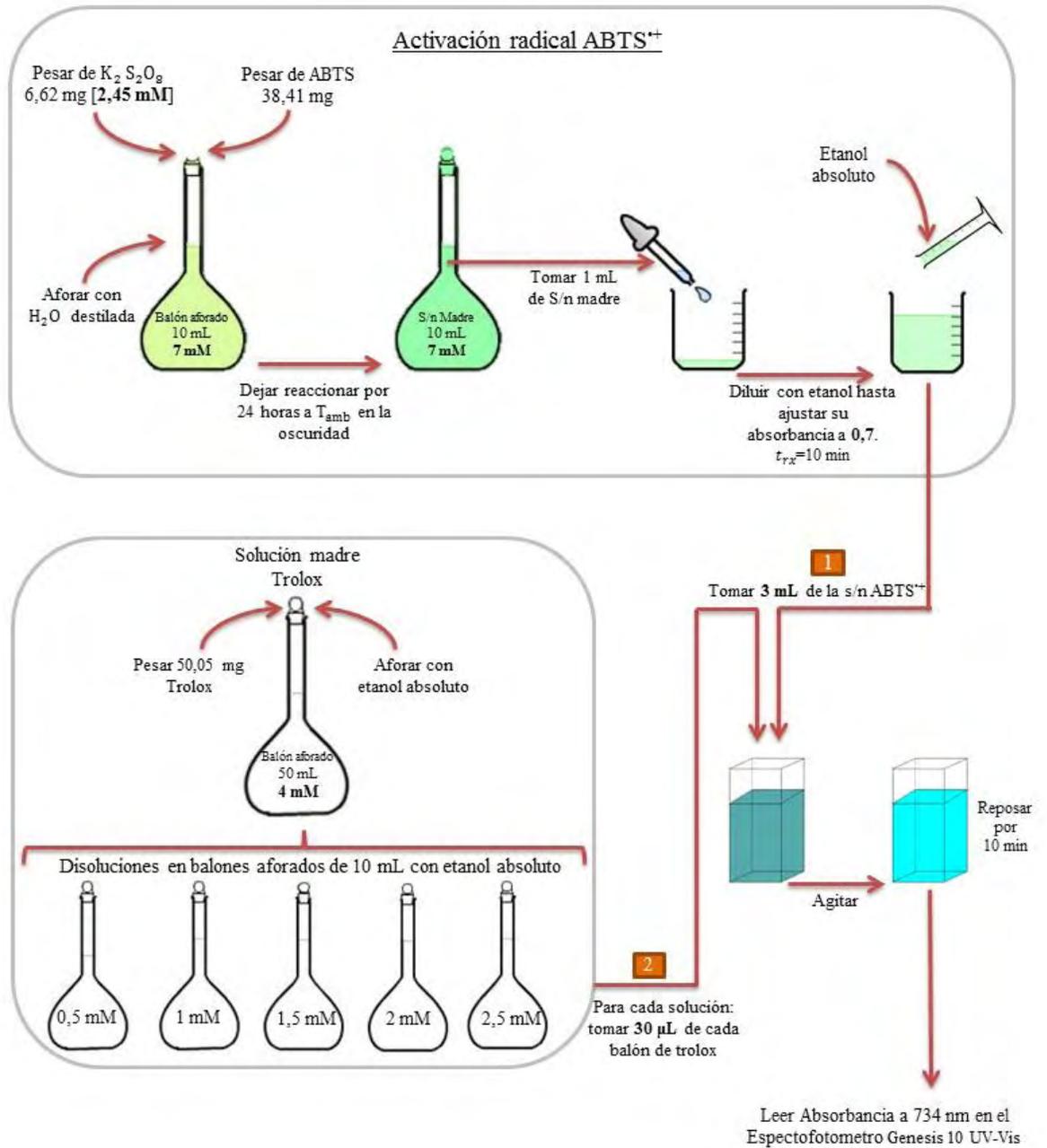
**Anexo 2.** Diagrama de flujo para la obtención de los extractos a partir de dos variedades de papa nativa



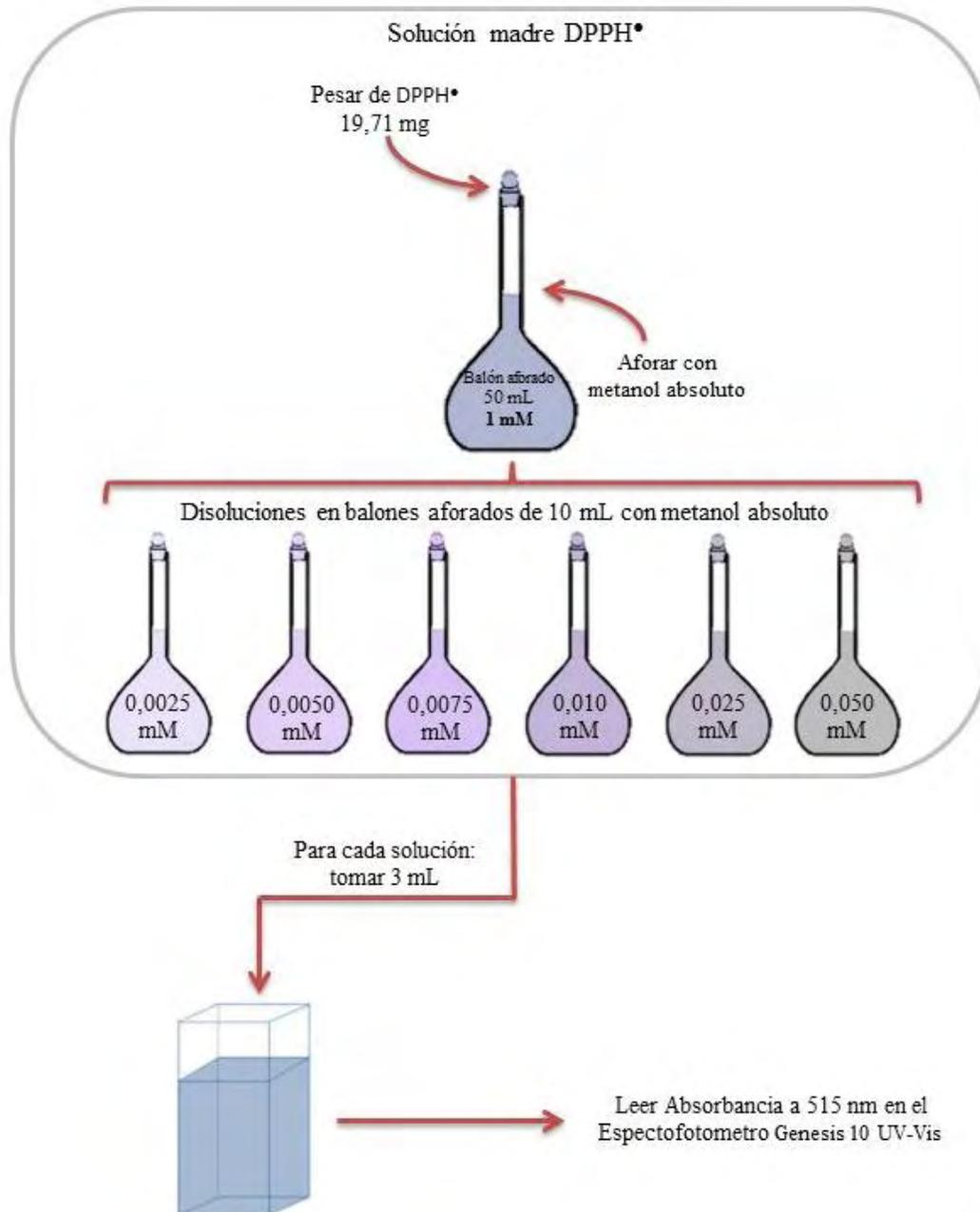
### Anexo 3. Procedimiento para la determinación de fenoles totales



