

**UNIVERSIDAD NACIONAL SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

**FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y METALURGIA
ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN
INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**



**“INFLUENCIA DEL OSMODESHIDRATADO EN EL CONTENIDO DE
ANTIOXIDANTES EN LA MASHUA (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz &
Pavón)”**

**Tesis para optar el título profesional de
INGENIERA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Presentado por:

Bach. CABALLERO GUINEA, Karen Yuliana

AYACUCHO - P E R Ú

2018

DEDICATORIA:

*A mis Padres, quienes mientras me
guiaban en estos años de vida no sé, si se
llegaron a dar cuenta, que las personas
que más admiro, son ellos.*

AGRADECIMIENTO

- Al Señor de la Picota, por haberme permitido hacer este sueño realidad junto a mi familia quienes son las personas que más amo y por todas sus bendiciones.
- A la UNIVERSIDAD NACIONAL SAN CRISTOBAL DE HUAMANGA, especialmente a la Escuela Profesional de Ingeniera en Industrias Alimentarias, en cuyas aulas guardo gratos recuerdos.
- A los docentes de la Escuela Profesional de Industrias Alimentarias, por sus enseñanzas.
- A mis padres, ya que siempre estuvieron impulsándome a lo largo de mi carrera, y porque el orgullo que sienten por mí, fue lo que me hizo ir hasta el final.
- A mis hermanas Linda y Milagros, y mis queridas primas Kareem y Annia a quienes sin su apoyo y ocurrencias, mi vida no sería la misma.
- Son muchas las personas que me han acompañado en esta etapa de mi vida a quienes me encantaría agradecer su amistad, consejos, apoyo, ánimos y compañía. Algunos continúan aquí conmigo y otros en mis recuerdos y en mi corazón, sin importar en donde estén quiero darles las gracias por formar parte de mí, por las alegrías que me han brindado y por todos los buenos deseos que tienen hacia mi persona.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	
2.1. Mashua	5
2.1.1. Generalidades	5
2.1.2. Clasificación	7
2.1.3. Valor nutricional	7
2.1.4. Usos del tubérculo	9
2.2. Compuestos fenólicos	9
2.2.1. Estructura	10
2.2.2. Clasificación	11
2.2.3. Efecto del tratamiento térmico	14
2.2.4. Efecto de la concentración de sacarosa	15
2.2.5. Contenido de compuestos fenólicos en la mashua	15
2.3. Antocianinas	16
2.3.1. Estructura	17
2.3.2. Estabilidad	18
2.3.3. Efecto del tratamiento térmico en las antocianinas	21
2.3.4. Efecto de la concentración de sacarosa	21
2.3.5. Contenido de antocianinas en la mashua	22
2.4. Ácido ascórbico	23
2.4.1. Generalidades	23
2.4.2. Degradación química del ácido ascórbico	23

2.4.3. Estabilidad del ácido ascórbico en los alimentos.	25
2.4.4. Contenido de ácido ascórbico en la mashua	26
2.5. Deshidratación osmótica	27
2.5.1. Ventajas de la deshidratación osmótica	27
2.5.2. Desventajas de la deshidratación osmótica.....	28
2.5.3. Factores que afecta el proceso de deshidratación osmótica.....	28
2.6. Metodología de superficie respuesta.....	32
2.6.1. Modelo estadístico	32
2.6.2. Diseño compuesto central.....	33
 III. MATERIALES Y MÉTODOS	
3.1. Lugar de ejecución	35
3.2. Materia prima	35
3.3. Materiales, equipos y reactivos	36
3.3.1. Materiales	36
3.3.2. Equipos	36
3.3.3. Reactivos.....	37
3.4. Caracterización fisicoquímica de la mashua morada fresca	37
3.4.1. Determinación de humedad	37
3.4.2. Determinación de pH.....	38
3.4.3. Determinación de sólidos solubles	38
3.4.4. Determinación de acidez.....	38
3.5. Ensayos preliminares	38
3.6. Metodología experimental	39

3.6.1. Procedimiento experimental para la obtención del osmodeshidratado de mashua	40
3.6.2. Diseño experimental para la obtención del osmodeshidratado de mashua...	43
3.7. Metodología de análisis	78
3.7.1. Determinación del contenido de fenoles.....	78
3.7.2. Determinación del contenido de antocianinas	78
3.7.3. Determinación del contenido de ácido ascórbico	78
3.8. Análisis estadístico.....	79
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
4.1. Caracterización fisicoquímica de la mashua morada fresca (<i>Tropaeolum tuberosum</i> Ruíz & Pavón).....	80
4.1.1. Características físicas de la mashua morada fresca	80
4.1.2. Características químicas de la mashua morada	82
4.2. Cuantificación y análisis estadístico de la concentración de fenoles totales en el osmodeshidratado de mashua.....	84
4.2.1. Análisis estadístico de fenoles totales en equivalente de ácido gálico en el osmodeshidratado de mashua.	86
4.3. Cuantificación y análisis estadístico en la concentración de antocianinas en el osmodeshidratado de mashua.....	91
4.3.1. Antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua.....	91
4.3.2. Análisis estadístico de antocianinas en el osmodeshidratado de mashua....	93
4.4. Cuantificación y análisis estadístico en la concentración de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua.....	98
4.4.1. Contenido de ácido ascórbico en la deshidratación osmótica de la mashua.	98

4.4.2. Análisis estadístico de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua.	99
--	----

CONCLUSIONES

RECOMENDACIONES

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Clasificación taxonómica de la mashua (<i>Tropaeolum tuberosum</i> Ruiz & Pavón)	7
Tabla 2: Composición química de tubérculos de mashua por 100 g de peso	8
Tabla 3: Clasificación de la estructura de los compuestos fenólicos en función de su estructura	12
Tabla 4: Contenido de fenoles totales en algunos tubérculos	16
Tabla 5: Contenido de antocianinas en algunos tubérculos	22
Tabla 6: Contenido de ácido ascórbico en algunos tubérculos	26
Tabla 7: Factores experimentales.....	44
Tabla 8 : Número de respuestas	44
Tabla 9: Diseño experimental para la deshidratación osmótica de la mashua	45
Tabla 10: Características físicas de la mashua morada fresca	81
Tabla 11. Características químicas de la mashua morada fresca	82
Tabla 12: Cuantificación de los fenoles totales en equivalente de ácido gálico en el osmodeshidratado de la mashua	84
Tabla 13: Análisis de varianza para el contenido de fenoles totales en el osmodeshidratado de la mashua.....	86
Tabla 14: Respuesta optimizada de fenoles totales en la osmodeshidratación de la mashua.....	90
Tabla 15: Cuantificación de las antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua morada.....	92
Tabla 16: Análisis de varianza para el contenido de antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua morada	93

Tabla 17: Respuesta optimizada de antocianinas en el osmodeshidratado de mashua.....	97
Tabla 18: Cuantificación de ácido ascórbico en la deshidratación osmótica de la mashua morada.....	99
Tabla 19: Análisis de varianza para el contenido de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de la mashua morada.....	100
Tabla 20: Respuesta optimizada de ácido ascórbico en la osmodeshidratación de la mashua.....	103

TABLA DE FIGURAS

Figura 1: Formas de tubérculo de la mashua morada.	6
Figura 2: Estructura básica de los compuestos fenólicos.....	11
Figura 3: Estructura de los diferentes flavonoides.	14
Figura 4: Estructura y sustituyentes de las antocianinas.....	18
Figura 5: Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH.....	20
Figura 6: Estructura química del ácido ascórbico.	23
Figura 7: Ácido ascórbico – Ácido dehidroascórbico.....	24
Figura 8: Estabilidad y reacciones de degradación del ácido ascórbico	25
Figura 9: Diagrama de flujo experimental para el proceso de elaboración del osmodeshidratado de mashua.....	42
Figura 10: Comparación y selección de tamaño y forma de la mashua morada...	81
Figura 11: Diagrama de Pareto Estandarizado para el contenido de fenoles totales en el osmodeshidratado de la mashua.....	87
Figura 12: Interacción para el contenido de fenoles totales.....	88
Figura 13: Superficie de respuesta estimada del contenido de fenoles en equivalente de ácido gálico.	90
Figura 14: Diagrama de Pareto Estandarizada para el contenido de antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua morada	94
Figura 15: Interacción para el contenido de antocianinas.....	95
Figura 16: Superficie de respuesta estimada para el contenido de antocianinas...	97
Figura 17: Diagrama de Pareto Estandarizada para el contenido de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de la mashua morada.....	101
Figura 18: Interacción para el contenido de ácido ascórbico.	102

Figura 19: Superficie de respuesta estimada para el contenido de ácido ascórbico.....	103
--	-----

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo de investigación fue evaluar la influencia del osmodeshidratado en el contenido de antioxidantes en la mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón). Las mashuas fueron seleccionadas, lavadas, cortadas y sometidas a un proceso de osmodeshidratación utilizando jarabe de sacarosa a concentraciones de 60 a 80°Brix, tiempo de inmersión de 3 a 5 horas, a una temperatura constante de 90°C, utilizando la metodología de superficie respuesta para generar los experimentos, los cuales fueron 13, los experimentos fueron diseñados de acuerdo al diseño compuesto central: 2^2 +estrella. Se evaluó el contenido de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico empleando las metodologías del Folin – Ciocalteu, pH diferencial de la AOAC 2005.02 y titulación con 2,6 diclorofenolindofenol respectivamente, tanto en muestras de mashua morada fresca y en muestras de mashua morada osmodeshidratadas para su respectiva comparación.

El contenido de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico en la mashua morada (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón) es de 215,97 mg eq-ac gálico/100 g de muestra, 112,22 ACNs mg/100 g y 71,30 mg AA/100 mL, respectivamente, mashua proveniente de Condorccocho, de la provincia de Huamanga, del departamento de Ayacucho. Los procesos de pelado, cortado y escaldado disminuyen la cantidad de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico, a comparación del proceso de osmodeshidratado. La concentración del jarabe de 60, 70 y 80 °Brix en el osmodeshidratado de la mashua tiene una influencia sobre la cantidad de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico. A mayor concentración la reducción de los

componentes es menor, a menor concentración la reducción es mayor. Asimismo la mashua con altas concentraciones de jarabe de sacarosa tiene mayor aceptación en cuanto al sabor y menor aceptación en textura. El tiempo del jarabeado de 3 a 5 horas en el osmodeshidratado de la mashua tiene una mínima influencia sobre la cantidad de fenoles totales, antocianinas, ácido ascórbico.

I. INTRODUCCIÓN

La mashua, tubérculo andino cultivado por siglos en el Perú; y que además tiene diversos usos populares que mejoran la salud (Grau et al., 2003), que según Campos et al. (2006), podrían estar relacionados con la presencia de compuestos fenólicos, es mínimamente consumido en la población debido a su sabor amargo y astringente, y a limitadas formas que se emplean para su procesamiento y transformación.

La vida útil de la mashua es corta, los tubérculos pierden agua rápidamente bajo las condiciones de almacenamiento predominantes (rústicas) y se deterioran dentro de las semanas posteriores a la cosecha, produciendo un producto con poco o ningún valor de mercado. Algunos cultivares no toleran el almacenamiento en absoluto, casi inmediatamente después de la cosecha los tubérculos de estos cultivares brotan o se pudren rápidamente, especialmente si han sido dañados durante la cosecha o transporte (Leon, 2017).

Teniendo en cuenta que este tubérculo solo se produce una vez al año y posteriormente ya no se encuentra disponible en el mercado debido a su poca

demanda; que sus características organolépticas (sabor amargo y astringente) y su poca difusión juegan en contra de su consumo en la dieta; es necesario realizar una transformación que nos permitan optimizar la retención de sus compuestos fenólicos, mejoren la textura y el sabor del tubérculo, aseguren una permanente disponibilidad del producto y que éste tratamiento no vaya en desmedro de sus propiedades.

La deshidratación osmótica es una de las alternativas de solución al problema de deterioro, es una técnica que permite eliminar parcialmente el agua de los tejidos vegetales por inmersión en una solución hipertónica, enteras o en trozos por un cierto periodo de tiempo en una solución de azúcares y/o sales de alta presión osmótica, sin dañar el alimento y afectar desfavorablemente su calidad. Está basado en un fenómeno natural y no destructivo a través de la membrana celular de las frutas y vegetales. El manejo de los parámetros óptimos de dicho proceso conduce a la extensión de la vida útil y reducción de los tiempos de procesado, como método novedoso de preservación mejora además las características organolépticas y nutricionales del producto (Rastogi & Raghavarao, 1996).

El estudio del contenido de compuestos fenólicos, antocianinas y ácido ascórbico, a través de las diferentes etapas del procesamiento durante el osmodeshidratado, como la concentración de la solución de sacarosa y el tiempo de inmersión del tubérculo en la solución de sacarosa, son factores que deben ser estudiados para obtener un producto final con altas concentraciones de estos compuestos.

Siendo los compuestos fenólicos y las antocianinas los metabolitos secundarios de gran importancia de la mashua y que la cantidad de vitamina C que presenta es

mayor comparada con los demás tubérculos como la papa, la oca, etc., es probable que mediante el procesamiento de osmodeshidratación, las diferentes concentraciones de soluciones de sacarosa y tiempo de inmersión influyan en la concentración de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico.

Para ello previamente se evaluaron los efectos del escaldado como pretratamiento en los fenoles totales y antocianinas de la mashua osmodeshidratada; encontrando que ambos, fenoles totales y antocianinas, se perdieron parcialmente en los ensayos osmóticos (60°Bx – 80°Bx), observándose mayores pérdidas en las muestras no escaldadas, indicando así que el escaldado tiene un efecto positivo en la conservación de los componentes polifenólicos debido a la inactivación de las polifenoloxidasas por el escaldado de 90°C por 5 min. Lo que podría estar explicando el incremento en la retención de antocianinas y fenoles totales a una temperatura de 90°C, siempre que la concentración de la solución de sacarosa sea superior a 60°Bx.

Teniendo en cuenta estas consideraciones, el presente trabajo de investigación nos dio a conocer cómo la osmodeshidratación de la mashua realizada a diferentes concentraciones de solución de sacarosa y sometido a diferentes tiempos de inmersión influyen en la concentración de los fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico, generando nuevo conocimiento para los interesados en el tema, para ello se plantean los siguientes objetivos:

Objetivo general:

Evaluar la influencia del osmodeshidratado en el contenido de antioxidantes en la mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón).

Objetivos específicos:

- Analizar la influencia de la concentración de la solución de sacarosa en los fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón).
- Determinar la influencia del tiempo de inmersión en la solución de sacarosa en la concentración de los fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón).

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Mashua

2.1.1. Generalidades

La mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón) conocida también como “añu”, “isaño” o “cubio”, es el cultivo altoandino que ocupa el cuarto lugar en importancia en la región de los Andes después de la papa, la oca y el olluco. Este tubérculo comestible, se ha cultivado por siglos desde Venezuela hasta Argentina, entre los 2800 a 4000 msnm, siendo por lo general el Perú, su mayor productor, sin embargo, se ha adaptado muy bien Estados Unidos, Inglaterra y Nueva Zelanda.

La mashua es una especie rústica, que puede crecer bien a temperaturas bajas y en suelos pobres, sin necesidad de fertilizantes. Además, es resistente a nematodos, insectos y varias plagas, como el gorgojo de la papa (*Premnotrypes spp.*). Por esta razón, en los Andes se siembra habitualmente como cerco perimétrico de protección de otros cultivos (Roca & Manrique, 2005).

Su ciclo de cultivo varía entre 6 y 9 meses, llegando a producir rendimientos superiores a los de otras tuberosas andinas.

Sus tubérculos son comestibles, perfumados y de sabor ligeramente picante, que miden entre 5 y 15 cm de largo, presentan variados colores como el amarillo, blanco, rojizo, morado, gris y negro (figura 1), tienen forma cónica alargada, yemas profundas (Brack & Suquilanda, 2004). Cuentan con un elevado contenido de proteínas (mayores a los de la papa, la oca y el olluco), carbohidratos, fibra, ácido ascórbico (vitamina C) y calorías. También contienen en elevado contenido de antocianinas y compuestos fenólicos, sobre todo en los cultivares de pulpa púrpura o morada (Roca & Manrique, 2005).



Figura 1: Formas de tubérculo de la mashua morada. Fuente: Grau et al. (2003)

Las pocas formas de preparación de las raíces y los tubérculos andinos parecen incidir en la baja demanda del poblador urbano, quien prefiere generalmente productos de fácil preparación, a medida que sus ingresos incrementan (Caicedo & Ayala, 1993).

2.1.2. Clasificación

Temoche et al. (2004), menciona que la ubicación taxonómica de la mashua es la que se detalla a continuación:

Tabla 1: Clasificación taxonómica de la mashua (*Tropaeolum tuberosum* R & P)

Clasificación Taxonómica para <i>Tropaeolum tuberosum</i>	
Reino	Vegetal
Clase	Angiospermas
Subclase	Dicotiledoneas
Orden	Geraniales
Familia	Tropaeolaceae
Genero	<i>Tropaeolum</i>
Especie	<i>Tuberosum</i> Ruiz y Pav.
Nombre Científico	<i>Tropaeolum tuberosum</i> Ruiz y Pav.
Nombres comunes	Mashua, ñu, cubios, navios, isaño

Fuente: Temoche et al. (2004)

2.1.3. Valor nutricional

La mashua cuyo nombre botánico es *Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón, presenta la composición química que se indica en la tabla 2.

La mashua contiene una cantidad elevada de aminoácidos esenciales como lisina, aminoácido limitante en muchos cereales y leguminosas (Espinoza et al., 2002). Los análisis de aminoácidos muestran una satisfactoria composición nutricional comparada con las recomendaciones de la OMS (Grau et al., 2003).

Tabla 2: Composición química de tubérculos de mashua por 100 g de peso fresco

Componente	Unidades	Rango *	Promedio
Humedad	g.	79,2 – 93,8	n.a.
Proteína cruda	g.	1,1 – 2,27	1,5
Energía	Kcal.	35 - 50	n.a.
Vit. A (β-caroteno)	μ g.	n.a.	10
Tiamina	mg.	n.a.	0,10
Riboflavina	mg.	n.a.	0,12
Niacina	mg.	n.a.	0,67
Ácido Ascórbico	mg.	n.a.	77,5
Lisina	mg/g de proteína	35 - 69	n.a.
Treonina	mg/g de proteína	22 - 46	n.a.
Valina	mg/g de proteína	25 - 88	n.a.
Isoleucina	mg/g de proteína	25 - 44	n.a.
Leucina	mg/g de proteína	35 - 56	n.a.
Tirosina	mg/g de proteína	13 - 62	n.a.
Triptófano	mg/g de proteína	5 - 12	n.a.
Cisteína	mg/g de proteína	1,4 - 29	n.a.

Fuente: Recopilación de datos realizada por Grau et al. (2003)

(*) Los rangos indican los valores mínimos y máximos previstos por uno o varios autores, trabajando con diferentes cultivares.

El contenido de agua de los tubérculos de mashua es comparativamente alto, estando en un rango de 79 a 94% de la porción comestible o materia fresca. Otro aspecto muy importante es el alto contenido de ácido ascórbico (77,5 mg/100 g de

materia fresca) en la mashua en comparación con otros tubérculos andinos (Grau et al., 2003).

2.1.4. Usos del tubérculo

A pesar de su sabor amargo, su utilización es variada en la alimentación, medicina y como planta ornamental. Los tubérculos son expuestos al sol para aumentar su contenido de azúcares antes de ser cocinados, igualmente es usada como componente en sopas, postres y mermeladas. Mientras que las flores y brotes tiernos son consumidos en ensaladas, cocidos o encurtidos en vinagre (Grau et al., 2003).

En la alimentación, la mashua es consumida generalmente luego de haber sido soleada, práctica generalizada en los Andes de exponer a la luz solar directa los tubérculos y raíces, con el fin de aumentar la dulzura y reducir los niveles de cianuro antes de la cocción (Dolores & Espin, 1997).

Sus virtudes medicinales son muy apreciadas, se usa para tratar malestares de la próstata en forma de infusión y se preparan parches con el tubérculo molido en casos de reumatismo. Las dietas con mashua tienen fama de tener efectos beneficiosos sobre el hígado y los riñones y de aliviar trastornos urinarios.