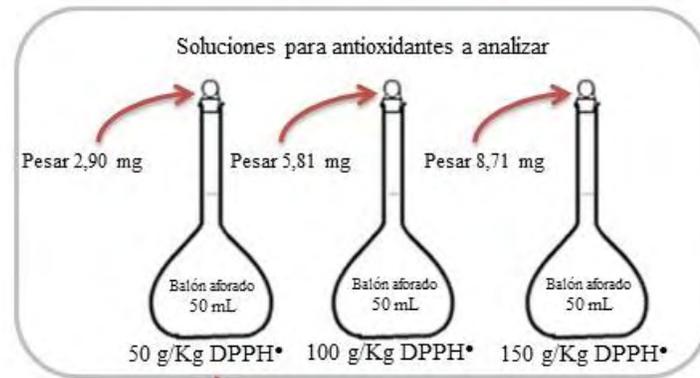
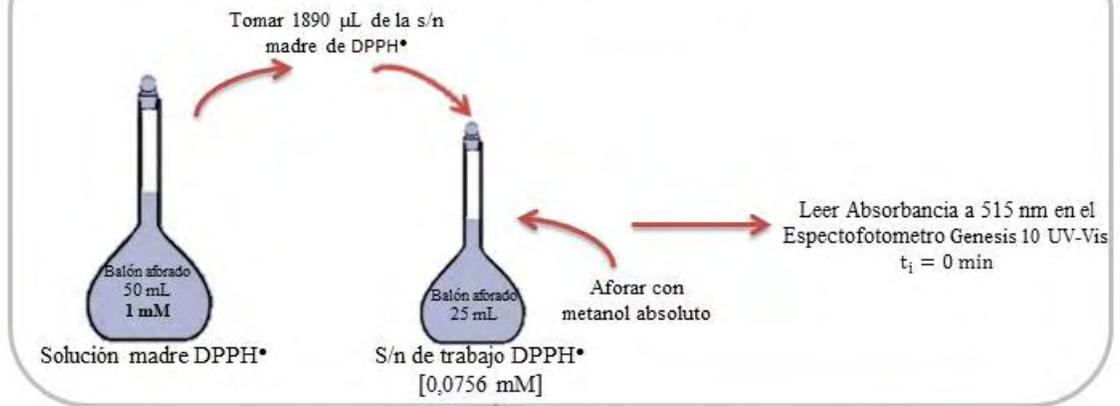
## Anexo 4. Metodología ABTS



## Anexo 5. Metodología DPPH•

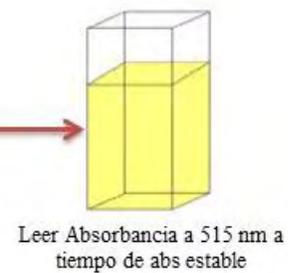


### Solución de trabajo DPPH•



Por cada solución: tomar 75  $\mu\text{L}$  de cada antioxidante

Tomar 2925  $\mu\text{L}$  de solución de trabajo



## Anexo 6. Resultados análisis proximal de la variedad ratona morada

 Universidad de <b>Nariño</b>	<b>SECCIÓN DE LABORATORIOS</b>	<b>Código:</b> LBE-PRS-FR-76
	<b>REPORTE DE RESULTADOS</b>	<b>Página:</b> 1 de 1
		<b>Versión:</b> 2
		<b>Vigente a partir de:</b> 2014-01-15

LABORATORIO		BROMATOLOGÍA - ABONOS ORGÁNICOS			
DATOS USUARIO		DATOS MUESTRA		REPORTE No. LB-R-	003B-17
Solicitante: Proyecto: "Mejoramiento Tecnológico y Productivo del Sistema Papa en el Departamento de Nariño", Facultad Ingeniería Agroindustrial, Líder del Proyecto: Msc. Diego Fernando Mejía, Ath. Diego Trejo		Muestra: Papa chaucha <i>Solanum phureja</i> , variedad Ratona morada		Código muestra	006
Dirección: Universidad de Nariño, Sede Torobajo, Pasto		Procedencia: Centro de investigación Obonuco, Corpoica			
cc / nit: 800.118.954-1	Responsable del Muestreo <sup>a</sup>	Diana Chaves, Leidy Córdoba			
Teléfono: 315 644 0186	Fecha de Muestreo <sup>a</sup>	AA 17	MM 02	DD 10	
e-mail: luifer6@gmail.com	Fecha Recepción Muestra en Laboratorio	AA 17	MM 02	DD 13	
dmtrjoe@gmail.com	Fecha de Emisión del Reporte	AA 17	MM 03	DD 15	
<b>FECHA DE EJECUCIÓN DEL ENSAYO</b>		2017-02-13 a 2017-03-10			
<b>ANÁLISIS SOLICITADO</b>		Proximal, Energía, Minerales			
PARÁMETRO	MÉTODO	TÉCNICA	UNIDAD DE MEDIDA	Papa chaucha, variedad Ratona morada	
Humedad	Secado estufa	Gravimétrica	g/100g	81,00	
Materia seca	Secado estufa	Gravimétrica	g/100g	19,00	
Ceniza	Incineración mufla	Gravimétrica	g/100g	1,10	
Extracto etéreo	Extracción Soxhlet	Gravimétrica	g/100g	0,08	
Fibra cruda	Digestión ácida-básica. Bolsas Ankom	Gravimétrica	g/100g	0,04	
Proteína	Kjeldahl (N*6,25)	Titulométrica	g/100g	1,96	
Extracto No Nitrogenado	Cálculo matemático	Cálculo matemático	g/100g	15,81	
Calcio	Oxidación húmeda, EAA	Espectrofotometría A.A.	mg/100g	26,13	
Hierro	Oxidación húmeda, EAA	Espectrofotometría A.A.	mg/100g	0,89	
OBSERVACIONES					
<b>Nota a</b>		Información suministrada por el usuario			
<b>Composición</b>		Por cada 100 g de parte comestible			
RESULTADOS VÁLIDOS ÚNICAMENTE PARA LA MUESTRA ANALIZADA					
UNA VEZ ENTREGADO ESTE INFORME DE RESULTADOS, EL LABORATORIO DEJA DE TENER CONTROL SOBRE SU REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL.					