2.2. Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos constituyen uno de los grupos de microelementos presentes en el reino vegetal, siendo parte importante de la dieta humana como animal. Ellos constituyen una de las familias más numerosas y están ampliamente distribuidas en el reino vegetal, con más de 8000 estructuras actualmente conocidas. Forman parte de un grupo muy heterogéneo; comprenden desde simples moléculas,

como los ácidos fenólicos, hasta compuestos altamente polimerizados, como los taninos (Martínez-Valverde et al., 2000).

En general, son productos secundarios del metabolismo de las plantas y suelen ser, en parte, los responsables del color, aroma y el sabor de los alimentos que los contienen. Entre ellos, hay pigmentos que aportan los tonos rojos, azules y violáceos propios de frutas y verduras- como ciruelas, fresas, uvas, berenjenas, rábanos- y también del vino tinto. Así mismo le ofrecen el sabor amargo y astringente a algunos alimentos (Muñoz et al., 2010).

Actualmente se ha despertado un gran interés por estos compuestos debido a sus propiedades antioxidantes y sus posibles implicaciones beneficiosas en la salud humana, tales como el tratamiento y prevención del cáncer, enfermedades cardiovasculares y otras patologías de carácter inflamatorio (Martínez-Valverde et al., 2000).

2.2.1. Estructura

Químicamente, los compuestos fenólicos son sustancias químicas que poseen un anillo aromático, un anillo benceno, con uno o más grupos hidróxidos incluyendo derivados funcionales (ésteres, metil ésteres, glicósidos, etc.). La naturaleza de los polifenoles varía desde moléculas simples como los ácidos fenólicos hasta compuestos altamente polimerizados, como los taninos. Se presentan en las plantas en forma conjugada con uno o más residuos de azúcar unidos a los grupos hidroxilos aunque en algunos casos se pueden producir uniones directas entre una molécula de azúcar y un carbono aromático (Martínez-Valverde et al., 2000).

Por ello la forma más común de encontrarlos en la naturaleza es en forma de glicósidos, siendo solubles en agua y solventes orgánicos. Los azúcares asociados a los polifenoles pueden ser monosacáridos, disacáridos o incluso oligosacáridos; los compuestos a los que se encuentran unidos con más frecuencia son: glucosa, galactosa, arabinosa, ramnosa, xilosa, y ácidos glucurónico y galacturónico. También pueden encontrarse unidos a ácidos carboxílicos, ácidos orgánicos, aminas, lípidos y a otros compuestos fenólicos (Martínez-Valverde et al., 2000).

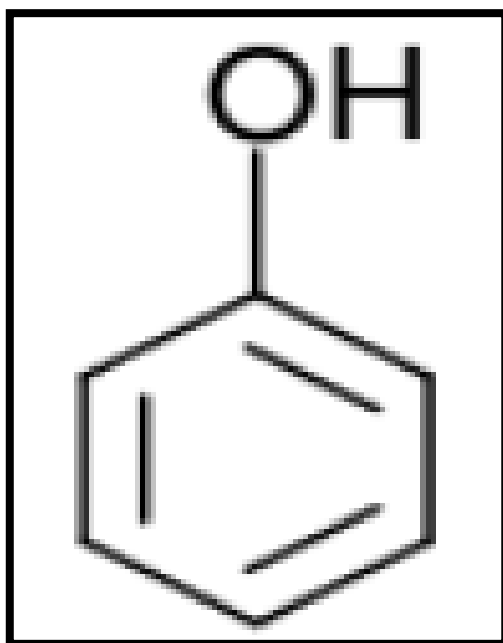


Figura 2: Estructura básica de los compuestos fenólicos. Martínez-Valverde et al., 2000

2.2.2. Clasificación

En la naturaleza estos compuestos se encuentran como compuestos libres o, más habitualmente como ésteres o glucósidos de los mismos. Por lo tanto para clasificar esta extensa y variada familia de compuestos existen numerosas acepciones.

En este caso se van a clasificar en base al número de carbonos en la molécula (Harborne, 1989; citado por Martínez-Valverde et al., 2000).

Tabla 3: Clasificación de la estructura de los compuestos fenólicos en función de su estructura

Estructura		Clasificación
Flavonoides	C ₆ -C ₃ -C ₆	Flavonoides
		Flavonas
		Flavan-3-oles
		Proantocianidinas (Taninos no hidrolizables)
		Antocianidinas (Antocianos)
		Flavanonas
		Isoflavonas
No Flavonoides	C ₆ -C ₃	Acidos hidroxicinámicos
	C ₆ -C ₁	Acidos hidroxibenzoicos
	(C ₆ -C ₁) (C ₆ -C ₃)	+ Azúcar Taninos hidrolizables
	C ₆ -C ₂ -C ₆	Estilbenos

Fuente: Waterhouse, 2002; citado por Taype, 2017

Siguiendo esta clasificación, distinguiremos los compuestos fenólicos en flavonoides y no flavonoides.

a. Flavonoides. Los flavonoides son metabolitos secundarios que se encuentran distribuidos en plantas consideradas como alimentos funcionales, pues además de su valor nutricional, aportan un beneficio a la salud. Están ampliamente distribuidos en el reino vegetal localizándose en la savia vacuolar de las células como órganos aéreos, hojas, flores y raíces (Drago, 2007).

Los flavonoides están formados por dos anillos aromáticos unidos por un heterociclo oxigenado y que dependiendo del grado de hidrogenación y de la sustitución del heterociclo forman múltiples complejos como los, flavonas, calconas, antocianidinas, dihidroflavonas, flavanoles etc., (Figura 3). Ellos son susceptibles a los cambios químicos (maduración de las frutas); físicos, en el procesado de los alimentos: picado y trituración (estos forman parte de la organización tisular y de estructuras que al romperse se lixivian y se destruyen parcialmente en contacto con el aire); y térmicos, ya que el calor excesivo altera los pigmentos de los alimentos (Agostini et al., 2004). Aunque la mayoría de los flavonoides en las plantas se unen a azúcares (glucósidos), de vez en cuando se pueden encontrar como agliconas (Perla et al., 2012).

b. No flavonoides. Compuestos benzoicos y cinámicos, llamados comúnmente ácidos fenólicos, que contienen un anillo aromático con diferentes grupos funcionales, y que pueden estar formando ésteres con los ácidos orgánicos.

Los no flavonoides se subdividen en compuestos como los ácidos fenólicos, estilbenos y taninos hidrosolubles, los ácidos fenólicos distinguen dos familias distintas, la serie benzoica y la serie cinámica que se pueden encontrar en forma libre o esterificada con azúcares.

La actividad antioxidante de los ácidos fenólicos se debe también a los hidrógenos fenólicos, la posición de los grupos hidroxilo y el grado de hidroxilación determina en gran medida la actividad antioxidante, la presencia de un segundo grupo hidroxilo aumenta la capacidad antioxidante (García, 2005).

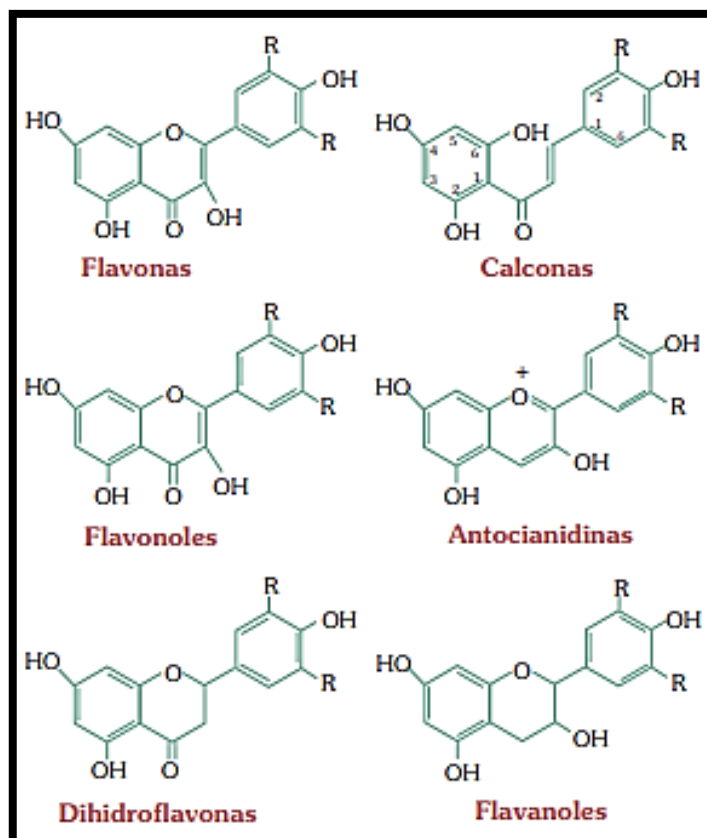


Figura 3: Estructura de los diferentes flavonoides. Fuente: Rivas & Garcia (2002)

2.2.3. Efecto del tratamiento térmico

La exposición de los componentes de los alimentos a temperaturas por encima de las condiciones ambientales (procesado por calor) es la principal causa de cambios detectables en la calidad nutricional. Algunos procesos en los que se intervienen temperaturas elevadas se utilizan para conseguir cambios positivos, especialmente del valor sensorial; sin embargo, a menudo traen como consecuencia pérdidas en el valor nutritivo (Pokorny et al., 2005).

Perla et al. (2012) indica que la lixiviación de los polifenoles es uno de los factores responsables de la disminución de los mismos durante la cocción en agua. Esta afirmación es respaldada por Pérez – Conesa et al. (2009) quienes mencionan, en su estudio de investigación acerca del puré de tomates, que el contenido de fenoles

totales disminuye significativamente durante el tratamiento térmico. Sin embargo, también se puede dar el aumento en el contenido de estos compuestos durante el proceso térmico, y se explica, por la formación de productos de la reacción de Maillard (MRPs), como el hidroximetilfurfural (HMF), con estructuras tipo fenólicos (Yang et al., 2010; citado por Córdova, 2012).

Así también, el aumento de compuestos fenólicos debido al tratamiento térmico podría deberse a la liberación de ácidos fenólicos unidos a los constituyentes celulares, seguido de alguna polimerización y oxidación de estos constituyentes fenólicos (Boateng et al., 2008; citado por Cordova, 2012).

2.2.4. Efecto de la concentración de sacarosa

La concentración de la sacarosa causa un efecto protector que inhibe las enzimas de degradación de pigmentos (polifenoloxidasas y β -glucosidasas), la polimerización de antocianinas – compuestos fenólicos, o la provisión de una barrera parcial de oxígeno. Esto apoyaría la eficiencia de la deshidratación osmótica sobre la estabilidad de los compuestos fenólicos (Valeriano, 2014).

El incremento de la concentración de la solución de sacarosa, forma una capa de soluto sobre la superficie del producto que actúa como barrera reduciendo la pérdida de agua (Tonon et al., 2007)

2.2.5. Contenido de compuestos fenólicos en la mashua

En los tubérculos de mashua, el contenido de compuestos fenólicos totales, se encuentran en un rango de 174,9 – 374 mg de ácido gálico/ 100 g de mashua fresca. Los genotipos de mashua de color púrpura, presentaron alto contenido de

compuestos fenólicos totales, mientras que los genotipos de mashua color amarillo presentaron bajo contenido de compuestos fenólicos totales (Campos et al., 2006).

Tabla 4: Contenido de fenoles totales en algunos tubérculos

Especie	mg. ácido gálico/ 100g de muestra
Camote morado**	1099
Oca purpura*	3588,4
Oca roja peruanita*	2949,1
Oca rosada*	1034,3
Papa con pulpa morada***	371,3
Olluco**	77

Fuente: Recopilación de datos realizada por: (*) La revista científica de la UNCP (2011), (**) Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas (2016), (***) Gómez & Hilario (2014).

Resultados *in vitro*, indican que los compuestos fenólicos de la mashua son capaces de atrapar radicales peróxilo, así como quelar iones de metales rédox. Estos efectos protectores pueden depender de su composición fenólica en términos de la participación de lipofílica/hidrofílica, y de las estructuras moleculares que definen su reactividad frente a los radicales libres (Chirinos et al., 2006).

2.3. Antocianinas

Las antocianinas son colorantes naturales pertenecientes al grupo de los flavonoides. Están presentes en casi todas las plantas y en todas sus partes, sobre todo en flores y frutos (particularmente en los frutos tipo bayas). Producen colores rojo, anaranjado, azul y púrpura de las uvas, manzanas, rosas, fresas y otros

productos de origen vegetal, principalmente frutas y flores. Generalmente se encuentran en la cascara o piel, como en el caso de las peras y las manzanas, pero también se pueden localizar en la parte carnosa, como en las fresas y las ciruelas.

Estos compuestos pertenecen a la familia de los flavonoides. Son glucósidos de antocianidinas, es decir, que están constituidos por una molécula de antocianidina, que es la aglicona, a la que se le une un azúcar por medio de un enlace 13-glucosídico (Aguilera et al., 2011). El color de las antocianinas depende del número y orientación de los grupos hidroxilo y metoxilo de la molécula. Incrementos en la hidroxilación producen desplazamientos hacia tonalidades azules mientras que incrementos en las metoxilaciones producen coloraciones rojas (Garzón, 2008)

2.3.1. Estructura

Las antocianinas se consideran flavonoides porque tienen el esqueleto carbonado $C_6C_3C_6$ característico. La estructura básica es el 2-fenilbenzopirilo de la sal de flavilio, que consta de dos grupos aromáticos: un benzopirilio (A) y un anillo fenólico (B); ambos unidos por una cadena de tres átomos de carbono. Variaciones estructurales del anillo B producen las seis antocianidinas conocidas (Figura 4) (Aguilera et al., 2011).

Las antocianinas existen como glucósidos de polihidroxi y/o polimetoxi derivados de la sal. Difieren en el número de grupos hidroxilo y/o metoxilo presentes, los tipos, los números y los sitios de unión de los azúcares a la molécula y las clases y numero de ácidos alifáticos o aromáticos que están unidos a los azúcares de la molécula. Los azúcares más comunes son la glucosa, galactosa, arabinosa, xilosa y di y trisacáridos homogéneos y heterogéneos formados por combinación de estos

azúcares. Los ácidos que participan más comúnmente en la acilación de los azúcares son el cafeíco, p-cumárico, sinápico, p-hidroxibenzoico, ferúlico, malónico, succínico y acético (Fennema, 2000).

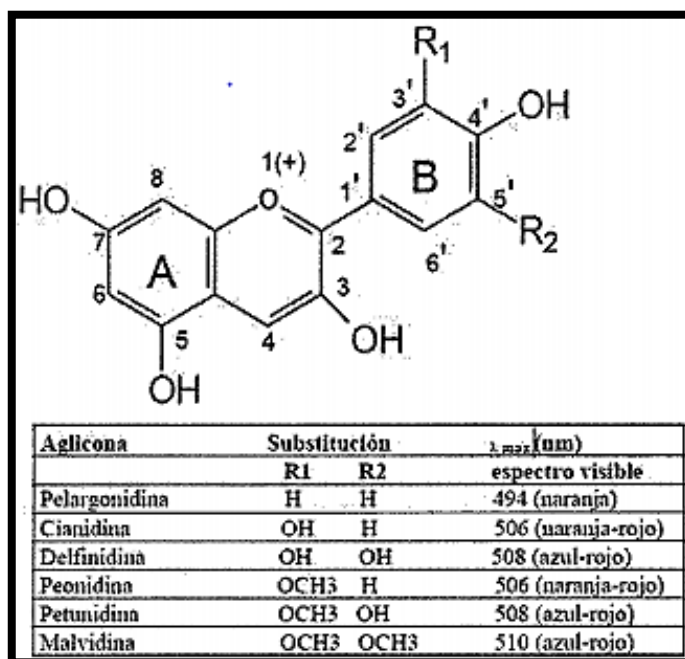


Figura 4: Estructura y sustituyentes de las antocianinas (Fuente: Garzón, 2008)

2.3.2. Estabilidad

A pesar de que las antocianinas abundan en la naturaleza, no se ha formalizado su uso como colorante en alimentos ya que son poco estables y difíciles de purificar para emplearlas como aditivo (Badu, 2013).

Factores como su misma estructura química, pH, temperatura, presencia de oxígeno y ácido ascórbico, concentración y actividad de agua de la matriz determinan la estabilidad del pigmento (Garzón, 2008).

- **Efecto del pH.** El pH tiene efecto en la estructura y la estabilidad de las antocianinas (Figura 5), la acidez tiene un efecto protector sobre la molécula.

En soluciones acuosas a valores de pH inferiores a dos, básicamente 100% del pigmento se encuentra en su forma más estable o de ion oxonio o catión flavilio (AH^+) de color rojo intenso. A valores de pH más altos ocurre una pérdida del protón y adición de agua en la posición 2, dando lugar a un equilibrio entre la pseudobase carbinol o hemiacetal (B) y la forma chalcona (C), o de cadena abierta. Tanto el hemiacetal como la chalcona, son formas incoloras y bastante inestables. A valores de pH superiores a 7 se presentan las formas quinoidales (A, A-) de color púrpura que se degradan rápidamente por oxidación con el aire (Garzón, 2008).

- **Efecto de la temperatura.** Independientemente de los mecanismos operativos de degradación específica en antocianinas en productos de frutas, es esperado que sus efectos totales pueden ser dependientemente de la temperatura. También se espera que el efecto de la temperatura podría ser gobernado por la variación estructural de antocianinas y la cantidad de pigmentos inicialmente presentes. La temperatura de degradación de las antocianinas está por encima de 90 - 100 °C (Alarcón, 2015).

Los productos formados y las reacciones involucradas en la descomposición térmica de las antocianinas no son tan clara. Ha sido sugerido que la descomposición acelerada a altas temperaturas puede ser el resultado de la hidrólisis de los enlaces 3 glucosídico para dar antocianidinas inestables o la hidrólisis del anillo pirilio para dar chalconas los cuales son sensibles a ciertos componentes no identificados. Sin embargo se demostró que la hidrólisis glucosídica y no la apertura del anillo es la principal causa de la pérdida de color rojo en el rango de pH de 2 a 4 (Fennema, 2000).

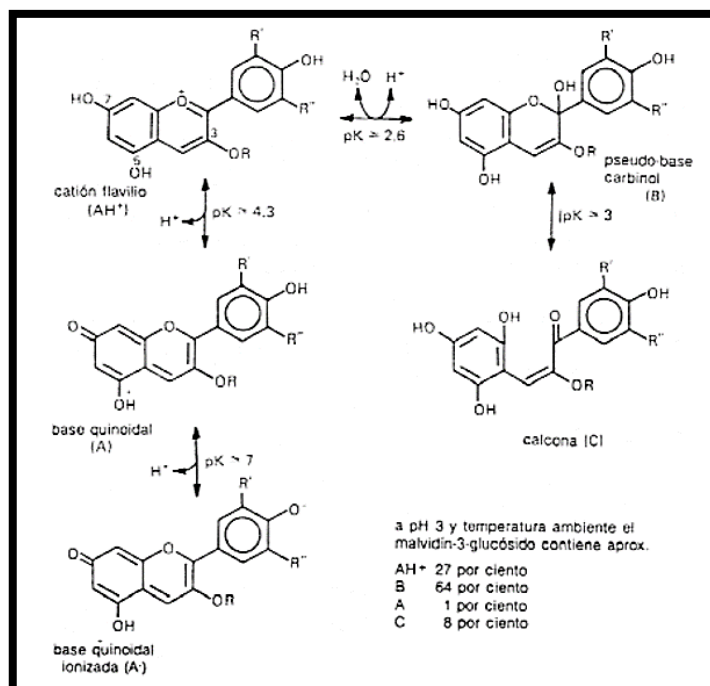


Figura 5: Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH. Fuente: Garzón (2008)

- Efecto de enzimas.** Cuando la integridad del tejido se daña, las enzimas como polifenoloxidasas, peroxidasa, glicolasas y esterasas degradan a los compuestos fenólicos, las cuales hidrolizan el protector 3-glicosido de las antocianinas para producir azúcares libres y agliconas inestables, transformando a los sustratos incoloros en pigmentos amarillos a través de oscurecimiento enzimático (Baduí, 2013; Alarcón, 2015)
- Efecto de ácidos.** El ácido ascórbico decolora a las antocianinas en presencia de iones cobre o hierro por formación de peróxido de hidrógeno, lo que produce la degradación de ambos compuestos cuando se almacenan por tiempos prolongados. El mecanismo incluye la formación de peróxidos producto de la degradación del ácido ascórbico, los cuales reaccionan con el azúcar en posición 3 incluso a un pH 2, cuando el pigmento es más estable. La estabilización de las antocianinas del jugo de algunas variedades de naranja se ha logrado con la adición de ácido tartárico que

cambia el equilibrio del sistema hacia la forma de flavilio, y con glutatión que actúa como antioxidante; estos pigmentos igualmente son más estables cuando forman un complejo con compuestos fenólicos, como la rutina y el ácido cafeico (Baduí, 2013).

2.3.3. Efecto del tratamiento térmico en las antocianinas

Entre las enzimas implicadas en la decoloración de las antocianinas, se han identificado dos grupos: glicosidasas y polifenoloxidasas; en conjunto, se las conoce como antocianasas. Las glicosidasas, como su nombre indica, hidrolizan los enlaces glicosílicos, liberando el azúcar o azúcares y la aglicona. Las polifenoloxidasas actúan en presencia de *o*-difenoles y oxígeno, oxidando las antocianinas. La enzima oxida primero el *o*-difenol a *o*-benzoquinona, que a su vez reacciona con las antocianinas por un mecanismo no enzimático para formar antocianinas oxidadas y productos de degradación (Fennema, 2000).

Dada su alta hidrosolubilidad, estos pigmentos se pueden perder con facilidad por lixiviación; a medida que aumenta la temperatura se acelera la decoloración de las frutas, ya que se favorece la extracción, por lo que incluso se pueden obtener productos prácticamente incoloros (Baduí, 2013).

2.3.4. Efecto de la concentración de sacarosa

Los azúcares a altas concentraciones estabilizan a las antocianinas. Esto es debido a que a altas concentraciones se tiene una baja actividad del agua, que es uno de los factores de degradación de las antocianinas, por el ataque nucleofílico al catión flavilio que ocurre en el Carbono 2 formando la base carbinol incolora.

Por otro lado, cuando los azúcares están en bajas concentraciones no tendrán efecto sobre la actividad del agua, provocando que sus productos de degradación (hidroximetilfurfural y furfural) aceleren la degradación de las antocianinas (Hulme, 1971; citado por Munive & Vega, 2013).

2.3.5. Contenido de antocianinas en la mashua

La mayor cantidad de antocianinas se encontró en el genotipo de mashua morada el cual se encuentra en un rango de $131,9 \pm 2,5$ mg de CGE/100 g a 154,8 mg de CGE/100g de mashua morada fresca. Las antocianinas detectadas fueron diez de las cuales 3 han sido identificadas como: delfinidina – 3 glucósido, cianidina – 3 glucósido y cianidina -3 rutinósido, las demás antocianinas correspondieron a los derivados de las antocianinas: delfinidina y cianidina.

El 57,8% de las antocianinas presentes en la mashua se encuentran aciladas con ácidos alifáticos y el 41,3% son antocianinas no aciladas (Campos et al., 2006).

Tabla 5: Contenido de antocianinas en algunos tubérculos

Especie	ACNs (mg/100 g de muestra)
Camote morado***	138-170
Oca purpura*	15,12
Oca roja peruanita*	11,74
Oca rosada*	7,2
Papa con pulpa morada*	59,0 – 80,0

Fuente: Recopilación de datos realizada por: (*) La revista científica de la UNCP (2011), (**) Gómez & Hilario (2014), (***) Campos et al., (2006).

2.4. Ácido ascórbico

2.4.1. Generalidades

La vitamina C, llamada también ácido ascórbico, ácido hexurónico y antiescorbutina, se presenta en forma de cristales blancos o débilmente amarillentos de sabor marcadamente ácido. Es muy soluble en agua, sobre todo en forma de su sal sódica (90g/100mL), es moderadamente soluble en alcohol e insoluble en disolventes orgánicos apolares. La existencia de carbonos asimétricos da lugar a la existencia de dos formas ópticamente activas, de los cuales solo el isómero levógiro presenta actividad biológica. Posee un elevado poder reductor, es poco estable en medio alcalino, es termolábil (se inactiva a 57°C), presentando una estabilidad mayor en medio ácido (ácidos débiles) resistente sin embargo muy bien a la congelación (Ramírez, 1997).

La vitamina C es una lactona derivada de un azúcar y tiene la siguiente estructura:

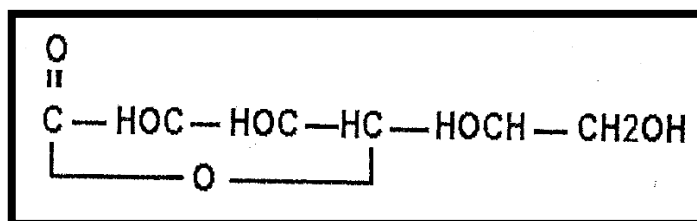


Figura 6: Estructura química del Ácido ascórbico. Fuente: Ramírez (1997)

2.4.2. Degradación química del ácido ascórbico

El ácido ascórbico es soluble en agua, se pierde fácilmente por lixiviación en las superficies cortadas o trituradas por alimentos. Sin embargo, en los alimentos elaborados las pérdidas más importantes después de la manipulación se deben a la degradación química. En los alimentos ricos en vitamina C, como las frutas,

generalmente la pérdida va asociada al pardeamiento no enzimático (Fennema, 2000).

En presencia de aire la degradación de la vitamina C tiene lugar principalmente, por la formación del ácido dehidroascórbico, menos estable. El ácido dehidroascórbico, una vez formado, experimenta una serie de reacciones irreversibles de apertura del anillo que conducen a la formación del ácido dicetogulónico, el cual no presenta actividad vitamínica. La oxidación es bastante rápida a elevadas temperaturas, incluso en ausencia del catalizador. La formación del ácido dicetogulónico es prácticamente instantánea a pH alcalino, rápida a pH neutro y lenta en condiciones acidas. Asimismo, reporta que en la elaboración de zumos de fruta la acidez asegura la estabilidad de la vitamina C, dicha estabilidad aumenta por la presencia de citrato y de flavonoides ya que estos forman complejos con los cationes metálicos, pero es necesario mantener los zumos tan desairados como sea posible.

A temperaturas elevadas y en condiciones anaeróbicas, el ácido ascórbico también experimenta una degradación por una vía similar a la del resto de los azúcares, excepto en que se forman CO_2 (Manayay, 1992).

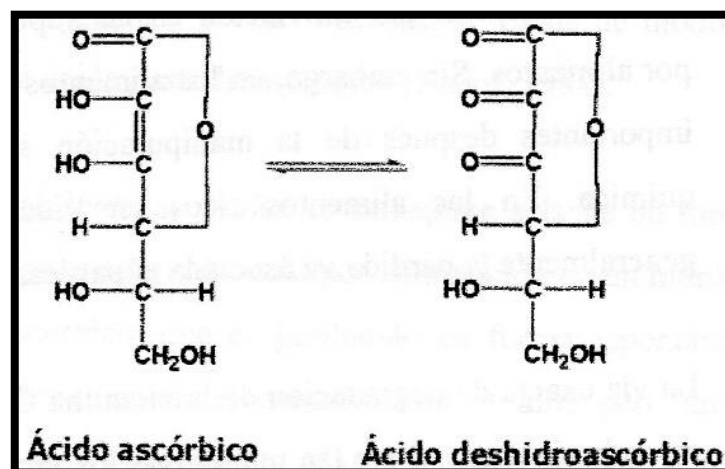


Figura 7: Ácido ascórbico – Ácido dehidroascórbico. Fuente: Ramírez (1997)

2.4.3. Estabilidad del ácido ascórbico en los alimentos.

Los factores capaces de influir sobre la naturaleza del mecanismo de degradación son: temperatura, concentración de sal y azúcar, pH, oxígeno, enzimas, catalizadores metálicos, aminoácidos oxidantes o reductores, concentración inicial de ácido ascórbico y relación ácido ascórbico – ácido dehidroascórbico. Las reacciones de oxidación de la vitamina C se aceleran por el calor, los álcalis, la presencia de algunos metales como el cobre y el hierro y la acción de luz, sobre todo en presencia de riboflavina. Es estable a pH ácidos, y en ausencia de oxígeno resiste temperaturas de esterilización (Fennema, 2000).

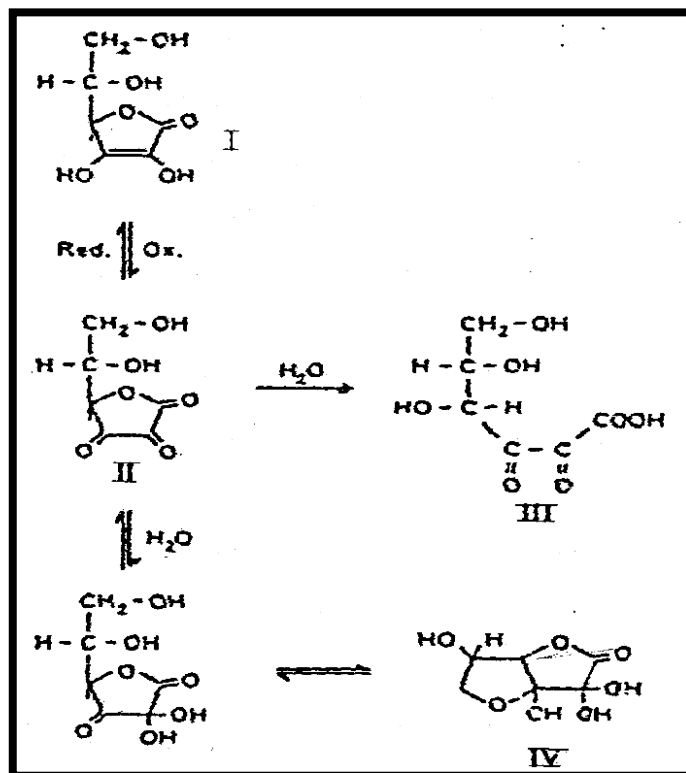


Figura 8: Estabilidad y reacciones de degradación del ácido ascórbico. Fuente: Ramírez (1997)

La destrucción del ácido ascórbico en un sistema modelo de alimento deshidratado y encontraron lo siguiente:

- La estabilidad del ácido ascórbico está en función de la actividad del agua y la temperatura, y su destrucción sigue una cinética de primer orden bajo muchas condiciones de almacenamiento.
- La estabilidad del ácido dehidroascórbico se reduce a temperaturas y actividades de agua mayores de 20°C y 0.24 respectivamente.
- Las constantes de la velocidad de destrucción del ácido ascórbico indican que el oxígeno disuelto es el factor primario en la estabilidad de esta vitamina a pH neutro, en productos deshidratados y alimentos de humedad intermedia (Kirk & Sawyer, 1996).

2.4.4. Contenido de ácido ascórbico en la mashua

La mashua es la especie más rica en vitamina C, con un valor que abarca desde los 67 a 77,5 mg de ácido ascórbico por cada 100 mL de materia fresca, dependiendo de la variedad de la mashua.

Tabla 6: Contenido de ácido ascórbico en algunos tubérculos

Especie	Mg de ácido ascórbico/100 mL
Camote morado	13,60
Oca	38,4
Arracacha	27,1
Papa morada deshidratado	1,40
Olluco	11,5

Fuente: Recopilación de datos realizada por Tablas Peruanas de Composición de Alimentos, García et al. (2009)

2.5. Deshidratación osmótica

La deshidratación osmótica (DO) es un tratamiento utilizado para reducir el contenido de agua de los alimentos, con el objeto de extender su vida útil y mantener características sensoriales, funcionales y nutricionales. Es un método antiguo que se va mejorando a través del tiempo y adecuando a las necesidades actuales (Tascón & Torres-Valenzuela, 2014). Con esta técnica es posible lograr una deshidratación parcial del alimento, entero o fraccionado, mediante su inmersión en soluciones acuosas concentradas en solutos (soluciones hipertónicas) que tienen elevada presión osmótica y baja actividad de agua. Durante este proceso se presentan dos flujos en contracorriente: el desplazamiento de agua desde el alimento hacia la solución concentrada, y el movimiento de solutos desde la solución al alimento (Tascón & Torres-Valenzuela, 2014).

El proceso de deshidratación osmótica es aplicado para conservar la calidad y estabilidad de las frutas y hortalizas, sin tener pérdidas considerables en compuestos aromáticos; además puede ser utilizado como una operación previa al secado y la liofilización, reduciéndose así los costos energéticos (Gamboa & Silva, 2017).

2.5.1. Ventajas de la deshidratación osmótica

- Evita pérdidas de aromas de los alimentos, pues éstos son volátiles a altas temperaturas; debido a que el agua que sale del alimento va a la solución concentrada en estado líquido.
- En este proceso no se rompen las células, por lo cual puede mantenerse un alto nivel de calidad sensorial en el producto final.

- La ausencia de aire en el interior de la masa de jarabe donde se halla sumergido el alimento, evita las correspondientes reacciones de oxidación que afectan directamente la apariencia del producto final.
- El producto final puede mantenerse estable a temperatura ambiente en condiciones de humedad restringidas (Sierra, 2010).

2.5.2. Desventajas de la deshidratación osmótica

- Cuando el alimento se sumerge en una solución concentrada, puede aparecer un pequeño residuo de la misma solución al finalizar el proceso; esto puede minimizarse si se escurre el alimento.
- Al haber una inmersión del alimento en el jarabe, se ocasiona flotación, pues algunas muestras del alimento serán menos densos. El jarabe no circulará completamente sobre los trozos y superficies y se obtendrá una ósmosis parcial. Puede solucionarse colocando un contra peso de manera que el alimento siempre esté en contacto con la solución concentrada.
- Muchas veces el grado de humedad al final del proceso no es suficientemente bajo y es necesario complementar con otras técnicas como secado o congelamiento (Sierra, 2010).

2.5.3. Factores que afecta el proceso de deshidratación osmótica

2.5.3.1. Naturaleza del alimento: La estructura de las células de los alimentos es uno de los contribuyentes de la característica textural de los alimentos. La variabilidad observada en los alimentos está relacionada principalmente con la

compactación del tejido, contenido inicial de sólidos solubles e insolubles, espacios intercelulares, presencia de gas, relación entre las diferentes fracciones de pectina (pectina hidrosoluble y protopectina) y nivel de gelificación de la pectina (Suca & Suca, 2010).

2.5.3.2. Composición de la solución osmótica: Este es otro factor clave del proceso de deshidratación osmótica. La sacarosa es el soluto mayormente utilizado, aunque se han utilizado otros como la glucosa, lactosa, almidón de baja dextrosa, etc. Los solutos usados en deshidratación deben ser baratos, no tóxicos, de solubilidad elevada y poco viscosos (Mata, 1992).

Cuando se aumenta el tamaño molecular de los solutos se puede disminuir la transferencia de estos a la fruta y por lo tanto impedir una ganancia excesiva de masa. Además, la transferencia de solutos a la fruta puede ser buscada con otros fines como: la estabilización (anti fúngicos, antioxidantes), interés nutricional (vitaminas, minerales), fines organolépticos (aroma, sabor, textura), etc., lo cual son citado por (Fito et al., 1998).

2.5.3.3. Concentración de la solución osmótica: La transferencia de masa se favorece generalmente al utilizar soluciones muy concentradas (50 a 70°Brix). Además, un aumento en la diferencia inicial de concentración entre el producto y la solución tiene un efecto favorable importante en la pérdida de agua y más débil o casi nulo en la ganancia de solutos, de ahí una reducción de peso creciente con la concentración del soluto (Gamboa & Silva, 2017).

2.5.3.4. Duración del proceso de deshidratación osmótica: Para alcanzar el equilibrio (caracterizado por una igualdad en el potencial químico del agua en el

producto y la solución) se necesitan por lo general grandes periodos de tiempo. Sin embargo, se ha encontrado que la transferencia de masa no es significativa después de 4 a 5 horas. El tiempo de proceso, depende de los cambios que se quiera lograr en la fruta: Impregnación, pre tratamiento osmótico, deshidratación osmótica, producción de fruta confitada, etc. (Gamboa & Silva, 2017).

En realidad, el tiempo de proceso está en función de las condiciones de deshidratación y de las características del alimento. Por ejemplo, a mayor temperatura del medio osmótico, menor será el tiempo requerido para extraer agua del alimento en una proporción deseada; y mientras más porosa sea la matriz alimentaria, menor será el tiempo de proceso. En consecuencia, el tiempo de deshidratación está en función de las otras variables que intervienen en la osmodeshidratación (Suca & Suca, 2010).

2.5.3.5. Temperatura: La temperatura como en la mayoría de los procesos de deshidratación, es un factor muy importante en la osmodeshidratación. El incremento de temperatura disminuye la viscosidad de la solución osmótica haciendo que ésta fluya con menos dificultad al interior de la heterogénea conformación del tejido alimentario. Por consiguiente, se puede decir que la temperatura también influye en la ganancia de sólidos por parte del alimento (Suca & Suca, 2010).

Las temperaturas comprendidas entre los 20 y 60°C son comúnmente usadas en el tratamiento osmótico de frutas. En tales condiciones se aumenta la velocidad de transferencia de masa y se reduce considerablemente el tiempo de tratamiento, lo que permite obtener pérdidas de humedad más elevadas; esto se debe a que en

general la transferencia de agua ocurre a tasas mayores durante las dos primeras horas de tratamiento y prácticamente se anula pasado ese tiempo, en cambio la transferencia de soluto continúa aumentando regularmente, agregando de esta manera, una mayor cantidad de masa a la fruta (Mata, 1992).

Por otro lado, las temperaturas por sobre los 60°C pueden afectar las propiedades de los tejidos vegetales, favoreciendo la ganancia de solutos, pero afectando la calidad organoléptica del alimento (Salvatori et al., 1997; citado por Gamboa & Silva, 2017).

2.5.3.6. Relación solución: alimento: La relación solución osmótica: alimento expresa la cantidad de solución requerida por unidad de peso del alimento a procesar. Cuando se sumerge el alimento en la solución, éste va perdiendo agua de manera progresiva y a una velocidad directamente proporcional al nivel de concentración de la solución. El agua, por tanto, diluye la solución osmótica a la misma velocidad con que fluye desde el alimento. Esto provoca un descenso muy pronunciado de la fuerza osmótica y, a causa de ello, el proceso de deshidratación osmótica se dilata, creando pérdidas en la productividad y rentabilidad del proceso. Una forma de mantener constante la concentración de la solución osmótica es utilizar relaciones altas de solución: alimentos (Suca & Suca, 2010).

2.5.3.7. Tamaño y forma: Si introdujéramos los alimentos en forma entera, no lograríamos el producto con las características deseadas. Por ello, se deben reducir de tamaño. Sabemos que cuanto mayor es el área superficial con respecto al volumen, mayor será el área de contacto con la solución, por consiguiente, mayor será la velocidad de deshidratación. Para mejores resultados, también es necesario

que las unidades trozadas de alimento sean de la misma geometría y del mismo tamaño (Suca & Suca, 2010).

2.6. Metodología de superficie respuesta

La metodología de Superficies de Respuesta (MSR) es una combinación de análisis de Regresión y Diseño Experimental que fue introducida por Box y Wilson en 1951. Es un conjunto de técnicas matemáticas utilizadas en el tratamiento de problemas en los que una respuesta de interés está influida por varios factores de carácter cuantitativo. El propósito inicial de estas técnicas es diseñar un experimento que proporcione valores razonables de la variable respuesta y, a continuación determinar el modelo matemático que mejor se ajusta a los datos obtenidos. El objetivo final es establecer los valores de los factores que optimizan el valor de la variable respuesta (Jimenez, 2015).

Esto se logra al determinar las condiciones óptimas del sistema.

- **Factores:** Son las condiciones de proceso que influyen la variable de respuesta. Estos pueden ser cuantitativas o cualitativas.
- **Respuesta:** Es una cantidad cuyo valor se ve afectado al cambiar los niveles de los factores. El interés principal es el de optimizar este valor.

2.6.1. Modelo estadístico

El modelo estadístico en el que se basa el análisis del diseño de superficie respuesta expresa la variable de respuesta Y como una función lineal de los factores experimentales, interacciones entre los factores, términos cuadráticos y término del error.