Original firmado

Gloria Sandra Espinoza Narváez

Téc. Laboratorio Bromatología - Abonos Orgánicos

Elaboración del Reporte

Aprobación del Reporte

Revisó:

GSEN

2017-03-15

FIN REPORTE DE RESULTADOS

## Anexo 7. Resultados análisis proximal de la variedad curiquinga

 Universidad de <b>Nariño</b>	<b>SECCIÓN DE LABORATORIOS                  REPORTE DE RESULTADOS</b>	Código: LBE-PRS-FR-76 Página: 1 de 1 Versión: 2 Vigente a partir de: 2014-01-15
--	---	---

LABORATORIO		BROMATOLOGÍA - ABONOS ORGÁNICOS			
DATOS USUARIO		DATOS MUESTRA		REPORTE No. LB-R- 003H-17	
Solicitante: Proyecto: "Mejoramiento Tecnológico y Productivo del Sistema Papa en el Departamento de Nariño", Facultad Ingeniería Agroindustrial, Líder del Proyecto: Msc. Diego Fernando Mejía, Atn. Diego Trejo		Muestra Papa chaucha <i>Solanum phureja</i> , variedad Curiquinga		Código muestra 012	
Dirección: Universidad de Nariño, Sede Torobajo. Pasto		Procedencia Centro de investigación Obonuco, Corpoica			
cc / nit: 800.118.954-1		Responsable del Muestreo <sup>a</sup>		Diana Chaves, Leidy Córdoba	
Teléfono: 315 644 0186		Fecha de Muestreo <sup>a</sup>		AA 17	MM 02 DD 10
e-mail luifer6@gmail.com; dmtrejo@gmail.com		Fecha Recepción Muestra en Laboratorio		AA 17	MM 02 DD 13
		Fecha de Emisión del Reporte		AA 17	MM 03 DD 15
FECHA DE EJECUCION DEL ENSAYO		2017-02-13 a 2017-03-10			
ANALISIS SOLICITADO		Proximal, Energía, Minerales			
PARÁMETRO	MÉTODO	TÉCNICA	UNIDAD DE MEDIDA	Papa chaucha, variedad Curiquinga	
Humedad	Secado estufa	Gravimétrica	g/100g	82,85	
Materia seca	Secado estufa	Gravimétrica	g/100g	17,15	
Ceniza	Incineración mufla	Gravimétrica	g/100g	1,00	
Extracto etéreo	Extracción Soxhlet	Gravimétrica	g/100g	0,06	
Fibra cruda	Digestión ácida-básica. Bolsas Ankom	Gravimétrica	g/100g	0,50	
Proteína	Kjeldahl (N*6,25)	Titulométrica	g/100g	1,46	
Extracto No Nitrogenado	Cálculo matemático	Cálculo matemático	g/100g	14,13	
Calcio	Oxidación húmeda, EAA	Espectrofotometría A.A.	mg/100g	12,90	
Hierro	Oxidación húmeda, EAA	Espectrofotometría A.A.	mg/100g	0,88	
OBSERVACIONES					
Nota a		Información suministrada por el usuario			
Composición		Por cada 100 g de parte comestible			
RESULTADOS VÁLIDOS ÚNICAMENTE PARA LA MUESTRA ANALIZADA					
UNA VEZ ENTREGADO ESTE INFORME DE RESULTADOS, EL LABORATORIO DEJA DE TENER CONTROL SOBRE SU REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL.					

*Original firmado*

Gloria Sandra Espinosa Narváez

Téc. Laboratorio Bromatología - Abonos Orgánicos

Elaboración del Reporte

Aprobación del Reporte

Revisó:

GSEN

2017-03-15

FIN REPORTE DE RESULTADOS

## **Anexo 8.** Datos estadísticos de las pruebas bromatológicas

### Pruebas de Múltiple Rangos para Humedad

Método: 95,0 porcentaje LSD

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiquinga	3	17,15	X
ratona morada	3	19,0	X

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
ratona morada	3	0,04	X
curiquinga	3	0,5	X

### Pruebas de Múltiple Rangos para Proteína

### Pruebas de Múltiple Rangos para Materia seca

Método: 95,0 porcentaje LSD

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiquinga	3	17,15	X
ratona morada	3	19,0	X

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiquinga	3	1,46	X
ratona morada	3	1,96	X

### Pruebas de Múltiple Rangos para Cenizas

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiquinga	3	1,0	X
ratona morada	3	1,1	X

### Pruebas de Múltiple Rangos para Extracto etéreo

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiquinga	3	0,06	X
ratona morada	3	0,08	X

### Pruebas de Múltiple Rangos para Calcio

### Pruebas de Múltiple Rangos para Fibra cruda

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiuinga	3	12,9	X
ratona morada	3	26,13	X

#### **Pruebas de Múltiple Rangos para Hierro**

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiuinga	3	0,88	X
ratona morada	3	0,89	X

#### **Pruebas de Múltiple Rangos para Extracto no nitrogenado**

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
curiuinga	3	14,13	X
ratona morada	3	15,81	X

No existen diferencias estadísticamente significativas entre aquellos niveles que compartan una misma columna de X's.

**Anexo 9.** Análisis de varianza para tipo de solvente por extracción convencional

**A. Cáscara**

**Análisis de Varianza para Fenoles Totales por extracción convencional**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	6989,01	1	6989,01	5,15	0,0529
B:Variedad	120625,	1	120625,	88,97	0,0000
INTERACCIONES					
AB	2101,45	1	2101,45	1,55	0,2484
TOTAL (CORREGIDO)	140562,	11			

**Pruebas de Múltiple Rangos para Fenoles totales por Solvente**

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Solvente</i>	<i>Casos</i>	<i>Media LS</i>	<i>Sigma LS</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Metanol	6	715,913	15,0321	X
Acetona	6	764,18	15,0321	X

**Pruebas de Múltiple Rangos para Fenoles totales por Variedad**

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media LS</i>	<i>Sigma LS</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
ratona morada	6	639,787	15,0321	X
curiquinga	6	840,307	15,0321	X

**B. Pulpa**

**Análisis de Varianza para Fenoles totales - Suma de Cuadrados Tipo III**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	20604,0	1	20604,0	105,10	0,0000
B:Variedad	24023,6	1	24023,6	122,54	0,0000
INTERACCIONES					
AB	3594,94	1	3594,94	18,34	0,0027
TOTAL (CORREGIDO)	49790,9	11			