Existen dos tipos de modelos que generalmente se estiman, se ilustran a continuación para 2 factores experimentales:

1. **Modelos de primer orden:** Contiene términos que solamente representan efectos principales.

$$Y = \beta_0 + \beta_1 X_1 + \beta_2 X_2 + \varepsilon$$

2. **Modelos de segundo orden:** Contiene términos que representan efectos principales, interacciones de segundo orden y efectos cuadráticos.

$$Y = \beta_0 + \beta_1 X_1 + \beta_2 X_2 + \beta_{12} X_1 X_2 + \beta_{11} X_1^2 + \beta_{22} X_2^2 + \varepsilon$$

El error experimental ε se asume que fue aleatorio y que proviene de una distribución normal con media 0 y desviación estándar igual a σ .

2.6.2. Diseño compuesto central

Los diseños centrales compuestos son diseños de tratamientos factoriales 2^k con $2k$ combinaciones adicionales llamadas puntos axiales y n_c puntos centrales. Las coordenadas de los puntos axiales de los ejes del factor codificado son $(\pm\alpha, 0, 0, \dots, 0)$, $(0, \pm\alpha, 0, \dots, 0)$, ..., $(0, 0, 0, \dots, \pm\alpha)$, y los puntos centrales son de la forma $(0, 0, 0, \dots, 0)$. Dependiendo de la elección de α en los puntos axiales, el diseño central compuesto puede tener diferentes propiedades como ortogonalidad, rotabilidad y uniformidad.

Se considerará solamente una propiedad deseable en estos diseños consistente en que la varianza de los valores estimados sea constante en puntos equidistantes del centro del diseño. Esta propiedad llamada rotabilidad se logra estableciendo $\alpha =$

$(2^k)^{1/4}$. Así, el valor de α para un diseño con dos factores es $\alpha = 1,414$ y para tres factores $\alpha = 1,682$.

La fórmula para α cambiará si se realizan réplicas del diseño o si se utiliza un diseño factorial fraccionario (Jimenez, 2015).

Este diseño se compone de tres tipos de puntos:

1. Una réplica de un diseño factorial en dos niveles, completo o fraccionado.

A esta parte del DCC se le llama porción factorial.

2. n_0 puntos o repeticiones al centro del diseño, con $n_0 \geq 1$.
3. Dos puntos sobre cada eje a una distancia α del origen. Estos puntos se llaman porción axial.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

La investigación se llevó a cabo en los laboratorios de Análisis de Alimentos y en el laboratorio de Investigación pertenecientes a la Facultad de Ingeniería Química y Metalurgia de la Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga.

3.2. Materia prima

La materia prima empleada fue la mashua fresca de color morado con una madurez comercial, de la variedad Muru añu procedente del distrito de Condorccocha, de la provincia de Huamanga de la región de Ayacucho. Se utilizó la sacarosa (azúcar blanca) obtenida de tiendas comerciales para la elaboración de la solución osmótica del osmodeshidratado de mashua.

3.3. Materiales, equipos y reactivos

3.3.1. Materiales

- Micropipetas 20 – 200 μL , 100 – 1000 μL
- Pipetas de 1 mL, 5 mL y 10 mL
- Fiolas de 10, 25 y 50 mL.
- Embudos de vidrio
- Frascos color ámbar
- Matraz Erlenmeyer de 100 mL
- Papel filtro
- Probetas de 10, 25, 50 y 100 mL.
- Termómetro
- Tubos con tapa rosca de 5 mL.
- Vasos de precipitados 50, 100 y 500 mL.
- Varilla de vidrio
- Mortero y pilón de porcelana
- Soporte universal

3.3.2. Equipos

- Balanza analítica, ACCULAB Sartorius Group – ALC-210.4
- Refractómetro manual; marca RL1, modelo 4886
- pH metro digital
- Centrifuga, HETTICH ZENTRIFUGEN D-78532 Tuttlingen
- Refrigeradora, MIRAY AUTOFROST MI-23

- Selladora, MIYAKO USA HD – 300M - IR
- Espectrofotómetro UV visible, SPECTRONIC GENESIS Milton Ray. Made in U.S.A.
- Agitador magnético, IKAMAG LABORTECHNICK, tipo RCT, serie 300764
- Baño María,

3.3.3. Reactivos

- Ácido clorhídrico al 37%
- Carbonato de sodio al 7%
- Cloruro de potasio
- Etanol
- Folin – Ciocalteau 2N
- Metanol
- 2,6 diclorofenolindofenol
- Fenoftaleína
- Ácido gálico

3.4. Caracterización fisicoquímica de la mashua morada fresca

3.4.1. Determinación de humedad

La determinación de humedad se hizo por diferencia de peso entre el peso inicial y el peso final, tal como se muestra en la ecuación, obteniéndose de forma directa el porcentaje de humedad (AOAC, 2000).

$$\%Humedad = \frac{P_i - P_f}{P_i} \times 100$$

3.4.2. Determinación de pH

El pH se determinó utilizando un pH metro, previamente calibrado utilizando solución buffer, se procedió a diluir 10 g de muestra en 100 mL de agua a 25°C, para finalmente poner el pH metro en la solución y efectuar la lectura del pH tal como se indica en la norma AOAC 981.12 (2005)

3.4.3. Determinación de sólidos solubles

Se determinó con método refractométrico. Se tomó una pequeña muestra de mashua a analizar, se colocó sobre el refractómetro con escala de 0 – 80 °Brix, empleando la metodología AOAC 932.12 (1998)

3.4.4. Determinación de acidez

La determinación de acidez se realizó mediante la metodología de la AOAC (1994), por medio de titulación con NaOH 0,1N, el resultado se expresó en % de ácido oxálico. Se procedió a realizar los cálculos con la siguiente ecuación:

$$\% \text{Ácido oxálico} = \frac{V_{\text{gasto NaOH}} \times N_{\text{NaOH}} \times \text{Meq}_{\text{ac.predominante}}}{\text{g de muestra}} \times 100$$

3.5. Ensayos preliminares

Para la determinación de valores altos y bajos de las variables independientes se tuvo en cuenta referencias bibliográficas como las de Huamán (2000), quien en su trabajo de investigación para determinar los coeficientes de difusión, así como la determinación cuantitativa de la influencia de la temperatura y la concentración del agente osmótico, usado en el capulí en completo estado de madurez concluye que

el mejor tratamiento fue el de 80°Brix y 90°C. Determinó así que el coeficiente de difusividad está en un rango de $6,320 \times 10^{-11} \text{ m}^2/\text{s}$ a $9,608 \times 10^{-11} \text{ m}^2/\text{s}$.

Por otro lado se tiene en cuenta a Cantuta (2016), quien en su trabajo de investigación de deshidratación osmótica en dos accesiones de mashua, alcanzó una mayor retención a 54,53 °Brix en los compuestos fenólicos (111,31 mg de ácido gálico/100 g).

Según Pinzón y Garcia (2006), con el fin de analizar el efecto de los tratamientos osmóticos sobre el color en rodajas de carambola (*Averrhoa carmabola* L. variedad Icambola), se sumergió rodajas de fruta a diferentes concentraciones osmoticas y a diferentes tiempos, siendo los tratamientos con mejores resultados a concentraciones de 50 y 65 ° Brix y a tiempos de 240 y 300 minutos, en donde la luminosidad aumento confiriendole brillo y claridad a las rodajas de la carambola.

Aranda (2007), quien en su libro Azúcares, Mieles y Frutos Secos señala que la concentración de la solución de sacarosa para la deshidratación de frutas es de 70 °Bx, con un tiempo de inmersión de al menos 4 horas. Estos datos mencionados sirven de referencia para la elaboración de los valores altos y bajos con los cuales se desarrolló el diseño experimental que se muestra en la tabla 9

3.6. Metodología experimental

En el presente trabajo de investigación se evalúa el contenido de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua, así como también en la materia prima (mashua fresca).

La investigación consistió en deshidratar osmóticamente la mashua a diferentes concentraciones de 60, 70 y 80 °Brix, teniendo en cuenta las referencias bibliográficas que se tienen en consideración en los ensayos preliminares para la determinación de los valores altos y bajos; y en un tiempo de 3, 4 y 5 horas, debido a que esos tiempos se obtienen un producto final, con las características organolépticas aceptadas.

3.6.1. Procedimiento experimental para la obtención del osmodeshidratado de mashua

Para la obtención del osmodeshidratado de mashua, se llevó a cabo las operaciones registradas en el diagrama de flujo que se muestra en la figura 9.

- **Preparación de la muestra:** La mashua fue seleccionada en un grado de madurez comercial con características de firmeza y uniformidad.
- **Lavado:** Se realizó con agua corriente para eliminar residuos físicos de cosecha y pos cosecha.
- **Pelado y cortado:** Se procedió a pelar la mashua y se realizó cortes en forma de cubos de 2 x 2 cm de espesor, con la ayuda de un cuchillo comercial.
- **Blanqueado:** Se sometió a un proceso de cocción de 90°C por un tiempo de 5 minutos.
- **Drenado 1:** En esta operación se procedió a drenar el excedente de agua del proceso de blanqueado.

- **Deshidratación osmótica:** En esta etapa se procedió a sumergir la mashua a diferentes concentraciones de jarabe de sacarosa (60 – 80 °Brix) según el diseño experimental, por periodo de tiempo entre 3 y 5 horas. La relación tubérculo-jarabe de sacarosa fue de 1 a 1. Este proceso se llevó a cabo en el equipo de baño maría a una temperatura constante de 90°C.
- **Drenado 2:** Se procedió a drenar la mashua osmodeshidratada en un colador durante diez minutos para eliminar residuos de jarabe osmótico.
- **Envasado:** Finalmente se envasarán las muestras de mashua osmodeshidratada en bolsas de polietileno de alta densidad evitando el contacto del alimento con el medio exterior.

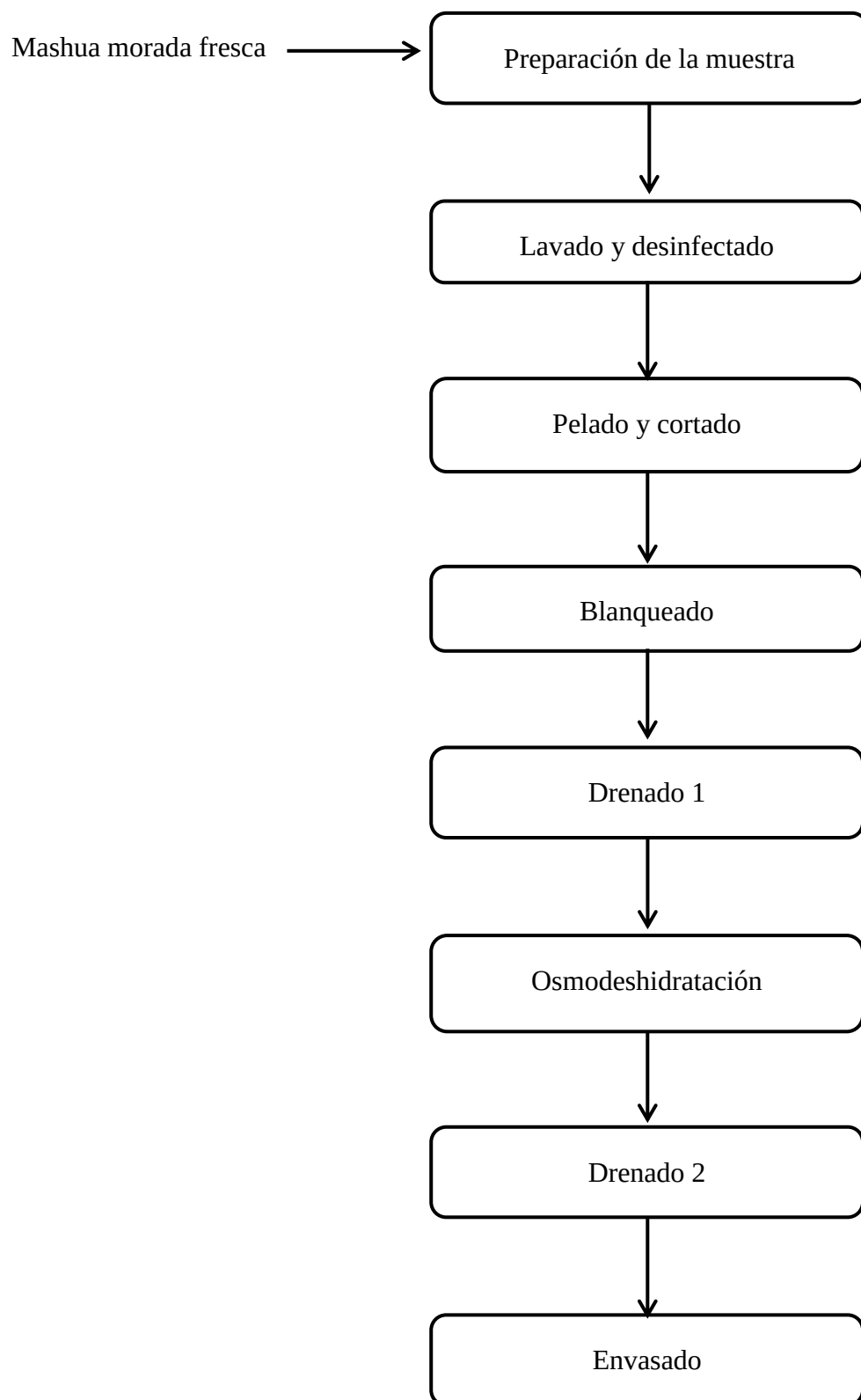


Figura 9: Diagrama de bloques experimental para el proceso de elaboración del osmodeshidratado de mashua.

3.6.2. Diseño experimental para la obtención del osmodeshidratado de mashua

Se desarrolla el diseño experimental de acuerdo a la metodología de superficie respuesta con dos factores independientes de estudio (concentración de solución de sacarosa y tiempo de inmersión en la solución osmótica) y como variables dependientes (contenido de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico), para lo cual se estableció los rangos altos y bajos de las variables de estudio en la osmodeshidratación de la mashua mostradas en la tabla 7. Se adecua un diseño compuesto central 2^k + estrella con el objetivo de evaluar la influencia de estos dos factores independientes sobre la osmodeshidratación de la mashua, aplicando el arreglo factorial $2^k + 2k + C$, donde K es el número de factores que afectan significativamente en la retención de fenoles totales en equivalentes de ácido gálico, antocianinas y ácido ascórbico. Éste diseño contempla 13 tratamientos siendo 2 factoriales, 4 puntos axiales y 5 puntos centrales, siendo el orden de los experimentos completamente aleatorios (tabla 9)

Para el desarrollo del diseño experimental se cuenta con el software STATGRAPHICS centurión XVI, que está diseñado para facilitar el análisis estadístico de datos.

En las siguientes tablas (7 y 8) se detallan los factores experimentales y número de respuestas.

Tabla 7: Factores experimentales

FACTORES	Bajo	Alto	Unidades
Concentración de jarabe	60	80	°Brix
Tiempo	3	5	Horas

Tabla 8 : Número de respuestas

RESPUESTAS	UNIDAD
Contenido de fenoles totales	mg eq – ac. gálico/100 g
Contenido de antocianinas	ACN _S mg/100 g
Contenido de ácido ascórbico	mg AA/100 mL

Tabla 9: Diseño experimental para la deshidratación osmótica de la mashua.

Tratamiento	Concentración del jarabe	Tiempo
	(°Bx)	(horas)
1	80	3
2	60	3
3	70	4
4	70	4
5	60	5
6	55,86	4
7	70	4
8	70	5,41
9	70	4
10	70	4
11	80	5
12	84,14	4
13	70	2,59

3.7. Metodología de análisis

3.7.1. Determinación del contenido de fenoles

La determinación del contenido de fenoles totales en equivalente de ácido gálico se realizó con el reactivo Folin - Ciocalteu siguiendo el método de Singleton y Rossi (1965), donde el ácido gálico se usó como estándar. La absorbancia de color azul desarrollado es medida a 765 nm y los resultados son expresados como mg equivalentes de ácido gálico/100 g de muestra. La ecuación de la curva estándar obtenida a partir del equivalente de ácido gálico se muestra en el anexo 1.

3.7.2. Determinación del contenido de antocianinas

Se siguió el método del pH diferencial recomendado por Giusti y Wrolstad (2001). La antocianina experimenta una transformación reversible con los cambios de pH manifestándose por un cambio en la absorbancia la forma oxonium predomina a pH 1 y el hemiacetal a pH 4,5. El pH diferencial es un método basado en esta reacción que permite una rápida medida de la antocianina total, incluso en la presencia de pigmentos degradados polimerizados y de otros compuestos interferentes. Las absorbancias serán medidas a 520 y 700 nm y no deben ser superiores a 0,7 ni menores a 0,1.

3.7.3. Determinación del contenido de ácido ascórbico

La determinación de ácido ascórbico o vitamina C, se efectuó de acuerdo a la metodología recomendada por la A.O.A.C. 2000, 967.21, mediante el método de titulación. Metodología que se basa en la reducción del colorante 2,6 diclorofenolindofenol por una solución de ácido ascórbico.

3.8. Análisis estadístico

El análisis estadístico de los datos del diseño experimental se realizó con el programa STATGRAPHICS centurión XVI. Se generan las superficies gráficas de respuesta respectivas para cada variable de respuesta de acuerdo a los modelos. El estudio de los resultados se realizó a través de Análisis de Varianza (ANOVA), considerando $P \leq 0,05$ como estadísticamente significativo, para analizar el contenido de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Caracterización fisicoquímica de la mashua morada fresca (*Tropaeolum tuberosum* Ruíz & Pavón)

4.1.1. Características físicas de la mashua morada fresca

Para el presente trabajo de investigación se empleó mashua morada fresca, proveniente del distrito de Condorccocha, de la provincia de Huamanga, del departamento de Ayacucho, fue seleccionada con un grado de madurez comercial, libre de putrefacción, quemaduras, agrietamiento, magulladuras y daño por insectos en general tal como se observa en la figura 10.

La caracterización física de la mashua morada fresca muestra tubérculos de forma cónica, con peso menores de 70 g y coinciden con lo señalado por Brack & Suquilanda (2004), quienes determinan que los tubérculos de la mashua miden de 5 a 15 cm de largo, tienen forma cónica alargada, yemas profundas, y dentro de los

variados colores que presenta la mashua, se encuentra la mashua morada que tiene un sabor acre y picante.



Figura 10: Comparación y selección de tamaño y forma de la mashua morada

Tabla 10: Características físicas de la mashua morada fresca

Características físicas	Resultados
Peso (g)	70
Tamaño (cm)	15
Diámetro (cm)	5,5
Forma	Cónicas
Solidos solubles (°Bx)	7,00
pH	5,77
Color	Violáceo
Sabor	Acre y picante

En cuanto a los sólidos solubles (7,00 °Brix), también se encuentra dentro del rango al reportado por Paucar (2014), quien indica valores de °Brix en mashua en un rango de 6,61 – 10,10, de igual manera se asemeja a los valores reportados por Cantuta (2016), quien en su investigación reportó valores de °Brix en un rango de 7,0 – 8,8.

El pH (5,77) determinado de la mashua se encuentra dentro del rango de pH (5,56 – 6,21) reportado por Samaniego (2010),

4.1.2. Características químicas de la mashua morada

Tabla 11. Características químicas de la mashua morada fresca

Características	Resultados
Humedad (%)	87,20
Acidez (g ác oxálico/100 g)	1,58
Índice de madurez (°Bx/acidez)	4,43
Ácido ascórbico (mg AA/100 mL)	71,30
Fenoles totales (mg eq-ac galico/100 g)	215,97
Antocianinas (ACNs mg/100 g)	112,22

El porcentaje de humedad (87,20 %) de la mashua morada fresca se encuentra dentro del rango reportado por Grau et al. (2003), quienes indican que el contenido de humedad en los tubérculos de mashua es relativamente alto y que oscila entre 74 y 94% de la materia fresca o comestible.

La acidez (1,58 g) ác oxálico/100 g de muestra determinada es parecido al reportado por Taype (2017) que es de 1,53 de acidez en la mashua morada fresca

El contenido de ácido ascórbico de la mashua, 71,30 mg de AA/100 mL de muestra fresca, difiere con lo reportado por Grau et al. (2003) quienes registraron 77,5 mg/100 mL de muestra fresca en mashua, esta diferencia puede deberse al tiempo de almacenamiento, el pelado o corte, u otras operaciones, los cuales producen un estrés en el tubérculo dando origen a reacciones enzimáticas que degradan el ácido ascórbico (Nicoli et al., 1999).

El contenido de fenoles totales en la mashua analizada fue de 215,97 mg. ác gálico/100 g de muestra, este valor se encuentra en el rango reportado por Chirinos et al. (2006), quienes señalan que el contenido de compuestos fenólicos en la mashua es de 174,9 – 374 mg. ác gálico/100 g de muestra, asimismo se asemeja al valor reportado por Moscol (2013) quien determinó un valor de 218,2 mg ác gálico/100 g de muestra de contenido fenólico en la mashua morada.

La cantidad de Antocianinas fue de 112,22 ACNs mg /100 g de muestra, siendo cercano a lo reportado por Campos et al., (2006) y Temoche et al., (2004) quienes determinaron un contenido de antocianinas de 131 ± 2.5 mg CGE/100 g y 154,8 CGE mg/100 g de muestra para la mashua morada, respectivamente; estas diferencias están sujetas al estado de madurez y el tamaño del tubérculo los cuales son factores importantes en la acumulación de antocianinas, tal como señala Perez (2005).

El contenido de todos estos compuestos varía en función del genotipo, las prácticas culturales, el clima o el tipo de suelo, entre otros factores. (Espín et al., 2004).

4.2. Cuantificación y análisis estadístico de la concentración de fenoles totales en el osmodeshidratado de mashua

De acuerdo al proceso de elaboración, los cubos de mashua blanqueada se proceden a osmodeshidratar teniendo en cuenta las ejecuciones experimentales detalladas anteriormente en la tabla 9.

Tabla 12: Cuantificación de los fenoles totales en equivalente de ácido gálico en el osmodeshidratado de la mashua

Tratamiento	CC. Jarabe (°Bx)	Tiempo (h)	Resultado 1 (mg eq-ác. gálico/100 g)	Resultado 2 (mg eq-ác. gálico/100 g)	Resultado 3 (mg eq-ác. gálico/100 g)	Promedio (mg eq-ác. gálico/100 g)
1	80	3	126,63	127,19	124,95	126,26
2	60	3	127,19	123,82	125,51	125,51
3	70	4	128,88	128,88	130,00	129,25
4	70	4	132,25	129,44	128,88	130,19
5	60	5	127,76	127,19	127,19	127,38
6	55,85	4	121,57	121,01	121,01	121,20
7	70	4	127,76	129,44	130,00	129,07
8	70	5,41	122,70	122,70	123,82	123,07
9	70	4	131,13	128,88	128,32	129,44
10	70	4	130,56	131,69	129,44	130,56
11	80	5	118,77	119,33	118,20	118,77
12	84,14	4	117,64	117,64	117,08	117,45
13	70	2,58	126,63	130,00	127,76	128,13

La tabla 13 muestra los resultados de la cuantificación de fenoles totales en la osmodeshidratación de la mashua morada, donde se puede apreciar que el contenido de fenoles totales se reduce significativamente en comparación a la muestra fresca (215,97 mg eq - ác gálico/100 g), esta reducción se debe a los procesos de pelado, lavado, trozado y blanqueado, que se realizó antes de la osmodeshidratación.

A tratamiento con 70 °Brix de concentración de solución de sacarosa, se puede observar que la cantidad de fenoles totales en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 128,53 mg eq-ác gálico/100 g. A mayor tiempo (5,41 h) de exposición a tratamiento de 70 °Brix la cantidad de los fenoles disminuye en un 4,24% respecto al promedio, a menor tiempo (2,58 h) de exposición a la solución de sacarosa de 70 °Brix la cantidad de los fenoles totales disminuye en un 0,31% respecto al promedio.

A tratamiento con 80 °Brix de concentración de solución de sacarosa, la cantidad de fenoles totales en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 122,52 mg eq-ác gálico/100 g. A mayor tiempo (5,0 h) de exposición a tratamiento de 80 °Brix la cantidad de los fenoles disminuye en un 3,06% respecto al promedio, a menor tiempo (3,0 h) de exposición a la solución de sacarosa de 80 °Brix la cantidad de los fenoles no disminuye en un respecto al promedio.

A tratamiento con 60 °Brix de concentración de solución de sacarosa, la cantidad de fenoles totales en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 126,52 mg eq-ác gálico/100 g. A mayor tiempo (5,0 h) de exposición a tratamiento de 60 °Brix la cantidad de los fenoles disminuye en un 0,74% respecto al promedio, a menor

tiempo (3,0 h) de exposición a la solución de sacarosa de 60 °Brix la cantidad de los fenoles no disminuye un respecto al promedio.

4.2.1. Análisis estadístico de fenoles totales en equivalente de ácido gálico en el osmodeshidratado de mashua.

El análisis de varianza (tabla 13), indica que existe un efecto significativo ($p \leq 0,05$) de los factores independientes establecidos (°Brix y tiempo) respecto al contenido de fenoles totales, podemos observar que las cinco variables influyen significativamente en la concentración de fenoles totales durante la osmodeshidratación de mashua morada, toda vez que se tiene un valor – P menor que 0,05.

Tabla 13: Análisis de varianza para el contenido de fenoles totales en el osmodeshidratado de la mashua

Fuente	SC	Gl	CM	F - Ratio	P - Valor
A:Conc. de solución de sacarosa	21,6591	1	21,6591	13,91	0,0074
B:Tiempo de inmersión	20,403	1	20,403	13,10	0,0085
AA	152,633	1	152,633	98,03	0,0000
AB	21,9024	1	21,9024	14,07	0,0072
BB	16,6401	1	16,6401	10,69	0,0137
Error total	10,8995	7	1,55707		
Total (corr.)	233,692	12			

La figura 11 muestra el diagrama de Pareto que describe el análisis de varianza y la influencia de los factores sobre el contenido de fenoles totales, se observa una línea

vertical que cruza la gráfica, la ubicación de esta depende del intervalo de confianza del diseño que en este caso es del 95,0%, aquel factor que sobrepase esta línea afectará de forma significativa el contenido de fenoles. En este sentido se observa que los cinco efectos mostrados en el diagrama de Pareto influyen de manera negativa en el contenido de fenoles del osmodeshidratado de la mashua, pero más aún la relación de la concentración de solución de sacarosa, indicando que tiene un efecto negativo emplear concentraciones elevadas de solución de sacarosa.

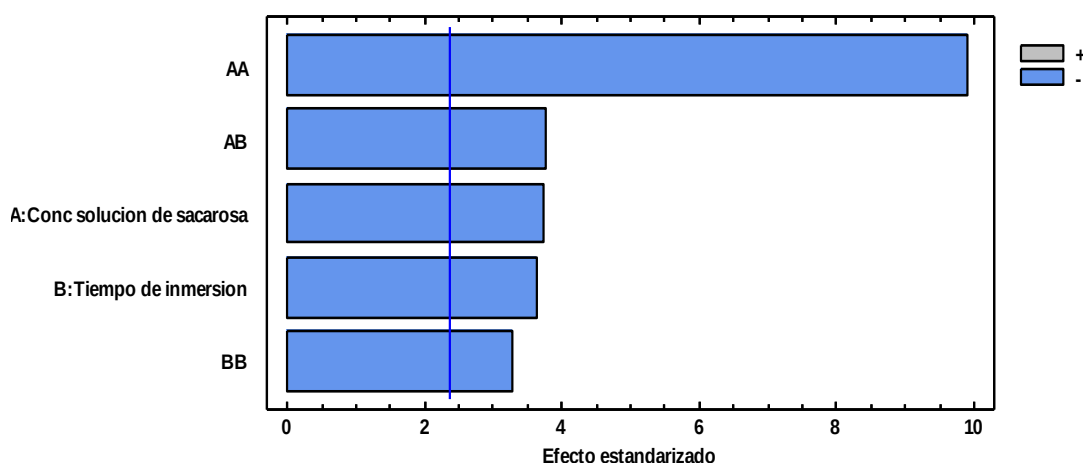


Figura 11: Diagrama de Pareto Estandarizado para el contenido de fenoles totales en el osmodeshidratado de la mashua

La figura 12 indica la interacción que tienen los dos factores (concentración de solución de sacarosa y tiempo) sobre la evaluación de los compuestos fenólicos, se puede apreciar que a medida que aumenta la concentración de la solución de sacarosa hasta alcanzar el valor de 70 °Bx, el contenido de fenoles totales aumenta; sin embargo a valores superiores de 70 °Bx el contenido de fenoles totales tiende a disminuir. Por otro lado, al aumentar el tiempo hasta un valor de 4 horas, el contenido de fenoles totales también aumenta, y por encima de 4 horas el contenido de fenoles totales tiende a disminuir.

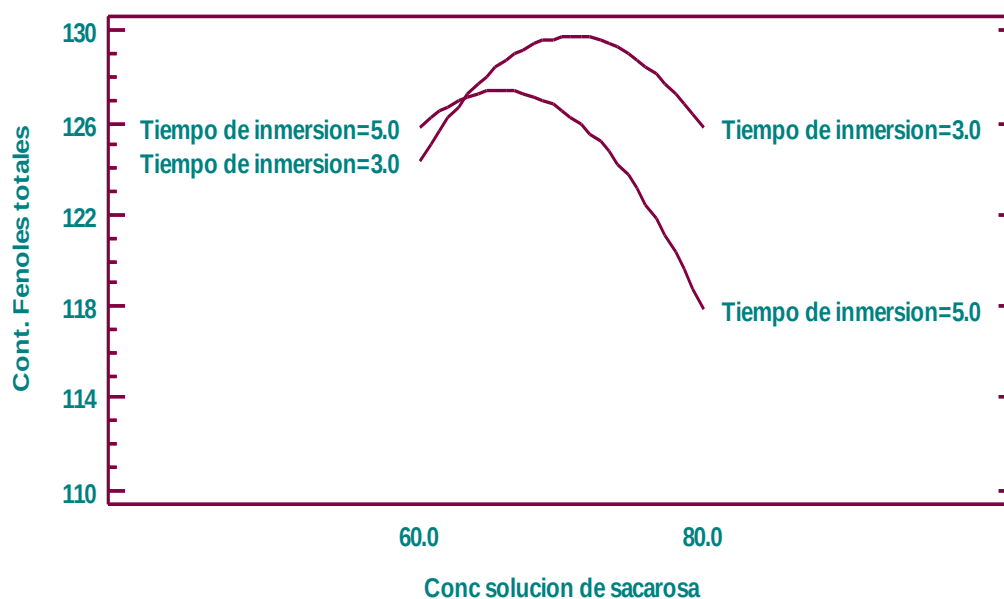


Figura 12: Interacción para el contenido de fenoles totales

El contenido de fenoles totales en mashua morada por deshidratación osmótica obtenido por Catunta (2016), muestra una disminución ligera en el contenido de fenoles totales con tratamientos de jarabes de 50 y 60 °Brix, se corrobora que en los ensayos la cantidad de fenoles totales también disminuyen ligeramente.

La disminución ligera de la cantidad de fenoles totales en diferentes concentraciones de solución de sacarosa es debido a que se forma una capa de azúcar sobre la superficie de los trozos de mashua sometidos a concentraciones de solución de sacarosa, que actúa como barrera reduciendo la pérdida de los compuesto fenólicos.

Asimismo la poca reducción de concentración de los fenoles totales durante la osmodeshidratación de la mashua morada, puede deberse a la formación de productos de la reacción de Maillard (MRPs), como los productos de Amadori e hidroximetilfurfural (HMF), con estructuras tipo fenólicos (Sahin et al., 2009). En algunos estudios, como el realizado por (Toor & Savage, 2005), indican que la

deshidratación osmótica al ser un tratamiento térmico produce la degradación de compuestos fenólicos ya que la temperatura de trabajo en muchos casos sobrepasa los 50°C, y los polifenoles comienzan a degradarse a los 40°C como lo explica (Natella et al., 2010).

De acuerdo a (Maillard & Berset, 1995), existen 3 aspectos que pueden eliminar el contenido de polifenoles al aplicar escaldado o una deshidratación a altas temperaturas y son por simple degradación al estar sometidos a altas temperaturas, la degradación de lignina que deriva en la liberación de ácidos fenólicos y la ruptura de enlaces que unen polifenoles.

A continuación se establece la ecuación que permite conocer el comportamiento de las variables en el proceso de osmodeshidratación, y que determina con exactitud la combinación de variables para alcanzar la respuesta óptima.

$$\textbf{Fenoles Totales} = -224,20 + 7,04 \times C + 18,04 \times t - 0,049 \times C^2 - 0,047 \times C \times t - 1,97 \times t^2$$

Donde:

C = Concentración de solución de sacarosa (°Brix)

t = Tiempo de inmersión (h)

Mediante la tabla 14 se observa que el osmodeshidratado de mashua debe contar con una concentración de solución de sacarosa de 69,42 °Bx y un tiempo de 3,53 horas para obtener un valor óptimo de concentración de fenoles totales de 130,13 mg eq-ac gálico/100 g.

Tabla 14: Respuesta optimizada de fenoles totales en la osmodeshidratación de la mashua

Factor	Bajo	Alto	Óptimo
Conc de solución de sacarosa	55,86	84,14	69,42
Tiempo de inmersión	2,59	5,41	3,53

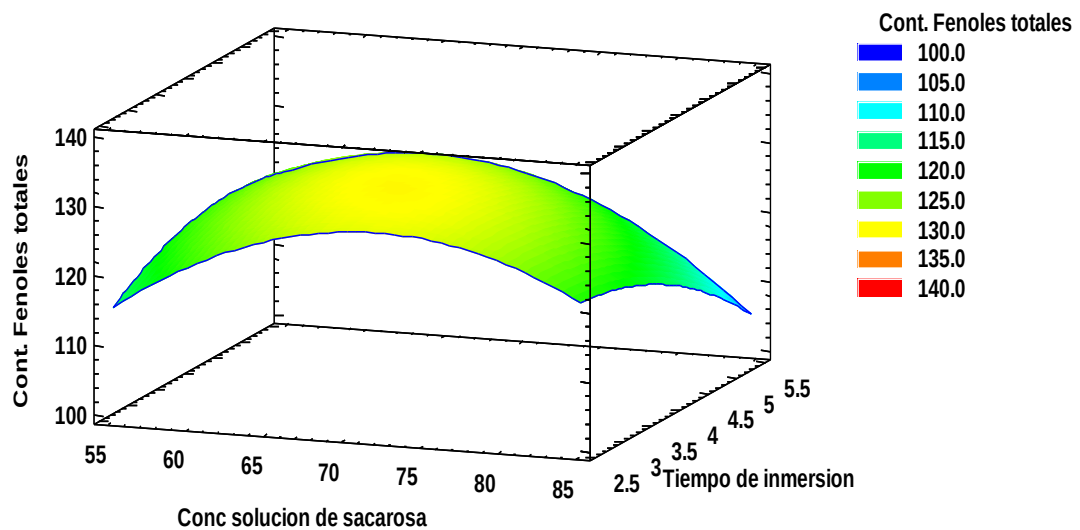


Figura 13: Superficie de respuesta estimada del contenido de fenoles en equivalente de ácido gálico.

La superficie de respuesta que genera la ecuación se observa en la figura 13, se puede apreciar que la región donde se logra una mayor retención de los fenoles totales se ubica en la curva superior de color amarillo, estas condiciones se dan a una concentración de solución de sacarosa 70 °Bx y 4 horas aproximadamente.

Mientras que en la esquina inferior derecha se ubica la mayor cantidad de pérdida de los fenoles totales, lo que indica que en esa zona se encuentra el tratamiento menos eficaz con respecto a la retención de fenoles totales

4.3. Cuantificación y análisis estadístico en la concentración de antocianinas en el osmodeshidratado de mashua.

4.3.1. Antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua

La tabla 15 muestra los resultados de la cuantificación de antocianinas en la osmodeshidratación de la mashua morada en los distintos ensayos.

Se puede apreciar que el contenido de antocianinas se reduce significativamente en comparación a la muestra fresca (112,22 ACNs mg/100 g), esta reducción se debe a los procesos de pelado, lavado, trozado y blanqueado, que se realizó antes de la osmodeshidratación.

A tratamiento con 70 ° Brix de concentración de sacarosa, se puede observar que la cantidad de antocianinas en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 58,97 ACNs mg/100 g. A mayor tiempo (5,41 h) de exposición (70°Brix) la cantidad de los antocianinas disminuye en un 7,49% respecto al promedio, a menor tiempo (2,58 h) de exposición (70°Brix) la cantidad de los fenoles disminuye en un 2,20% respecto al promedio.

A tratamiento con 80 °Brix de concentración de sacarosa, la cantidad de antocianinas en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 45,16 ACNs mg/100 g. A mayor tiempo (5,0 h) de exposición la cantidad de los antocianinas disminuye en un 6,04% respecto al promedio, a menor tiempo (3,0 h) de exposición la cantidad de antocianinas no disminuye respecto al promedio.

A tratamiento con 60 °Brix de concentración de sacarosa, la cantidad de antocianinas en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 48,15 ACNs

mg/100 g. A mayor tiempo (5,0 h) de exposición a tratamiento de 60 °Brix la cantidad de antocianinas no disminuye respecto al promedio, a menor tiempo (3,0 h) de exposición al jarabe de 60 °Brix la cantidad de los antocianinas disminuye en un 0,81% respecto al promedio.

Tabla 15: Cuantificación de las antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua morada

	CC.	Tiempo	Resultado 1	Resultado 2	Resultado 3	Promedio
Tratamiento	Jarabe	(h)	(ACNs	(ACNs	(ACNs	(ACNs
	(°Bx)		mg/100 g)	mg/100 g)	mg/100 g)	mg/100 g)
1	80	3	47,76	47,76	48,09	47,87
2	60	3	49,10	47,76	46,42	47,76
3	70	4	51,77	52,10	51,10	51,66
4	70	4	50,10	52,44	52,77	51,77
5	60	5	48,10	48,43	49,10	48,54
6	55,85	4	41,08	44,09	41,41	42,19
7	70	4	52,44	51,10	50,10	51,21
8	70	5,41	46,42	47,09	46,76	46,76
9	70	4	53,10	50,43	52,10	51,88
10	70	4	51,76	49,76	51,77	51,10
11	80	5	43,75	43,08	40,41	42,42
12	84,14	4	39,41	39,74	39,08	39,41
13	70	2,58	48,09	49,10	51,10	49,43

4.3.2. Análisis estadístico de antocianinas en el osmodeshidratado de mashua.

El análisis de varianza (tabla 16), indica que existe un efecto significativo ($p \leq 0,05$) de los factores independientes establecidos ($^{\circ}$ Brix y tiempo) respecto al contenido de antocianinas.

En la tabla 16, podemos observar que las cinco variables: Concentración de solución de sacarosa (A), tiempo (B), relación de la concentración de solución de sacarosa (AA), relación de la interacción de concentración de solución de sacarosa y tiempo (AB), y la relación de tiempo (BB), influyen directamente en la concentración de antocianinas.

Tabla 16: Análisis de varianza para el contenido de antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua morada

Fuente	SC	Gl	CM	F - Ratio	P - Valor
A: Conc solución de sacarosa	12,3542	1	12,3542	8,00	0,0254
B:Tiempo	8,91676	1	8,91676	5,78	0,0472
AA	161,08	1	161,08	104,36	0,0000
AB	9,70322	1	9,70322	6,29	0,0406
BB	9,43331	1	9,43331	6,11	0,0427
Error total	10,8043	7	1,54347		
Total (corr.)	204,899	12			

La figura 14 muestra el diagrama de Pareto que describe el análisis de varianza y la influencia de los factores sobre el contenido de antocianinas, se observa una línea vertical que cruza la gráfica, la ubicación de esta depende del intervalo de confianza del diseño que en este caso es del 95,0%, aquel factor que sobrepase esta línea afectará de forma significativa el contenido de antocianinas.

En este sentido se observa que los cinco efectos mostrados en el diagrama de Pareto influyen de manera negativa en el contenido de antocianinas en el osmodeshidratado de mashua, pero más aún la relación de la concentración de solución de sacarosa, indicando que tiene un efecto negativo emplear concentraciones elevadas de solución de sacarosa.