### Pruebas de Múltiple Rangos para Fenoles totales por Solvente

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Solvente</i>	<i>Casos</i>	<i>Media LS</i>	<i>Sigma LS</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
Metanol	6	303,332	5,71619	X
Acetona	6	386,205	5,71619	X

### Pruebas de Múltiple Rangos para Fenoles totales por Variedad

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Variedad</i>	<i>Casos</i>	<i>Media LS</i>	<i>Sigma LS</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
ratona	6	300,025	5,71619	X
curiquinga	6	389,512	5,71619	X

Anexo 10. Datos obtenidos de fenoles totales en cáscara

**A. ratona morada**

<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>
			<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>				<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>
CR103037	1	271,28	542,56	5,43	CR105037	1	352,82	705,64	7,06
	2	289,49	578,98	5,79		2	393,08	786,16	7,86
	3	265,90	531,80	5,32		3	354,36	708,72	7,09
	<b>Promedio</b>	<b>275,56</b>	<b>551,11</b>	<b>5,51</b>		<b>Promedio</b>	<b>366,75</b>	<b>733,51</b>	<b>7,34</b>
	<b>DE</b>	<b>12,36</b>	<b>24,73</b>	<b>0,25</b>		<b>DE</b>	<b>22,81</b>	<b>45,63</b>	<b>0,46</b>
	<b>CV</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>CV</b>	<b>6%</b>	<b>6%</b>	<b>6%</b>	
CR303037	1	342,05	684,10	6,84	CR305037	1	521,03	1042,06	10,42
	2	354,62	709,24	7,09		2	533,85	1067,70	10,68
	3	331,79	663,58	6,64		3	526,15	1052,30	10,52

	<b>Promedio</b>	<b>342,82</b>	<b>685,64</b>	<b>6,86</b>		<b>Promedio</b>	<b>527,01</b>	<b>1054,02</b>	<b>10,54</b>
	<b>DE</b>	<b>11,43</b>	<b>22,87</b>	<b>0,23</b>		<b>DE</b>	<b>6,45</b>	<b>12,91</b>	<b>0,13</b>
	<b>CV</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>		<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>
CR503037	1	454,36	908,72	9,09	CR505037	1	869,74	1739,48	17,39
	2	467,44	934,88	9,35		2	890,26	1780,52	17,81
	3	432,31	864,62	8,65		3	895,38	1790,76	17,91
	<b>Promedio</b>	<b>451,37</b>	<b>902,74</b>	<b>9,03</b>		<b>Promedio</b>	<b>885,13</b>	<b>1770,25</b>	<b>17,70</b>
	<b>DE</b>	<b>17,75</b>	<b>35,51</b>	<b>0,36</b>		<b>DE</b>	<b>13,57</b>	<b>27,14</b>	<b>0,27</b>
	<b>CV</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>		<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>
CR103080	1	303,59	607,18	6,07	CR105080	1	303,08	606,16	6,06
	2	316,41	632,82	6,33		2	296,41	592,82	5,93
	3	303,08	606,16	6,06		3	298,72	597,44	5,97
	<b>Promedio</b>	<b>307,69</b>	<b>615,39</b>	<b>6,15</b>		<b>Promedio</b>	<b>299,40</b>	<b>598,81</b>	<b>5,99</b>
	<b>DE</b>	<b>7,55</b>	<b>15,11</b>	<b>0,15</b>		<b>DE</b>	<b>3,39</b>	<b>6,77</b>	<b>0,07</b>
	<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>		<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>

CR303080	1	369,23	738,46	7,38	CR305080	1	404,10	808,20	8,08
	2	366,15	732,30	7,32		2	352,05	704,10	7,04
	3	368,46	736,92	7,37		3	373,59	747,18	7,47
	<b>Promedio</b>	<b>367,95</b>	<b>735,89</b>	<b>7,36</b>		<b>Promedio</b>	<b>376,58</b>	<b>753,16</b>	<b>7,53</b>
	<b>DE</b>	<b>1,60</b>	<b>3,21</b>	<b>0,03</b>		<b>DE</b>	<b>26,15</b>	<b>52,31</b>	<b>0,52</b>
	<b>CV</b>	<b>0%</b>	<b>0%</b>	<b>0%</b>		<b>CV</b>	<b>7%</b>	<b>7%</b>	<b>7%</b>
CR503080	1	384,36	768,72	7,69	CR505080	1	471,03	942,06	9,42
	2	383,85	767,70	7,68		2	477,95	955,90	9,56
	3	385,38	770,76	7,71		3	471,28	942,56	9,43
	<b>Promedio</b>	<b>384,53</b>	<b>769,06</b>	<b>7,69</b>		<b>Promedio</b>	<b>473,42</b>	<b>946,84</b>	<b>9,47</b>
	<b>DE</b>	<b>0,78</b>	<b>1,56</b>	<b>0,02</b>		<b>DE</b>	<b>3,93</b>	<b>7,85</b>	<b>0,08</b>
	<b>CV</b>	<b>0%</b>	<b>0%</b>	<b>0%</b>		<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>

DE: desviación estándar; CV: coeficiente de variación

Fuente: Este estudio

**B. curiyinga**

<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>
			<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>				<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>
CC103037	1	409,49	818,98	8,19	CC105037	1	472,31	944,62	9,45
	2	403,85	807,70	8,08		2	487,69	975,38	9,75
	3	414,62	829,24	8,29		3	500,51	1001,02	10,01
	<b>Promedio</b>	<b>409,32</b>	<b>818,64</b>	<b>8,19</b>		<b>Promedio</b>	<b>486,84</b>	<b>973,67</b>	<b>9,74</b>
	<b>DE</b>	<b>5,39</b>	<b>10,77</b>	<b>0,11</b>		<b>DE</b>	<b>14,12</b>	<b>28,24</b>	<b>0,28</b>
	<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>CV</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>	
CC303037	1	480,00	960,00	9,60	CC305037	1	656,92	1313,84	13,14
	2	449,23	898,46	8,98		2	610,77	1221,54	12,22
	3	456,92	913,84	9,14		3	633,85	1267,70	12,68

	<b>Promedio</b>	<b>462,05</b>	<b>924,10</b>	<b>9,24</b>		<b>Promedio</b>	<b>633,85</b>	<b>1267,69</b>	<b>12,68</b>
	<b>DE</b>	<b>16,01</b>	<b>32,03</b>	<b>0,32</b>		<b>DE</b>	<b>23,08</b>	<b>46,15</b>	<b>0,46</b>
	<b>CV</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>		<b>CV</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>
CC503037	1	500,51	1001,02	10,01	CC505037	1	944,10	1888,20	18,88
	2	495,38	990,76	9,91		2	956,92	1913,84	19,14
	3	503,08	1006,16	10,06		3	964,61	1929,22	19,29
	<b>Promedio</b>	<b>499,66</b>	<b>999,31</b>	<b>9,99</b>		<b>Promedio</b>	<b>955,21</b>	<b>1910,42</b>	<b>19,10</b>
	<b>DE</b>	<b>3,92</b>	<b>7,84</b>	<b>0,08</b>		<b>DE</b>	<b>10,36</b>	<b>20,72</b>	<b>0,21</b>
	<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>		<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>
CC103080	1	323,33	646,66	6,47	CC105080	1	393,33	786,66	7,87
	2	339,48	678,96	6,79		2	426,15	852,30	8,52
	3	355,38	710,76	7,11		3	388,72	777,44	7,77
	<b>Promedio</b>	<b>339,40</b>	<b>678,79</b>	<b>6,79</b>		<b>Promedio</b>	<b>402,73</b>	<b>805,47</b>	<b>8,05</b>
	<b>DE</b>	<b>16,03</b>	<b>32,05</b>	<b>0,32</b>		<b>DE</b>	<b>20,41</b>	<b>40,82</b>	<b>0,41</b>
	<b>CV</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>		<b>CV</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>

CC303080	1	380,25	760,50	7,61	CC305080	1	481,79	963,58	9,64
	2	393,08	786,16	7,86		2	480,26	960,52	9,61
	3	393,84	787,68	7,88		3	475,90	951,80	9,52
	<b>Promedio</b>	<b>389,06</b>	<b>778,11</b>	<b>7,78</b>		<b>Promedio</b>	<b>479,32</b>	<b>958,63</b>	<b>9,59</b>
	<b>DE</b>	<b>7,64</b>	<b>15,27</b>	<b>0,15</b>		<b>DE</b>	<b>3,06</b>	<b>6,11</b>	<b>0,06</b>
	<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>		<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>
CC503080	1	448,97	897,94	8,98	CC505080	1	577,44	1154,88	11,55
	2	429,23	858,46	8,58		2	554,36	1108,72	11,09
	3	439,49	878,98	8,79		3	559,49	1118,98	11,19
	<b>Promedio</b>	<b>439,23</b>	<b>878,46</b>	<b>8,78</b>		<b>Promedio</b>	<b>563,76</b>	<b>1127,53</b>	<b>11,28</b>
	<b>DE</b>	<b>9,87</b>	<b>19,75</b>	<b>0,20</b>		<b>DE</b>	<b>12,12</b>	<b>24,24</b>	<b>0,24</b>
	<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>		<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>

DE: desviación estándar; CV: coeficiente de variación

Fuente: Este estudio

## Anexo 11. Análisis de varianza para extracción por ultrasonido en cáscara

### A. ratona morada

#### Análisis de Varianza para Fenoles totales

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
A:Tiempo	1,33965E6	1	1,33965E6	1899,22	0,0000
B:Temperatura	637405,	1	637405,	903,65	0,0000
C:Frecuencia	408402,	1	408402,	578,99	0,0000
AA	23142,6	1	23142,6	32,81	0,0000
AB	290057,	1	290057,	411,21	0,0000
AC	294817,	1	294817,	417,96	0,0000
BC	384288,	1	384288,	544,81	0,0000
Falta de ajuste	153468,	4	38367,0	54,39	0,0000
Error puro	16928,8	24	705,368		
Total (corr.)	3,54816E6	35			

R-cuadrada = 95,1976 porciento

R-cuadrada (ajustada por g.l.) = 93,997 porciento

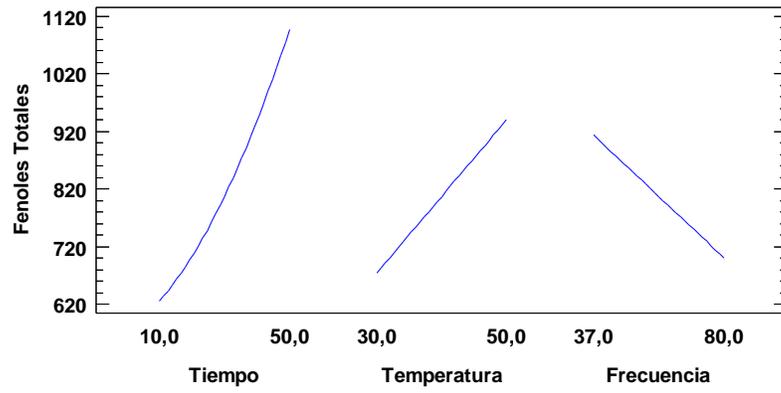
Error estándar del est. = 26,5588

Error absoluto medio = 61,3146

Estadístico Durbin-Watson = 0,771534 (P=0,0000)

Autocorrelación residual de Lag 1 = 0,589898

Gráfica de Efectos Principales para Fenoles Totales



## B. curiquinga

### Análisis de Varianza para Fenoles totales

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
A:Tiempo	1,00755E6	1	1,00755E6	1422,19	0,0000
B:Temperatura	966282,	1	966282,	1363,93	0,0000
C:Frecuencia	694594,	1	694594,	980,44	0,0000
AA	14046,0	1	14046,0	19,83	0,0002
AB	289389,	1	289389,	408,48	0,0000
AC	133069,	1	133069,	187,83	0,0000
BC	182104,	1	182104,	257,05	0,0000
Falta de ajuste	197915,	4	49478,8	69,84	0,0000
Error puro	17002,9	24	708,452		
Total (corr.)	3,50195E6	35			

R-cuadrada = 93,8629 porciento

R-cuadrada (ajustada por g.l.) = 92,3286 porciento

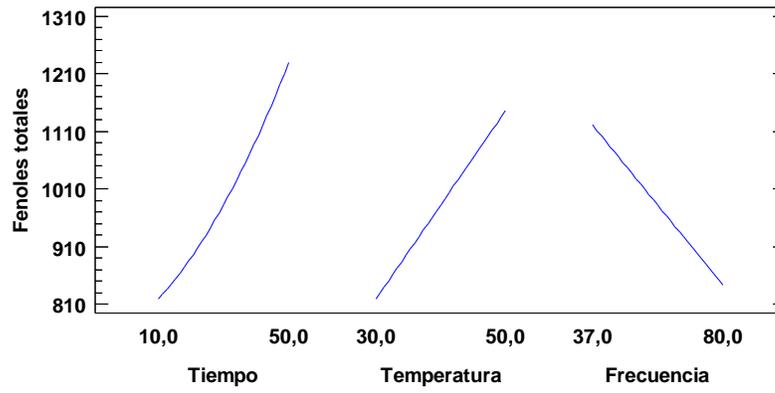
Error estándar del est. = 26,6168

Error absoluto medio = 67,5235

Estadístico Durbin-Watson = 0,595579 (P=0,0000)