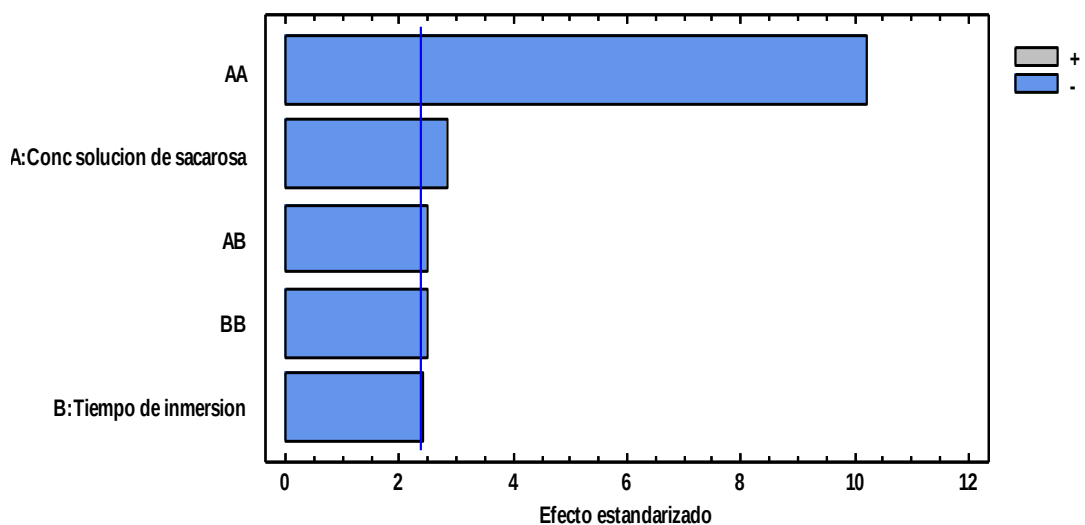


Figura 14: Diagrama de Pareto Estandarizada para el contenido de antocianinas en el osmodeshidratado de la mashua morada

La figura 15 indica la interacción que tienen los dos factores (concentración de solución de sacarosa y tiempo) sobre la evaluación de antocianinas, la osmodeshidratación de la mashua retiene mayor cantidad de antocianinas a medida que la concentración de solución de sacarosa aumenta hasta los 70 °Bx así como el

tiempo a 4 horas, sin embargo a valores superiores de 70 °Bx y 4 horas el contenido de antocianinas empieza a disminuir.

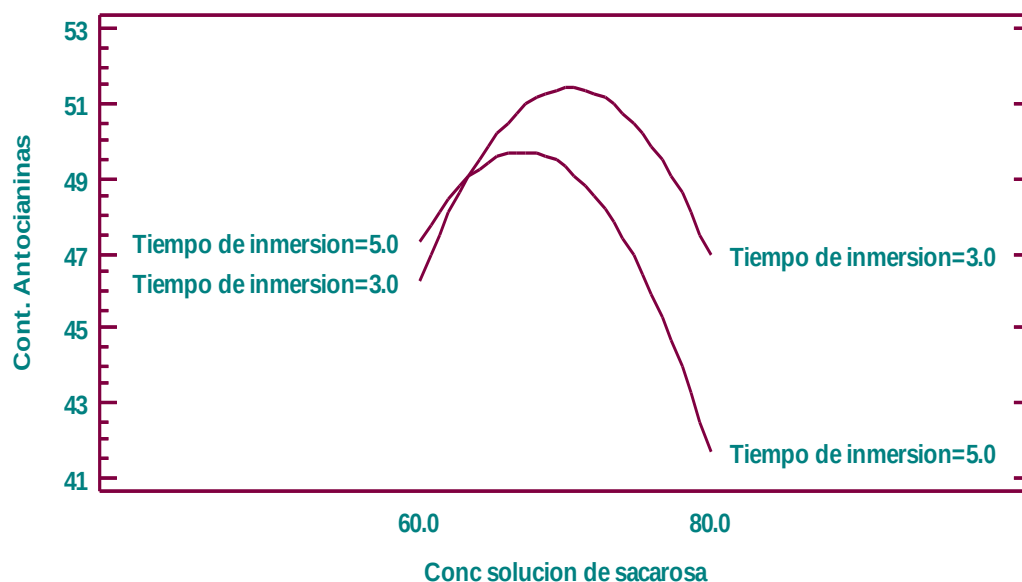


Figura 15: Interacción para el contenido de antocianinas

La disminución de la cantidad de antocianinas en las diferentes concentraciones de solución de sacarosa puede atribuirse al efecto de que los azúcares presentes en la solución osmótica, protegen al catión flavilio (2-fenilbenzopirilio), evitando así, su degradación, este catión constituye la estructura básica de las antocianinas. La degradación del catión flavilio puede variar, dependiendo de la concentración de azúcares o con el fenómeno denominado copigmentación, cuando los azúcares se encuentran a altas concentraciones, la actividad de agua es baja, lo que resultaría conveniente para disminuir las probabilidades de ataque nucleofílico del agua al catión, evitándose la formación de la base carbinol incolora. Sin embargo cuando los azúcares están en bajas concentraciones la actividad del agua no se ve afectada, por lo que los productos de degradación de los azúcares (hidroximetilfurfural y furfural) acelerarían la degradación de las antocianinas. (Kopjar & Pilizota, 2009)

En un estudio evaluaron los efectos del escaldado como pretratamiento y la composición del azúcar de la solución osmótica en las características fisicoquímicas, morfológicas y antioxidantes (fenoles y antocianinas) de arándanos (*Vaccinium corymbosum* L.) osmodeshidratados; encontrando que ambos, polifenoles totales y antocianinas totales se perdieron parcialmente en los ensayos osmóticos (60°Bx); se observaron mayores pérdidas de hasta el 36% de antocianinas totales en las muestras no escaldadas, sin diferencias relacionadas con el tipo de solución osmótica utilizada (sacarosa, fructuosa o glucosa), indicando que el escaldado tiene un efecto positivo en la conservación de los componentes polifenólicos debido a la inactivación de las polifenoloxidasas endógenas por el escaldado a 85°C por 3 min. (Giovanelli et al., 2012).

A continuación se establece la ecuación que permite conocer el comportamiento de las variables en el proceso de osmodeshidratación, y que determina con exactitud la combinación de variables para alcanzar la respuesta óptima.

$$\text{Cont. Antocianinas} = -233,585 + 7,2355 \times C + 19,16127 \times t - 0,048120 \times C^2 - 0,15575 \times C \times t - 1,16449 \times t^2$$

Donde:

C = Concentración de solución de sacarosa (°Brix)

t = Tiempo de inmersión (h)

Mediante la tabla 17 se observa que el osmodeshidratado de mashua debe contar con una concentración de solución de sacarosa de 69,37 °Bx y un tiempo de 3,59 horas, para obtener un valor óptimo de antocianinas de 51,78 ACNs/100 g

Tabla 17: Respuesta optimizada de antocianinas en el osmodeshidratado de mashua

Factor	Bajo	Alto	Óptimo
Conc de solución de sacarosa	55,86	84,14	69,37
Tiempo	2,59	5,41	3,59

La superficie de respuesta que genera la ecuación se observa en la figura 16, se puede apreciar que la región donde se logra una mayor retención de las antocianinas se ubica en la curva superior de color naranja, estas condiciones se dan a una concentración de jarabe de 70 °Bx y 4 horas aproximadamente.

Mientras que en la esquina inferior derecha se ubica la mayor cantidad de pérdida de antocianinas, lo que indica que en esa zona se encuentra el tratamiento menos eficaz con respecto a la retención de antocianinas.

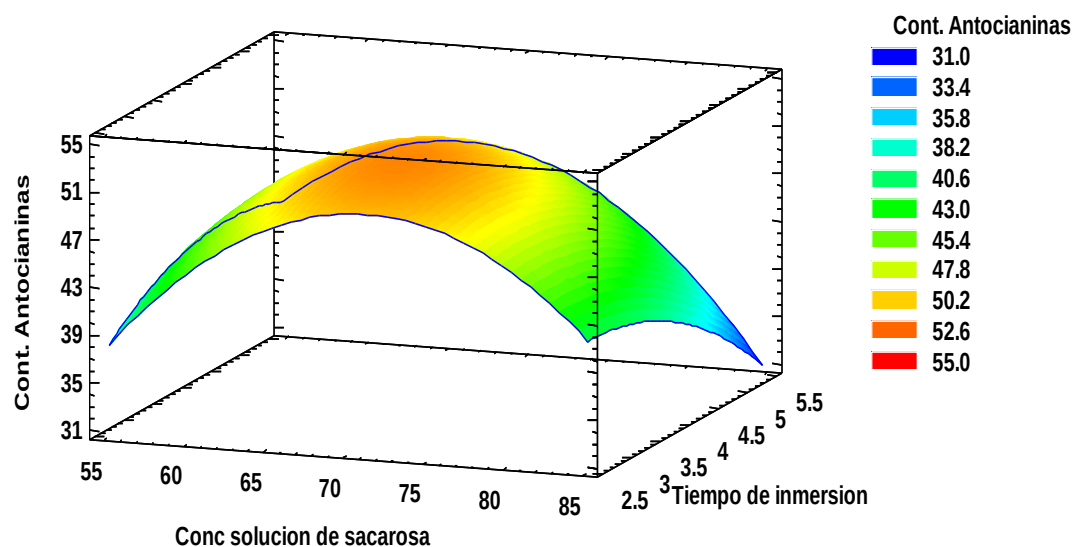


Figura 16: Superficie de respuesta estimada para el contenido de antocianinas

4.4. Cuantificación y análisis estadístico en la concentración de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua

4.4.1. Contenido de ácido ascórbico en la deshidratación osmótica de la mashua

Al igual que en el caso de fenoles totales y antocianinas, para evaluar la concentración del ácido ascórbico se llevaron a cabo las ejecuciones experimentales detalladas anteriormente en la tabla 9.

La tabla 18 presenta el contenido de ácido ascórbico para los diferentes ensayos de mashua osmodeshidratada.

A tratamiento con 70 ° Brix de concentración de sacarosa, se puede observar que la cantidad de ácido ascórbico presente en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 7,28 mg AA/100 mL.

A tratamiento con 80 °Brix de concentración de sacarosa, la cantidad de ácido ascórbico presente en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 2,76 mg AA/100 mL.

A tratamiento con 60 °Brix de concentración de sacarosa, la cantidad de ácido ascórbico en la mashua osmodeshidratada es un promedio de 6,93 mg AA/100 mL.

Los resultados muestran que al finalizar el tratamiento de osmodeshidratado de la mashua, estas aún conservan un pequeño porcentaje de ácido ascórbico a pesar de ser estos termolábiles.

Tabla 18: Cuantificación de ácido ascórbico en la deshidratación osmótica de la mashua morada

	CC.	Tiempo	Resultado 1	Resultado 2	Resultado 3	Promedio
Tratamiento	Jarabe	(h)	(mg AA /100	(mg AA /100	(mg AA /100	(mg AA /100
	(°Bx)		ml)	ml)	ml)	ml)
1	80	3	4,16	4,16	4,16	4,16
2	60	3	10,41	10,41	10,41	10,41
3	70	4	8,32	8,32	8,32	8,32
4	70	4	8,32	8,32	8,32	8,32
5	60	5	4,16	4,16	4,16	4,16
6	55,85	4	6,23	6,23	6,23	6,23
7	70	4	8,32	8,32	8,32	8,32
8	70	5,41	2,08	2,08	2,05	2,07
9	70	4	8,32	8,32	8,32	8,32
10	70	4	8,32	8,32	8,32	8,32
11	80	5	2,08	2,04	2,06	2,06
12	84,14	4	2,06	2,08	2,07	2,07
13	70	2,58	10,39	10,39	10,39	10,39

4.4.2. Análisis estadístico de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua.

El análisis de varianza (tabla 19), indica que existe un efecto significativo ($p \leq 0,05$) de los factores independientes establecidos (°Brix y tiempo) respecto al

contenido de ácido ascórbico presentes en la mashua, podemos observar que las cinco variables influyen significativamente en la concentración de ácido ascórbico durante la osmodeshidratación de mashua morada, toda vez que se tiene un valor – P menor que 0,05.

Tabla 19: Análisis de varianza para el contenido de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de la mashua morada

Fuente	SC	Gl	CM	F - Ratio	P - Valor
A: Conc solución de sacarosa	25,2872	1	25,2872	79,66	0,0000
B:Tiempo	50,5327	1	50,5327	159,19	0,0000
AA	30,2053	1	30,2053	95,16	0,0000
AB	4,2849	1	4,2849	13,50	0,0079
BB	7,5785	1	7,5785	23,87	0,0018
Error total	2,22199	7	0,317428		
Total (corr.)	116,749	12			

La figura 17 muestra el diagrama de Pareto que describe el análisis de varianza y la influencia de los factores sobre el contenido de ácido ascórbico, se observa una línea vertical que cruza la gráfica, la ubicación de esta depende del intervalo de confianza del diseño que en este caso es del 95,0%, aquel factor que sobrepase esta línea afectará de forma significativa el contenido de ácido ascórbico.

En este sentido se observa que los cinco efectos mostrados en el diagrama de Pareto influyen en el contenido de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de mashua, ya que los cinco factores sobrepasan la línea azul indicando que tanto el tiempo como

la concentración de jarabe son estadísticamente significativas, lo que señala que ambos factores ejercen influencia sobre la retención del ácido ascórbico. Pero se puede apreciar que el factor tiempo ejerce un efecto más significativo que la concentración de jarabe, en la retención del ácido ascórbico, lo cual tiene mucha lógica ya que la osmodeshidratación de la mashua se llevó a cabo a una temperatura constante de 90°C y a mayor tiempo de exposición (5 horas) la cantidad de retención de ácido ascórbico es menor. Esta capacidad de retención puede deberse a las diferentes concentraciones de solución osmótica que se emplearon en los diferentes ensayos puesto que estas soluciones osmóticas forman una capa de soluto sobre la superficie del producto y actúa como una barrera reduciendo la pérdida de nutrientes (Saurel et al., 1994). Cabe mencionar que la interacción AB, nos indica que tiene un efecto positivo emplear concentraciones de jarabe y tiempo a un mismo nivel.

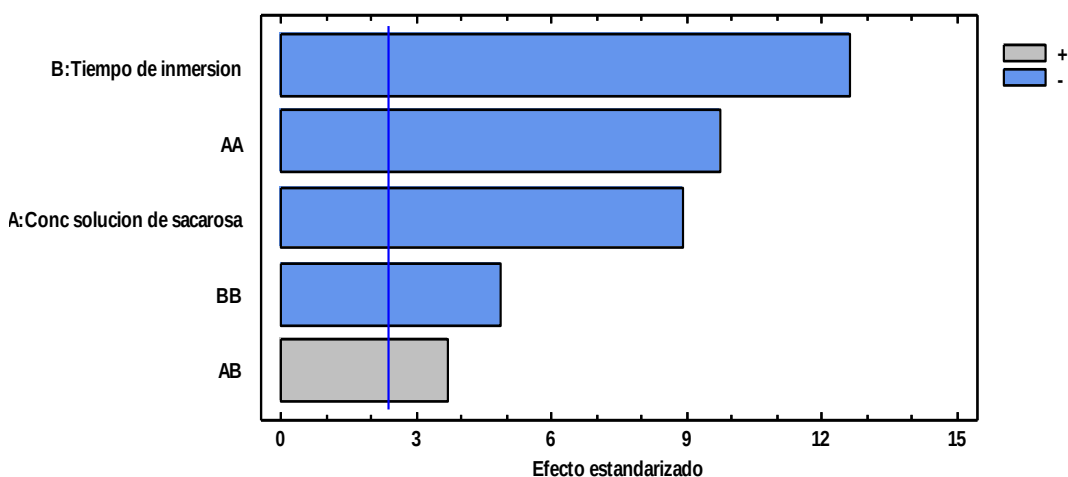


Figura 17: Diagrama de Pareto Estandarizada para el contenido de ácido ascórbico en el osmodeshidratado de la mashua morada

La figura 18 indica la interacción que tienen los dos factores (concentración de jarabe y tiempo) sobre la evaluación de ácido ascórbico, la osmodeshidratación de

la mashua retiene menos cantidad de ácido ascórbico cuando es sometido a una concentración de 80°Bx y un tiempo de 5 horas. Sin embargo, cuando el tiempo es de 3 horas a la misma concentración de 80°Bx, la mashua osmodeshidratada presenta una mayor retención de ácido ascórbico.

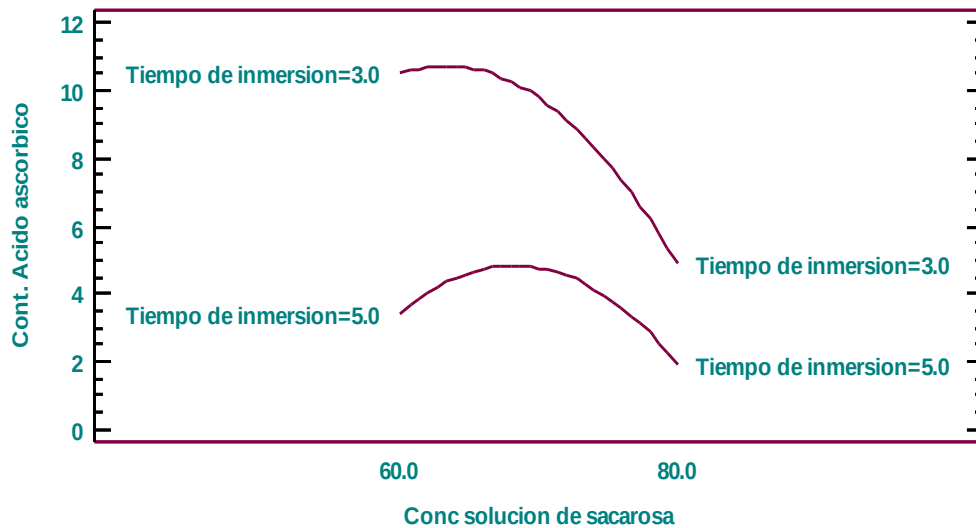


Figura 18: Interacción para el contenido de ácido ascórbico.

A continuación se establece la ecuación que permite conocer el comportamiento de las variables en el proceso de osmodeshidratación, y que determina con exactitud la combinación de variables para alcanzar la respuesta óptima.

$$\text{Cont. Ac. Ascorbico} = -59,0057 + 2,32547 \times C + 1,40827 \times t - 0,0208376 \times C^2 - 0,1035 \times C \times t - 1,04375 \times t^2$$

Donde:

C = Concentración de solución de sacarosa (°Brix)

t = Tiempo de inmersión (h)

Mediante la tabla 20 se observa que el osmodeshidratado de mashua debe contar con una concentración de solución de sacarosa de 62,21 °Bx y un tiempo de 2,59

horas, para obtener el valor óptimo de ácido ascórbico de 11,06 mg AA/100 g de muestra.

Tabla 20: Respuesta optimizada de ácido ascórbico en la osmodeshidratación de la mashua

Factor	Bajo	Alto	Óptimo
Conc de solución de sacarosa	55,86	84,14	62,21
Tiempo de inmersión	2,59	5,41	2,59

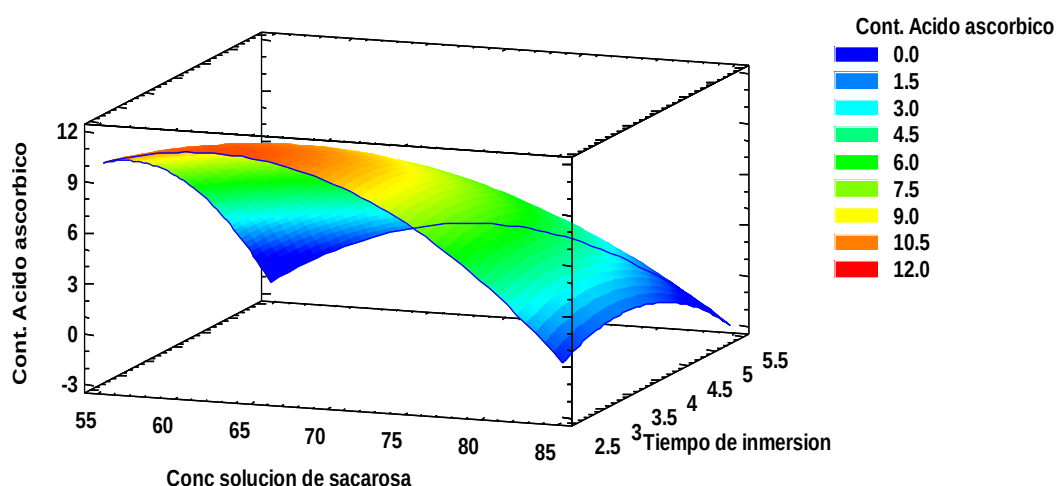


Figura 19: Superficie de respuesta estimada para el contenido de ácido ascórbico

La superficie de respuesta que genera la ecuación se observa en la figura 19, se puede apreciar que la región donde se logra una mayor retención de ácido ascórbico se ubica en la curva de color naranja, estas condiciones se dan a una concentración de jarabe de 60 °Bx y 3 horas aproximadamente.