Autocorrelación residual de Lag 1 = 0,670834

Gráfica de Efectos Principales para Fenoles Totales



Anexo 12. Datos obtenidos de fenoles totales en pulpa

**A. ratona morada**

<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>
			<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>				<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>
PR103037	1	188,97	377,94	3,78	PR105037	1	291,44	582,88	5,83
	2	202,31	404,62	4,05		2	273,59	547,18	5,47
	3	207,18	414,36	4,14		3	297,95	595,90	5,96
	<b>Promedio</b>	<b>199,49</b>	<b>39,97</b>	<b>3,99</b>		<b>Promedio</b>	<b>287,66</b>	<b>575,32</b>	<b>5,75</b>
	<b>DE</b>	<b>9,43</b>	<b>18,86</b>	<b>0,19</b>		<b>DE</b>	<b>12,61</b>	<b>25,22</b>	<b>0,25</b>
	<b>CV</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>CV</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	
PR303037	1	254,36	508,72	5,09	PR305037	1	374,36	748,72	7,49
	2	245,90	491,80	4,92		2	384,62	769,24	7,69
	3	252,05	504,10	5,04		3	376,41	752,82	7,53

	<b>Promedio</b>	<b>250,77</b>	<b>501,54</b>	<b>5,02</b>		<b>Promedio</b>	<b>378,46</b>	<b>756,93</b>	<b>7,57</b>
	<b>DE</b>	<b>4,37</b>	<b>8,75</b>	<b>0,09</b>		<b>DE</b>	<b>5,43</b>	<b>10,86</b>	<b>0,11</b>
	<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>		<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>
PR503037	1	335,90	671,80	6,72	PR505037	1	441,54	883,08	8,83
	2	336,41	672,82	6,73		2	457,44	914,88	9,15
	3	344,36	688,72	6,89		3	398,97	797,94	7,98
	<b>Promedio</b>	<b>338,89</b>	<b>677,78</b>	<b>6,78</b>		<b>Promedio</b>	<b>432,65</b>	<b>865,30</b>	<b>8,65</b>
	<b>DE</b>	<b>4,74</b>	<b>9,49</b>	<b>0,09</b>		<b>DE</b>	<b>12,23</b>	<b>25,46</b>	<b>0,25</b>
	<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>		<b>CV</b>	<b>7%</b>	<b>7%</b>	<b>7%</b>
PR103080	1	140,77	281,54	2,82	PR105080	1	185,64	371,28	3,71
	2	152,05	304,10	3,04		2	194,87	389,74	3,90
	3	143,85	287,70	2,88		3	193,85	387,70	3,88
	<b>Promedio</b>	<b>145,56</b>	<b>291,11</b>	<b>2,91</b>		<b>Promedio</b>	<b>191,45</b>	<b>382,91</b>	<b>3,83</b>
	<b>DE</b>	<b>5,83</b>	<b>11,66</b>	<b>0,12</b>		<b>DE</b>	<b>5,06</b>	<b>10,12</b>	<b>0,10</b>
	<b>CV</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>		<b>CV</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>

PR303080	1	177,95	355,90	3,56	PR305080	1	234,10	468,20	4,68
	2	160,77	321,54	3,22		2	234,62	469,24	4,69
	3	167,95	335,90	3,36		3	233,59	467,18	4,67
	<b>Promedio</b>	<b>168,89</b>	<b>337,78</b>	<b>3,38</b>		<b>Promedio</b>	<b>234,10</b>	<b>468,21</b>	<b>4,68</b>
	<b>DE</b>	<b>86,3</b>	<b>17,26</b>	<b>0,17</b>		<b>DE</b>	<b>0,52</b>	<b>1,03</b>	<b>0,01</b>
	<b>CV</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>		<b>CV</b>	<b>0%</b>	<b>0%</b>	<b>0%</b>
PR503080	1	203,85	407,70	4,08	PR505080	1	293,85	587,70	5,88
	2	202,56	405,12	4,05		2	284,10	568,20	5,68
	3	205,90	411,80	4,12		3	291,79	583,58	5,84
	<b>Promedio</b>	<b>204,10</b>	<b>408,21</b>	<b>4,08</b>		<b>Promedio</b>	<b>289,91</b>	<b>579,83</b>	<b>5,80</b>
	<b>DE</b>	<b>1,68</b>	<b>3,37</b>	<b>0,03</b>		<b>DE</b>	<b>5,14</b>	<b>10,28</b>	<b>0,10</b>
	<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>		<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>

DE: desviación estándar; CV: coeficiente de variación

Fuente: Este estudio

**B. curiyinga**

<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Extracto</i>	<i>Réplica</i>	<i>Ácido gálico (ppm)</i>	<i>Fenoles</i>	<i>Fenoles</i>
			<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>				<i>totales (mg AGE/ 100 g BS)</i>	<i>totales (mg AGE/ g BS)</i>
PC103037	1	248,72	497,44	4,97	PC105037	1	233,85	467,70	4,68
	2	237,69	475,38	4,75		2	226,92	453,84	4,54
	3	243,33	486,66	4,87		3	248,97	497,94	4,98
	<b>Promedio</b>	<b>243,25</b>	<b>486,49</b>	<b>4,86</b>		<b>Promedio</b>	<b>236,58</b>	<b>473,16</b>	<b>4,73</b>
	<b>DE</b>	<b>5,52</b>	<b>11,03</b>	<b>0,11</b>		<b>DE</b>	<b>11,28</b>	<b>22,55</b>	<b>0,23</b>
	<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>		<b>CV</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>
PC303037	1	300,51	601,02	6,01	PC305037	1	425,90	851,80	8,52
	2	314,36	628,72	6,29		2	400,51	801,02	8,01
	3	316,41	632,82	6,33		3	442,05	884,10	8,84
	<b>Promedio</b>	<b>310,43</b>	<b>620,85</b>	<b>6,21</b>		<b>Promedio</b>	<b>422,82</b>	<b>845,64</b>	<b>8,46</b>

<b>DE</b>	<b>8,65</b>	<b>17,30</b>	<b>0,17</b>
<b>CV</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>	<b>3%</b>

<b>DE</b>	<b>20,94</b>	<b>41,88</b>	<b>0,42</b>
<b>CV</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>	<b>5%</b>

PC503037	1	339,23	678,46	6,78
	2	339,49	678,98	6,79
	3	352,82	705,64	7,06
	<b>Promedio</b>	<b>343,85</b>	<b>687,69</b>	<b>6,88</b>
	<b>DE</b>	<b>7,77</b>	<b>15,54</b>	<b>0,16</b>
	<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>

PC505037	1	649,23	1298,46	12,98
	2	672,31	1344,62	13,45
	3	664,62	1329,24	13,29
	<b>Promedio</b>	<b>662,05</b>	<b>1324,11</b>	<b>13,24</b>
	<b>DE</b>	<b>11,75</b>	<b>23,50</b>	<b>0,24</b>
	<b>CV</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>	<b>2%</b>

PC103080	1	73,33	146,66	1,47
	2	68,72	137,44	1,37
	3	77,69	155,38	1,55
	<b>Promedio</b>	<b>73,25</b>	<b>146,49</b>	<b>1,46</b>
	<b>DE</b>	<b>4,49</b>	<b>8,97</b>	<b>0,09</b>
	<b>CV</b>	<b>6%</b>	<b>6%</b>	<b>6%</b>

PC105080	1	191,28	382,56	3,83
	2	206,67	413,34	4,13
	3	197,69	395,38	3,95
	<b>Promedio</b>	<b>198,55</b>	<b>397,09</b>	<b>3,97</b>
	<b>DE</b>	<b>7,73</b>	<b>15,46</b>	<b>0,15</b>
	<b>CV</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>

PC303080	1	116,92	233,84	2,34	PC305080	1	204,62	409,24	4,09
	2	113,33	226,66	2,27		2	206,67	413,34	4,13
	3	129,23	258,46	2,58		3	227,18	454,36	4,54
	<b>Promedio</b>	<b>119,83</b>	<b>239,65</b>	<b>2,40</b>		<b>Promedio</b>	<b>212,82</b>	<b>425,65</b>	<b>4,26</b>
	<b>DE</b>	<b>8,34</b>	<b>16,68</b>	<b>0,17</b>		<b>DE</b>	<b>12,48</b>	<b>24,95</b>	<b>0,25</b>
	<b>CV</b>	<b>7%</b>	<b>7%</b>	<b>7%</b>		<b>CV</b>	<b>6%</b>	<b>6%</b>	<b>6%</b>
PC503080	1	190,77	381,54	3,82	PC505080	1	326,15	652,30	6,52
	2	198,97	397,94	3,98		2	331,54	663,08	6,63
	3	204,87	409,74	4,10		3	329,23	658,46	6,58
	<b>Promedio</b>	<b>198,20</b>	<b>396,41</b>	<b>3,96</b>		<b>Promedio</b>	<b>328,97</b>	<b>657,95</b>	<b>6,58</b>
	<b>DE</b>	<b>7,08</b>	<b>14,16</b>	<b>0,14</b>		<b>DE</b>	<b>2,70</b>	<b>5,41</b>	<b>0,05</b>
	<b>CV</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>	<b>4%</b>		<b>CV</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>	<b>1%</b>

DE: desviación estándar; CV: coeficiente de variación

Fuente: Este estudio

### Anexo 13. Análisis de varianza para extracción por ultrasonido en pulpa

#### A. ratona morada

##### Análisis de Varianza para Fenoles Totales

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
A:Tiempo	64939,7	1	64939,7	139,50	0,0000
B:Temperatura	162314,	1	162314,	348,67	0,0000
C:Frecuencia	226739,	1	226739,	487,06	0,0000
AA	319,034	1	319,034	0,69	0,4159
AB	3105,38	1	3105,38	6,67	0,0163
AC	24341,0	1	24341,0	52,29	0,0000
BC	12702,8	1	12702,8	27,29	0,0000
Falta de ajuste	7472,53	4	1868,13	4,01	0,0125
Error puro	11172,6	24	465,525		
Total (corr.)	1,03554E6	35			

R-cuadrada = 98,1995 porciento

R-cuadrada (ajustada por g.l.) = 97,7493 porciento

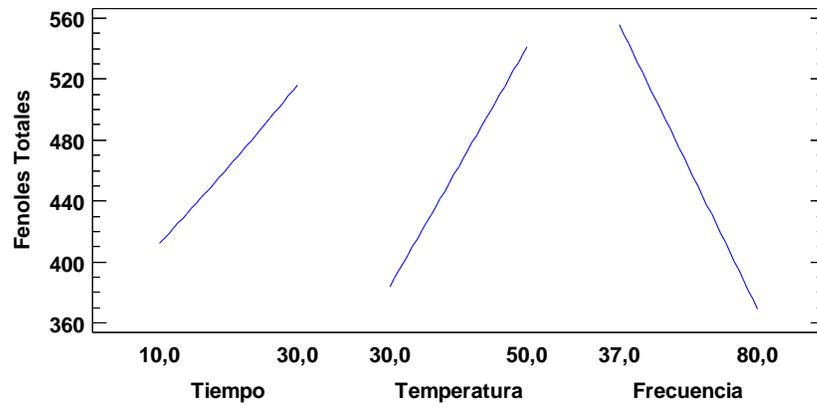
Error estándar del est. = 21,576

Error absoluto medio = 16,0736

Estadístico Durbin-Watson = 1,7808 (P=0,0279)

Autocorrelación residual de Lag 1 = 0,0937362

Gráfica de Efectos Principales para Fenoles Totales



## B. curiquinga

### Análisis de Varianza para Fenoles Totales

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
A:Tiempo	916012,	1	916012,	2230,71	0,0000
B:Temperatura	597529,	1	597529,	1455,13	0,0000
C:Frecuencia	1,18234E6	1	1,18234E6	2879,28	0,0000
AA	11689,7	1	11689,7	28,47	0,0000
AB	163690,	1	163690,	398,63	0,0000
AC	109910,	1	109910,	267,66	0,0000
BC	5605,02	1	5605,02	13,65	0,0011
Falta de ajuste	172012,	4	43003,1	104,72	0,0000
Error puro	9855,27	24	410,636		
Total (corr.)	3,16864E6	35			

R-cuadrada = 94,2604 porciento

R-cuadrada (ajustada por g.l.) = 92,8255 porciento

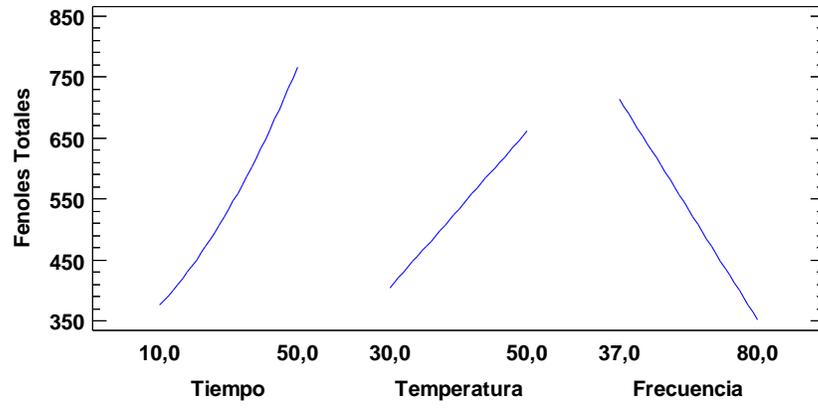
Error estándar del est. = 20,2642

Error absoluto medio = 64,105

Estadístico Durbin-Watson = 0,652055 (P=0,0000)

Autocorrelación residual de Lag 1 = 0,652417

Gráfica de Efectos Principales para Fenoles Totales



## Anexo 14. Análisis de varianza para el método ABTS

**Tabla ANOVA para TEAC por Variedad de Papa**

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Material vegetal	0,0289027	3	0,00963424	492,08	0,0000
Intra grupos	0,000156629	8	0,0000195787		
Total (Corr.)	0,0290593	11			

**Pruebas de Múltiple Rangos para TEAC por Variedad de Papa**

Método: 95,0 porcentaje LSD

<i>Nivel</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
PR	3	0,303313	X
PC	3	0,324416	X
CR	3	0,409961	X
CC	3	0,411777	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
CC - CR		0,00181529	0,00833119
CC - PC	*	0,087361	0,00833119
CC - PR	*	0,108464	0,00833119
CR - PC	*	0,0855457	0,00833119
CR - PR	*	0,106649	0,00833119
PC - PR	*	0,0211028	0,00833119

\* indica una diferencia significativa.