Mientras que en las esquinas inferiores se ubica la mayor cantidad de pérdida de ácido ascórbico, lo que indica que en esa zona se encuentra el tratamiento menos eficaz con respecto a la retención de ácido ascórbico.

CONCLUSIONES

- El contenido de fenoles totales en equivalente de ácido gálico, antocianinas y ácido ascórbico en la mashua morada (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón) es de 215,9672 mg ác gálico/100 g de muestra, 112,2165 ACNs mg/100 g y 71,3967 mg AA/100 mL, respectivamente, mashua proveniente de Condorccocha, de la provincia de Huamanga, del departamento de Ayacucho.
- Los procesos de pelado, trozado y escaldado disminuyen la cantidad de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico, en comparación con el proceso de osmodeshidratado.
- La concentración de la solución de sacarosa a diferentes grados Brix en el osmodeshidratado de la mashua, tiene una influencia sobre la cantidad de fenoles totales, antocianinas y ácido ascórbico. A mayor concentración la reducción de los componentes es menor, a menor concentración la reducción es mayor.
- El tiempo de inmersión en la solución de sacarosa a diferentes horas en el osmodeshidratado de la mashua, tiene una mínima influencia sobre la cantidad de fenoles totales, antocianinas, ácido ascórbico.
- Los factores establecidos y óptimos que se obtienen en la finalización del trabajo de investigación para obtener una mayor retención de compuestos fenólicos y ácido ascórbico es para la concentración de solución de sacarosa un valor de 60,1 °Bx en un tiempo de 3 horas.

RECOMENDACIONES

- Realizar ensayos de osmodeshidratado con otros tubérculos andinos para diversificar las ofertas de productos al consumidor y aumentar el valor agregado a los tubérculos de la región.
- Realizar estudios posteriores que determinen la actividad antioxidante en la mashua.
- Estudiar el comportamiento de estos compuestos (compuestos fenólicos, antocianinas y ácido ascórbico) en otras variedades de mashua como la blanca, amarilla entre otras.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agostini, L., Morón Jiménez, M., & Ramón, A. A. (2004). Determinación de la capacidad antioxidante de flavonoides en frutas y verduras frescas y tratadas termicamente. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 1(54), 89-92.
- Aguilera, M., Reza, M., Chew, R., & Meza, J. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *Revista de ciencias biológicas y de la salud*, 13(2), 16-22.
- Alarcón, C. (2015). *Optimizacion de parametros de extraccion de antocianinas del amiz morado(Zea mays L.) por el metodo de superficie respuesta y verificacion experimetal*. Ayacucho - Peru: UNSCH.
- Aranda, J. (2007). *Azucares, Mieles y Frutos Secos*. Valle - Colombia: Universidad Tecnologica del Valle.
- Baduí, S. (2013). *Química de los Alimentos* (Quinta ed.). México: Pearson Educación.
- Brack, A., & Suquilanda, M. (2004). *Diccionario enciclopédico de las plantas útiles del Perú/Agricultura orgánica, alternativa tecnológica del futuro*. Perú: UPS ediciones, Quito.
- Caicedo, C., & Ayala, G. (1993). *El Agroecosistema Andino: Problemas, limitaciones, perspectivas*. Lima: Centro Internacional de la Papa.
- Campos, D., Noratto, G., Chirinos, R., Arbizu, C., Roca, W., & Cisneros-Zevallos, L. (2006). Antioxidant capacity and secondary metabolites in four species of Andean tuber crops: native potato (*Solanum* sp.), mashua (*Tropaeolum*

tuberosum Ruiz y Pavon), Oca (*Oxalis tuberosa* Molina) and ulluco (*Ullucus tuberosus* caldas). *Journal of the Science of Food and Agriculture* (86), 1481-1488.

Cantuta, D. (2016). *Efecto de la deshidratacion osmotica sobre los compuestos antioxidantes en dos accesiones de mashua (Tropaeolum tuberosum R & P)* (Tesis para la obtención del título profesional ed.). Puno - Peru: Universidad Nacional del Altiplano.

Chirinos, R., Campos, D., Costa, N., Arbizu, C, Pedreschi, R., . . . Cisneros-Zevallos, L. (2006). Effect of genotype, maturity stage and post-harvest storage on phenolic compounds, carotenoid content and antioxidant capacity, of Andean mashua tubers (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz y Pavon). *Journal of the Science of Food and Agriculture* (87), 437-446.

Cordova, C. (2012). *Evaluacion del efecto del secado a dos temperaturas en el contenido de compuestos fenolicos, antocianinas y capacidad antioxidante de la mashua morada (Tropaeolum tuberosum Ruiz y Pavon)*. Lima - Peru: UNALM.

Dolores, L., & Espin, S. (1997). *Compuestos cianogenéticos en mashuas ecuatorianas*. Cusco - Perú: Resúmenes IX congreso de cultivos andinos.

Drago, M. (2007). Flavonoides recombinantes de relevancia farmacéutica. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 38(4), 42-47.

Espin, J., & Tomas-Barberán, F. (2005). *Alimentos Funcionales* (primera ed.). Madrid-España: Fundacion Española para la Ciencia y Tecnologia.

- Espín, S., Beatriz, B., & Villacrés, E. (2004). caracterizacion fisico-quimica, nutricional y funcional de raices y tuberculos andinos. *Raices y tuberculos andinos: Alternativas para la conservacion y uso sostenible en el Ecuador*, 4, 93.
- Espinoza, S., Monteghirfo, M., Alvarez, J., & Arnao, I. (2002). Análisis electroforético unidimensional y bidimensional de las proteínas de *tropaeolum tuberosum* (Mashua). *Centro de investigacion de Bioquimica y nutricion, laboratorio de quimica bioorganica. UNMSM*.
- Fennema, O. (2000). *Química de los Alimentos* (Segunda ed.). Zaragoza-España: Acribia S.A.
- Fito, P., Chiralt, J., Barat, J., Salvatori, J., & Andres, A. (1998). Some Advances in Osmotic Dehydration of fruit. *Food Science and Technology International*(77), 658-665.
- Gamboa, W., & Silva, J. (2017). *Determinacion de la temperatura y la concentracion de la solucion osmotica en la deshidratacion del arandano (vaccinium corymbosum L.)*. Chimbote - Peru: Universidad Nacional del Santa.
- García, B. (2005). *Absorción in vivo de oligomeros de epicatequina*. Tarragona-España.
- García, M., Gómez-Sanchez, I., Espinoza, C., Bravo, F., & Ganoza, L. (2009). *Tablas Peruanas de composicion de alimentos* (Octava ed.). Lima - Perú: Instituto Nacional de salud.

- Garzón, G. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos. *Acta biol. Colomb*, 13(3), 27-36.
- Giovanelli, G., Brambilla, A., Rizzolo, A., & Sinelli, N. (2012). Effects of blanching pretreatment and sugar composition of the osmotic solution on physico-chemical, morphological and antioxidant characteristics of blueberries. . *Food Science and Technology* (54), 557-584.
- Grau, A., Ortega, R., Nieto, C., & Hermann, M. (2003). *Mashua (Tropaeolum tuberosum Ruiz y Pav.). Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops*. (Vol. 25 ed.). Lima: Centro Internacional de la Papa.
- Huaman, M. (2000). *Determinación de los coeficientes de difusión de transferencia de masa en el proceso de deshidratado osmotico del capuli (Physalis peruvian)*. Tesis profesional. Huancayo - Peru: Universidad Nacional del Centro del Peru.
- Jimenez, M. (2015). Superficies de Respuesta mediante un Diseño Central Compuesto. *Revista Varianza*, 11, 31-36.
- Kopjar, M., & Pilizota, V. (2009). Copigmentation effect of phenolic compounds on red currant juice anthocyanins during storage. *Croatian Journal of Food Science and Technology*(1), 16-20.
- Leon, D. (2017). *Factores que influyen en el conocimiento tradicional de Mashua (Tropaeolum tuberosum) en dos comunidades indigenas*. Cevallos - Ecuador: Universidad Tecnica de Ambato.

- Manayay, D. (1992). *Simulación de la variación del contenido de vitamina C, en el almacenaje de confitado de piña (Ananas comosus) de humedad intermedia*. Lima-Perú.
- Manrique, I., Arbizu, C., Vivanco, F., Gonzales, R., Ramirez, C., Chavez, O., . . . Ellis, D. (2013). *Tropaeolum tuberosum Ruiz y Pavón. . Colección de germoplasma de mashua conservada en el Centro Internacional de la Papa*.
- Martínez-Valverde, I., Periago, M., & Gaspar, R. (2000). Significado nutricional de los compuestos fenolicos de la dieta. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 50(1), 5-18.
- Mata, M. (1992). *Aportacion al desarrollo de un proceso de deshidratacion osmotica al vacio para alimentos*. Valencia-España: Universidad Politecnica de Valencia.
- Moscol, R. (2013). *Influencia de la coccion en el contenido de compuestos fenolicos, antocianinas, flavanoles y glucosinolatos y en la capacidad antioxidante de la mashua morada (Tropaeolum tuberosum Ruiz y Pavon). Tesis para optar el titulo profesional*. Lima - Peru: Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Munive, Y., & Vega, M. (2013). *Evaluacion del efecto de la temperatura y la concentracion en la perdida de antocianinas y vitamina C en la cinetica del deshidratado osmotico*. Huancayo - Peru: Universidad Nacional del Centro Peru.

- Muñoz, S., Olza, J., & Gomez, C. (2010). *Tratado de Nutricion: Composicion y calidad nutritiva de los alimentos* (Segunda ed.). Madrid - España: Medica Panamericana.
- Nicoli, M., Anese, M., & Parpinel, M. (1999). Influence of processing on the antioxidant properties of fruit and vegetables. *Trends in Food Science and technology*(10), 94-100.
- Paucar, S. (2014). *Composicion quimica y capacidad antioxidante de dos variedades de mashua (Tropaeolum tuberosum) Amarilla caucha y zapallo. Trabajo previo a la obtencion del titulo de ingenieria de alimentos*. Quito - Ecuador : Universidad tecnologica Equinoccial.
- Perez - Conesa, D., Garcia-Alonso, J., Garcia-Valverde, V., Iniesta, M.-D., Jacob, K., Sanchez-Siles, L., & Periago, M. (2009). Changes in bioactive compounds and antioxidant activity during homogenization and thermal processing of tomato puree. *Innovative Food Science y amp; Emerging Technologies*, 2(10), 179-188.
- Perez, M. (2005). *Evaluacion de las caracteristicas funcionales de diez cultivares de mashua (Tropaeolum tuberosum R y P) en 6 estados de crecimiento y diferentes periodos de soleado. Tesis para optar el titulo de Ingeniero en industrias alimentarias*. Lima - Peru: Universidad Nacional Agraria La Molina.

- Perla, V., Holm, D., & Javanty, S. (2012). effects of cooking methods on polyphenols pigments and antioxidant activity in potato tubers. *Food Science and Technology*(45), 161-171.
- Pinzón, I., & García, A. (2006). *Efecto de los tratmientos osmoticos sobre el color y la actividad enzimatica en rodajas de carambola (Averrhoa Carambola I)*. Hancayo - Peru: Universidad Nacional del Centro del Peru.
- Pokorny, J., Yanishlieva, N., & Gordon, M. (2005). *Antioxidantes de los alimentos: Aplicaciones practicas*. Zaragoza - España: Ed. Acribia.
- Ramirez, E. (1997). *Cuantificacion del ácido ascórbico en los frutales de la región - Ayacucho*. Ayacucho-Perú: Instituto de investigacion de ciencias biologicas.
- Rastogi, N., & Raghavarao, K. (1996). Kinetics of osmotic dehydration under vacuum. *Food Science and Technology*, 7(29), 669-672.
- Rivas, J., & Garcia, M. (2002). Flavonoides en alimentos: estructura y actividad antioxidante. *Alimentacion, nutricion y salud*, 9(2), 31-38.
- Roca, W., & Manrique, I. (2005). Valorización de los genéticos de raíces y tubérculos andinos para la nutrición y la salud. *Agrociencia Vol. IX N°1 y N°2*, 195-201.
- Sahin, S., Bilgin, M., & Dramur, M. (2009). Investigation of oleuropein content in olive leaf extract obtained by supercritical fluid extraction and soxhlet methods. *Separation science and technology*(46), 1829-1837.

- Samaniego, L. (2010). *caracterizacion de la mashua (Tropaeolum tuberosum) en el Ecuador. Trabajo de titulacion previo a la obtencion del titulo de Ingeniero en industrializacion de alimentos*. Quito - Ecuador: Universidad Tecnologica Equinoccial .
- Sierra, R. (2010). *Estudio de a deshidratación osmótica de la arveja china (Pisum sativum L.) mediante dos metodologias, directa e indirecta, como alternativa tecnologica al sector hortofruticola del Pais*. Guatemala.
- Suca, C., & Suca, G. (2010). Deshidratación Osmotica de Alimentos. *Boletin de divulgacion tecnologica agroindustrial*, 1(1), 1-23.
- Tascón, S., & Torres-Valenzuela, I. (2014). Evaluación de la deshidratación osmótica como pretratamiento al proceso de secado convectivo y molienda de aji. (*Capsicum annum*). *UG-Ciencias*(20), 79-86.
- Taype, L. (2017). *Fenoles totales y actividad antioxidante en mashua (Tropaeolum tuberosum) en estado fresco, soleado y cocido de las variedades amarillo zapallo y negra. (Tesis de pregrado)*. Huancayo - Peru: Universidad Nacional del Centro del Peru.
- Temoche, M., Campos, D., Chirinos, R., & L., C. (2004). *Evaluacion de los compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante presente en 30 genotipos de mashua*. Lima - Peru: Revistas cientifcas UNALM.
- Tonon, R., Baroni, A., & Hubinger, M. (2007). Osmotic dehydration of tomato in ternary solutions: Inlfuence of process variables on mass transfer kinetics

and evaluation of the retention of carotenoides. *Journal of Food Engineering*, 82, 509 - 517.

UNCP. (2011). Prospectiva Universitaria. *Revista científica del centro de investigacion de la Universidad Nacional del Centro del Peru*, 8(2), 1-154.

Valeriano, J. (2014). *Efecto de la concentracion de la solucion osmotica y tiempo del pre-tratamiento osmotico en el color, contenido de compuestos fenolicos totales y antocianinas en mermelada de fresa (Fragancia vesca L.)*. Trujillo-Peru: Universidad Nacional de Trujillo.

Vazquez, M., Santiago, D., Rubio, O., Torres, C., Ayala, A., & Vargas, L. (2016). Efecto ambiental en características fisicoquímicas de papas de las Mesa Central de Mexico. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 7(5), 1051-1064.

ANEXOS

ANEXO 01

DETERMINACION DEL CONTENIDO DE COMPUESTOS FENÓLICOS

A 765 nm

Determinación del contenido de fenoles totales en equivalente de ácido gálico

La cuantificación del contenido de fenoles totales en equivalente de ácido gálico se determinó aplicando el método de Folin – Ciocalteu, el cual se utiliza como medida del contenido en compuestos fenólicos totales en productos vegetales. Se basa en que los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu, a pH básico, dando lugar a una coloración azul susceptible de ser determinada espectrofotométricamente a 765 nm.

El procedimiento fue el siguiente:

- Pesar 1g de la muestra y se tritura con la ayuda de un mortero.
- Agregar 10 mL de metanol y homogenizarlo.
- Se deja el homogenizado por 24 horas a una temperatura de 4°C.
- Centrifugar el homogenizado a 5000 RPM durante 30 minutos.
- Preparar una solución de carbonato de sodio al 7%.
- Depositar en tubos de prueba 100 µL del sobrenadante del extracto a analizar.
- Añadir 200 µL del reactivo Folin – Ciocalteu 2.5N, y agitar por tres minutos.
- Luego se adiciona 2mL de la solución de carbonato de sodio al 7% y llevar a 5 mL con agua destilada.

- Luego de 1 hora de reposo (en un ambiente oscuro) y a temperatura ambiente, se realiza la lectura a la longitud de onda de 765 nm.
- Paralelamente se preparó un blanco con metanol en lugar del extracto y se trabajó bajo las mismas condiciones, el blanco sirvió para llevar a cero el espectrofotómetro.
- Se determinó la concentración de ácido gálico a 765 nm usando una curva estándar. Los resultados se expresaron como mg. eq - ácido gálico/ 100 g de mashua, en base húmeda (b.h)

La ecuación para la cuantificación de compuestos fenólicos fue la siguiente:

$$Y = 17,799X + 0,0626$$

Donde X, es el contenido de mg equivalente de ácido gálico/mL

El contenido de compuestos fenólicos totales se calculó con la siguiente ecuación:

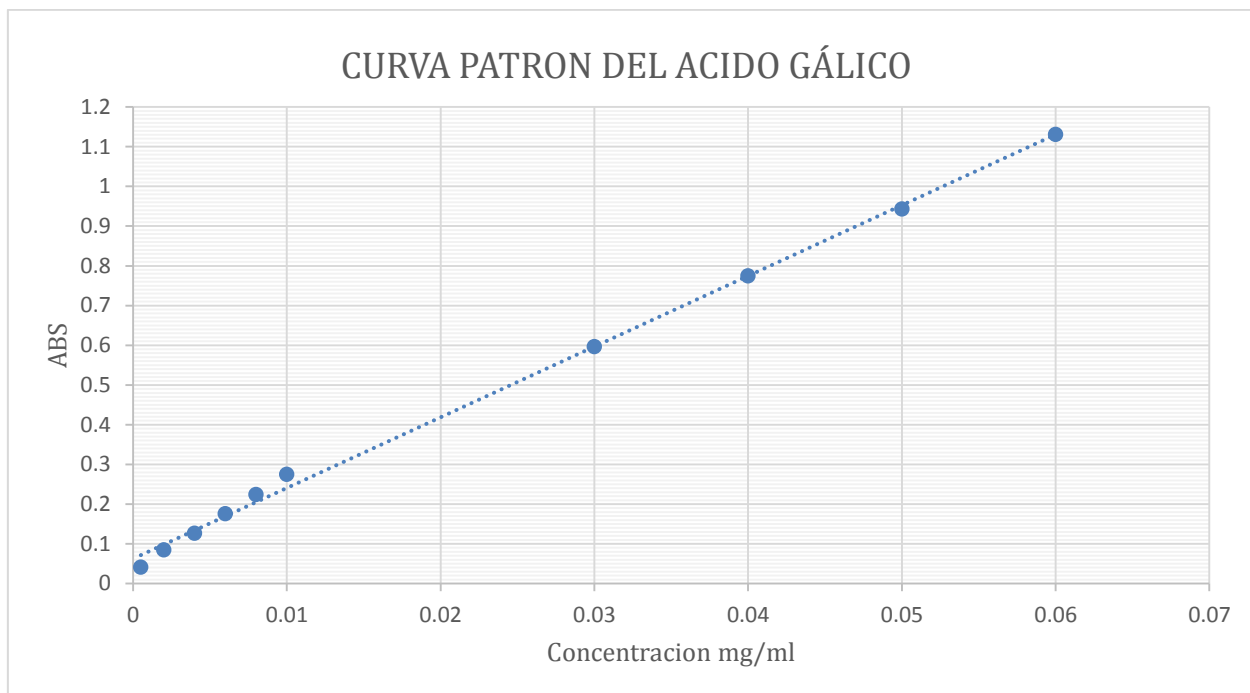
$$\text{Fenoles totales} = \frac{\text{Abs} - 0,0626}{17,799} \times Fd \times A \times 100 \text{ mg. eq} - \text{ác. gálico}/100 \text{ g}$$

Donde:

Abs : Absorbancia de la muestra a 765 nm

Fd : Factor de dilución

A : Vol. del solvente utilizado (mL) / peso de la muestra (g).



Ecuación : $Y = 17,799x + 0,0626$

Donde :

Y : Absorbancia a 765 nm

X : mg ac gálico/ml

ANEXO 02

METODO OFICIAL DE PH DIFERENCIAL DE LA AOAC 2005.02

Método oficial AOAC 2005.02

Contenido total de pigmento de antocianina monomérica de Jugos de Frutas, Bebidas, Colorantes Naturales, y Vinos

Método de pH diferencial Primera edición 2005

(Aplicable a la determinación de antocianinas monoméricas en la fruta Jugos, bebidas, colorantes naturales y vinos dentro del rango de 20-3000 mg / L como equivalentes de cianidin - 3 - glucósido).

Ver Tabla 2005.02 para los resultados del estudio interlaboratorio Apoyando la aceptación del método.

A. Principio

Los pigmentos antocianínicos monoméricos cambian de color de forma reversible con un cambio en el pH; La forma de oxonio de color existe a pH 1,0 y la predomina una forma hemiacetal incolora a pH 4,5. La diferencia en la absorbancia de los pigmentos a 520 nm es proporcional a la concentración de pigmento. Los resultados se expresan Cianidin-3-glucósido. Las antocianinas degradadas polimérica son resistentes al cambio de color independientemente del pH y no se incluyen en las mediciones porque absorben a pH 4,5 así como pH 1,0.

B. Material

(A) medidor de pH: Estandarizado con pH 4,0 y 7,0 tampón estándar

Soluciones.

(B) Espectrofotómetro visible: Espectrofotómetro a 520 nm se verificará con referencia a estándares para la exactitud de la longitud de onda, exactitud fotométrica, linealidad fotométrica y luz dispersa.

(C) Cubetas de vidrio o desechables para espectrofotómetro: 1 cm longitud de la trayectoria.

(D) Frascos volumétricos: 50 ml.

C. Reactivos

(A) tampón de pH 1,0 (cloruro de potasio, 0,025 M): Pesar 1,86 g KCl en un vaso de precipitados y añadir agua destilada a aproximadamente 980 ml. Medir el pH, y ajustar el pH a 1,0 ($\pm$ 0,05) con HCl (aproximadamente 6,3 ml). Transferencia a un 1 L, y diluir a volumen con agua destilada.

(B) tampón pH 4,5 (acetato de sodio, 0,4 M): Pesar 54,43 g CH₃CO₂Na · 3H₂O en un vaso de precipitados y añadir agua destilada a aproximadamente 960 mL. Mida el pH y ajuste el pH a 4,5 ($\pm$ 0,05) con HCl (aproximadamente 20 ml). Transferir a un matraz aforado de 1L, y diluir hasta volumen con agua.

D. Preparación de la solución de ensayo

Realizar todas las diluciones en matraces volumétricos de 50 mL, B (d). Utilizar pipetas volumétricas para la adición de la porción de prueba. La prueba máxima de la porción añadida debe ser de 10 ml (1 parte de la porción de ensayo, 4 partes de tampón) para no sobrepasar la capacidad tampón de los reactivos.

Determine el factor de dilución apropiado diluyendo la prueba Porción con tampón de pH 1,0, C (a), hasta que la

absorbancia a 520 nm este dentro del intervalo lineal del espectrofotómetro. (Para la mayoría Espectrofotómetros, la absorbancia debe estar entre 0,2 y 1,4 AU). Usando este factor de dilución, prepare 2 diluciones de la prueba una de pH 1,0 y otra de pH 4,5.

E. Determinación

Determinar la absorbancia de la porción de ensayo diluida con tampón de pH 1,0, C (a) y tampón de pH 4,5, C (b), tanto a 520 como a 700 nm.

El diluido se leen las porciones de ensayo frente a una celda en blanco llena de agua destilada. Mida la absorbancia dentro de 20-50 min de preparación.

Nota: La razón para medir la absorbancia a 700 nm es corregir la neblina. Sin embargo, si la porción de ensayo diluida es excesivamente turbia, clarificar por centrifugación o filtración antes de la medición. Utilizar un filtro (por ejemplo, un filtro de membrana Millipore TM, un tamaño de poro de $\leq$ 1,2 μ m, Millipore Corp., Bedford, MA) que no absorberá las antocianinas.

F. Cálculos:

Calcular la concentración de pigmento de antocianina, expresada como Cianidin-3-glucósido, como sigue:

Pigmento de antocianina (equivalentes de cianidina - 3 - glucósido, mg / L) =

$$\frac{A \times PM \times DF \times 10^3}{\epsilon \times l}$$

Donde:

$A = (A_{520\text{ nm}} - A_{700\text{ nm}})_{\text{pH } 1.0} - (A_{520\text{ nm}} - A_{700\text{ nm}})_{\text{pH } 4.5}$
PM (peso molecular) = 449.2 g/mol para cianidina - 3 - glucósido

DF = factor de dilución establecido en D.

l = longitud del trayecto en cm.

ϵ = 26 900 coeficiente de extinción molar, en L/mol*cm, para cianidina - 3 - glucósido.

10^3 = factor de conversión de g a mg.

Nota: En algunos casos, la antocianina predominante en un material puede ser conocido y diferente del cianidina-3-glucósido. Esto es crítico que la longitud de onda, el peso molecular y la absorptividad utilizados especificada si los resultados no se expresan como cianidina-3 glucósido equivalentes. Reporte los resultados como antocianinas monómeras, expresadas como equivalentes de cianidina-3-glucósido en mg / L.

G. Limitaciones y Restricciones

La presencia de etanol en muestras de ensayo no interfiere con el ensayo en los niveles típicamente encontrados en vino (10-14%). Aunque la determinación de pigmento total de antocianina es útil en la evaluación de la calidad de los zumos de frutas y bebidas, es de valor limitado por sí mismo en las investigaciones de autenticidad y debe ser usado en conjunción con los análisis para las antocianinas individuales. FD & C Red No. 40, cochinilla y polvo de remolacha no interferían en concentraciones <10% del color total, pero sí condujeron a una reducción en el contenido de antocianinas medido a mayores concentraciones.

Determinación del contenido de antocianinas en la mashua

- Se preparó una solución de extracción, la cual estuvo compuesta por etanol al 96% y ácido clorhídrico 1,5N en una relación de 85:15 respectivamente.
- Se pesó 1g de muestra y se le adicionó 10 mL de la solución de extracción.
- Se agito manualmente y se dejó reposar (en un ambiente oscuro) por 24 horas a 4°C.
- Transcurrido el tiempo de reposo se procedió a filtrar la muestra con la solución de extracción enrasando a 50 mL.
- Se prepararon 2 diluciones de prueba una a pH 1,0 y la otra de pH 4,5. El factor de dilución apropiado para la prueba fue de 1 parte de la muestra filtrada y 4 partes de buffer.
- Se preparó un blanco en el espectrofotómetro con la solución de extracción.
- Luego de 20 min, las absorbancias son medidas a 520 y 700 nm y no deben ser superiores a 0,7 ni menores a 0,1.
- El contenido total de antocianina se expresa de la siguiente manera:

$$ACN_s \left(\frac{\text{mg}}{100 \text{ g}} \right) = \frac{A \times PM \times DF \times 10^3}{\epsilon \times 1}$$

ANEXO 03

Determinación del contenido de ácido ascórbico

La determinación de ácido ascórbico o vitamina C, se efectuó de acuerdo a la metodología recomendada por la A.O.A.C. 2000, 967.21, mediante el método de titulación. Metodología que se basa en la reducción del colorante 2,6 diclorofenolindofenol por una solución de ácido ascórbico.

El contenido de ácido ascórbico es directamente proporcional a la capacidad de un extracto de la muestra para reducir una solución estándar de colorantes determinados por titulación. El procedimiento fue el siguiente:

a. Estándar de trabajo: Disolver 100 mg de ácido ascórbico en 100 mL de una solución de ácido oxálico al 0,5% en una fiola de 100 mL. Esta solución contiene 0,1% de ácido ascórbico y es inestable por lo que deberá utilizarse inmediatamente.

b. Solución 2,6 diclorofenolindofenol: Disolver 100 mg de 2,6 diclorofenolindofenol en 100 mL de agua destilada. Se utilizó agua destilada hirviendo y se enrasó a 100 mL cuando se enfrió. Se almacenó en botella de color oscuro y en refrigeración.

Luego se realizó el análisis del estándar de trabajo el cual consistió en tomar 1 mL de la solución estándar y colocarla en un Erlenmeyer de 50 mL se agregó 100 mL de una solución de ácido oxálico al 0,5% y se tituló con la solución de 2,6 diclorofenolindofenol. Al final de la titulación se observó un cambio de color rosa débil, color que persistió por 10 a 15 s. Lecturas a mayor tiempo dan coloración algo más rosado lo cual es fuente de error. La solución 2,6 diclorofenolindofenol deberá ser estandarizada cada día.

El cálculo del equivalente (T) en ácido ascórbico por mL de solución 2,6 diclorofenolindofenol:

$$T = \frac{\text{mg de ácido ascórbico}}{\text{mL de solución 2,6 diclorofenolindofenol}}$$

Para el análisis de la muestra:

- Se colocó 10g en una homogenizadora, y se agregó 50 mL de solución al 0.5% de ácido oxálico y se desintegro por cinco minutos.
- Se procedió a filtrar la muestra en un Erlenmeyer.
- Se pipeteo 1 mL de la solución filtrada en un Erlenmeyer de 50 mL posteriormente se le adicionó 30 mL de ácido oxálico al 0.5%.
- Finalmente se realizó la titulación con 2,6 diclorofenolindofenol hasta obtener un color rosado persistente; del mismo modo se hizo la titulación del blanco sobre 30 mL de la solución de ácido oxálico al 0.5% con 2,6 diclorofenolindofenol para así poder restar este valor al gasto de la muestra problema.

$$\text{mg. AA /100 ml} = \frac{V \times T \times 100}{W}$$

Donde:

V = mL de 2,6 diclorofenolindofenol utilizados para titular la alícuota de muestra.

T = Equivalente en ácido ascórbico de la solución 2,6 diclorofenolindofenol expresado en mg por mL de colorante

W = g de muestra en la alícuota analizada

ANEXO 04

DATOS PARA LA CUANTIFICACION DE FENOLES TOTALES EN EL OSMODESHIDRATADO DE LA MASHUA MORADA

Ensayo	Resultado 1 Abs* (nm)	Resultado 2 Abs* (nm)	Resultado 3 Abs* (nm)	Conc. 1 (mg/ml)	Conc. 2 (mg/ml)	Conc. 3 (mg/ml)
M. prima	0,447	0,448	0,446	0,0216	0,0217	0,0215
Pelado y cubitado	0,349	0,344	0,347	0,0161	0,0158	0,0160
Blanqueado	0,277	0,280	0,281	0,0120	0,0122	0,0123
1	0,288	0,289	0,285	0,0127	0,0127	0,0125
2	0,289	0,283	0,286	0,0127	0,0124	0,0126
3	0,292	0,292	0,294	0,0129	0,0129	0,0130
4	0,298	0,293	0,292	0,0132	0,0129	0,0129
5	0,290	0,289	0,289	0,0128	0,0127	0,0127
6	0,279	0,278	0,278	0,0122	0,0121	0,0121
7	0,295	0,297	0,293	0,0131	0,0132	0,0129
8	0,281	0,281	0,283	0,0123	0,0123	0,0124
9	0,296	0,292	0,291	0,0131	0,0129	0,0128
10	0,291	0,290	0,289	0,0128	0,0128	0,0117
11	0,274	0,275	0,273	0,0119	0,0119	0,0118
12	0,272	0,272	0,271	0,0118	0,0118	0,0117
13	0,288	0,294	0,290	0,0127	0,0130	0,0128

*Abs = Absorbancia

**Conc. = (a + bx) viene de la curva estándar

ANEXO 05

DATOS PARA LA CUANTIFICACION DE ANTOCIANINAS EN EL OSMODESHIDRATADO DE LA MASHUA MORADA

Ensayo	Resultado *				
	pH = 1		pH = 4,5		CGE
	Abs 520 nm	Abs 700nm	Abs 520 nm	Abs 700nm	
M. prima	0,374	0,006	0,039	0,004	0,333
	0,372	0,005	0,042	0,014	0,339
	0,371	0,004	0,044	0,013	0,336
Pelado y cubitado	0,216	0,009	0,020	0,007	0,194
	0,218	0,004	0,027	0,008	0,195
	0,216	0,003	0,029	0,006	0,190
Blanqueado	0,171	0,002	0,019	0,007	0,157
	0,170	0,002	0,020	0,008	0,156
	0,170	0,002	0,018	0,007	0,155
1	0,184	0,018	0,040	0,017	0,143
	0,184	0,015	0,038	0,012	0,143
	0,186	0,018	0,038	0,014	0,144
2	0,194	0,020	0,054	0,027	0,147
	0,195	0,020	0,055	0,023	0,143
	0,193	0,020	0,057	0,023	0,139
3	0,204	0,019	0,041	0,011	0,155
	0,206	0,021	0,042	0,013	0,156
	0,202	0,020	0,040	0,011	0,153
4	0,205	0,028	0,040	0,013	0,150
	0,204	0,018	0,040	0,011	0,157
	0,205	0,020	0,040	0,013	0,158
5	0,196	0,015	0,049	0,012	0,144
	0,197	0,017	0,050	0,015	0,145
	0,197	0,016	0,047	0,013	0,147
6	0,167	0,018	0,042	0,016	0,123
	0,168	0,015	0,040	0,019	0,132
	0,167	0,018	0,040	0,015	0,124
7	0,194	0,020	0,044	0,027	0,157
	0,195	0,020	0,045	0,023	0,153
	0,193	0,021	0,045	0,023	0,150
8	0,176	0,016	0,036	0,015	0,139
	0,178	0,016	0,036	0,015	0,141
	0,175	0,016	0,034	0,015	0,140
	0,206	0,018	0,040	0,011	0,159

9	0,202	0,028	0,038	0,015	0,151
	0,205	0,022	0,040	0,013	0,146
10	0,198	0,018	0,043	0,018	0,155
	0,196	0,020	0,043	0,016	0,149
	0,197	0,020	0,043	0,021	0,155
11	0,173	0,019	0,038	0,015	0,131
	0,173	0,020	0,040	0,016	0,129
	0,170	0,022	0,044	0,017	0,121
12	0,167	0,015	0,049	0,015	0,118
	0,167	0,015	0,049	0,016	0,119
	0,165	0,018	0,049	0,019	0,117
13	0,167	0,015	0,023	0,015	0,144
	0,165	0,015	0,020	0,017	0,147
	0,169	0,015	0,020	0,019	0,153

*Resultado obtenido a partir de la ecuación de antocianinas del anexo 2

ANEXO 06

DATOS PARA LA CUANTIFICACION DE ACIDO ASCORBICO EN EL OSMODESHIDRATADO DE LA MASHUA MORADA

Ensayo	Muestra en alícuota (g)	Vol. De gasto (ml)	Ac. Ascórbico (mg AA/100g)
M. Prima	0,2000	0,35	71,3950
	0,2000	0,35	71,3964
	0,2000	0,35	71,3986
Pelado y cubitado	0,2022	0,30	58,8538
	0,2001	0,30	59,4726
	0,2001	0,30	59,4810
Blanqueado	0,2000	0,20	35,6996
	0,2000	0,20	35,6950
	0,2000	0,20	35,6979
1	0,2001	0,07	4,1593
	0,2002	0,07	4,1588
	0,2001	0,07	4,1591
2	0,2000	0,10	10,4048
	0,2000	0,10	10,4045
	0,2000	0,10	10,4047
3	0,2001	0,09	8,3208
	0,2000	0,09	8,3226
	0,2000	0,09	8,3208
4	0,2000	0,09	8,3238
	0,2000	0,09	8,3237
	0,2000	0,09	8,3233
5	0,2000	0,08	4,1612
	0,2000	0,08	4,1619
	0,2000	0,08	4,1619
6	0,2003	0,08	6,2322
	0,2004	0,08	6,2297
	0,2002	0,08	6,2362
7	0,2000	0,09	8,3238
	0,2000	0,09	8,3234
	0,2000	0,09	8,3235
8	0,2001	0,06	2,0800
	0,2000	0,06	2,0805
	0,2020	0,06	2,0599
	0,2000	0,09	8,3173

9	0,2000	0,09	8,3181
	0,2000	0,09	8,3175
10	0,2002	0,09	8,3169
	0,2001	0,09	8,3176
	0,2002	0,09	8,3170
11	0,2002	0,06	2,0785
	0,2036	0,06	2,0441
	0,2020	0,06	2,0603
12	0,2020	0,06	2,0603
	0,2006	0,06	2,0747
	0,2008	0,06	2,0726
13	0,2002	0,10	10,3938
	0,2002	0,10	10,3940
	0,2002	0,10	10,3936

ANEXO 07

NORMA TÉCNICA PERUANA 203.105:1985 DE FRUTA CONFITADA

FICHA TÉCNICA		
DENOMINACIÓN	FRUTA CONFITADA ROJA	
DESCRIPCIÓN	Producto obtenido a partir de papaya verde, la cual sometida a un proceso de saturación con azúcares que permite la conservación de los tejidos vegetales.	
COMPOSICIÓN	Papaya picada Azúcar blanca industrial Ac. cítrico Colorante Rojo Allura	
CARACTERÍSTICAS ORGANOLÉPTICAS	Aspecto : brillante translucido Textura : suave Color : rojo Sabor : dulce Olor : característico	
CARACTERÍSTICAS FÍSICOQUÍMICAS ESPERADAS	Ensayo	Límite
	°Brix (NTP 203.105:1985)	Mínimo 70 °Brix
	pH (NTP 203.105:1985)	4.0 - 4.5
CARACTERÍSTICAS MICROBIOLÓGICAS ESPERADAS (R. M. 591. 2008/ MINSA)	Aerobios mesofilos (ufc/g)	$10^2 - 10^4$
	Mohos (ufc/g)	$5 \times 10 - 3 \times 10^2$
MÉTODOS DE CONSERVACION	El producto se conserva adecuadamente en su envase original, cerrado y limpio a temperatura ambiente (20 - 25 °C).	
CONDICIONES DE ALMACENAMIENTO Y DISTRIBUCIÓN	El producto se almacena en un lugar fresco, seco, con una adecuada ventilación y no expuesto a la luz solar	
ENVASE	La fruta confitada es envasada en bolsas de polietileno de alta densidad de capacidad de 10 kg y son selladas herméticamente. Y finalmente son colocadas en cajas.	
ROTULADO	• Nombre del producto • Ingredientes • Registro Sanitario • Contenido Neto • Condiciones de conservación • Lote • Fecha de producción • Fecha de vencimiento • Alergenos resaltados en negrita • Dirección del fabricante • Teléfono del fabricante • Razón social del fabricante • RUC del fabricante • País de fabricación	
VIDA UTIL	Tiene un tiempo de duración de 12 meses bajo las condiciones de almacenamiento establecidas	

ANEXO 08



Figura 27: Muestra de mashua negra empleada para la elaboración del osmodeshidratado



Figura 28: Pelado y cubitado de la mashua previo a someter al proceso de osmodeshidratación

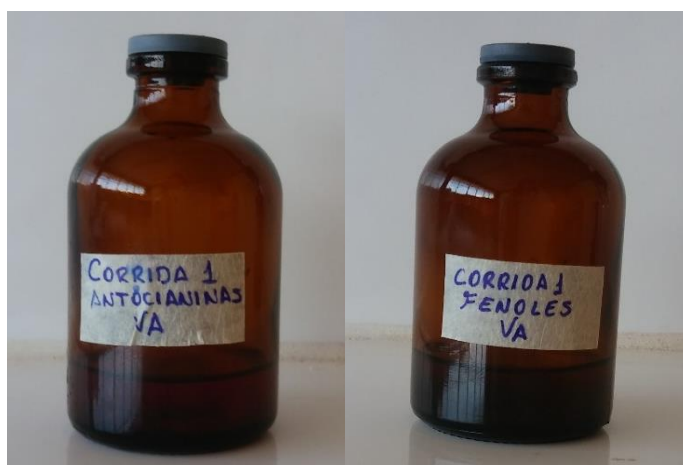


Figura 29: Viales de vidrio para el proceso de cuantificación de antocianinas y fenoles de las muestras



Figura 30: Preparación de la solución de ensayo para las lecturas de antocianinas en el espectofotómetro



Figura 31: Tubos de ensayo con el reactivo de Folin – Ciocalteu de los diferentes ensayos



Figura 32: Determinación de vitamina C de la mashua fresca



Figura 33: Titulación con 2,6 diclorofenolindofenol



Figura 34: Mashua osmodeshidratada.