## Anexo 15. Análisis de varianza para eficiencia antiradical por el método DPPH\*

### Análisis de Varianza para Eficiencia Antiradical - Suma de Cuadrados Tipo III

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Muestra Vegetal (PR; PC; CR; CC)	0,0044503	3	0,00148343	29,37	0,0001
RESIDUOS	0,000404	8	0,0000505		
TOTAL (CORREGIDO)	0,0048543	11			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

### Pruebas de Múltiple Rangos para Eficiencia Antiradical por Muestra Vegetal

Método: 95,0 porcentaje LSD

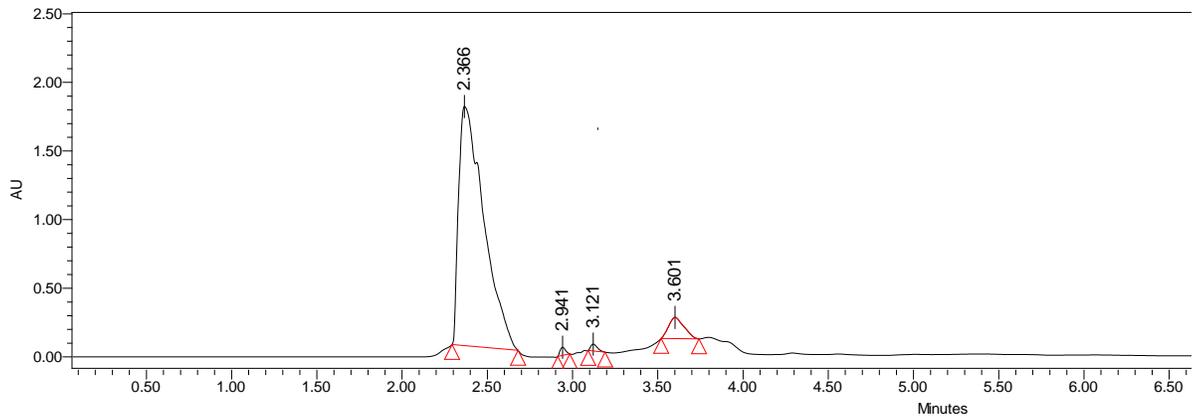
<i>Muestra Vegetal</i>	<i>Casos</i>	<i>Media LS</i>	<i>Sigma LS</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
PR	3	0,00648131	0,00410284	X
PC	3	0,00765228	0,00410284	X
CR	3	0,0398078	0,00410284	X
CC	3	0,0499825	0,00410284	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
CC - CR		0,0101747	0,0133802
CC - PC	*	0,0423302	0,0133802
CC - PR	*	0,0435012	0,0133802
CR - PC	*	0,0321555	0,0133802
CR - PR	*	0,0333265	0,0133802
PC - PR		0,00117097	0,0133802

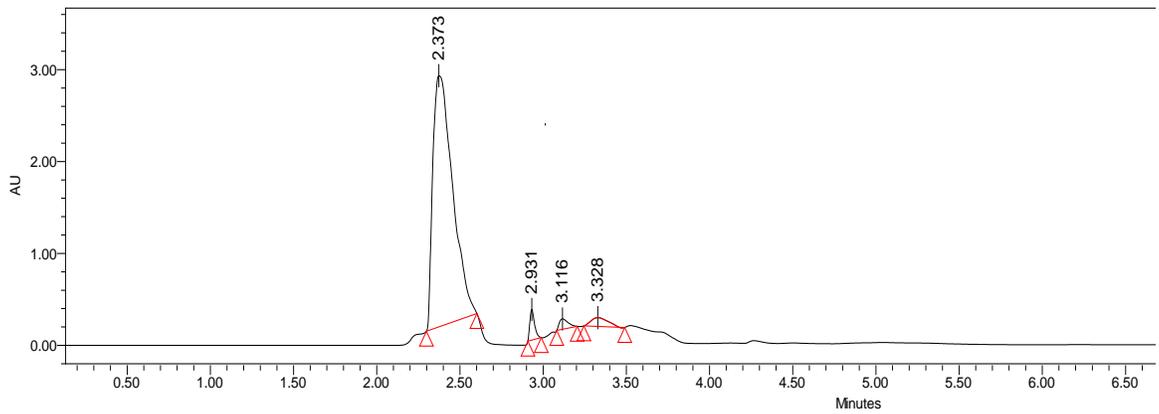
\* indica una diferencia significativa.

**Anexo 16.** Resultados del análisis cromatográfico en cáscara y pulpa de los extractos de  
papa nativa

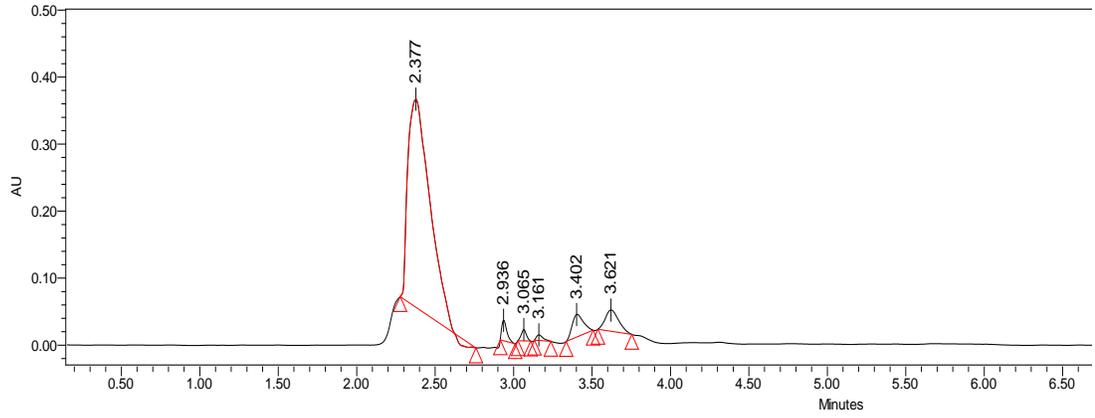
**A. Cáscara ratona (CR)**



**B. Cáscara curiyinga (CC)**



### C. Pulpa ratona morada (PR)



### D. Pulpa curiuinga (PC)

