

UNIVERSIDAD PERUANA UNIÓN

FACULTAD DE INGENIERIA Y ARQUITECTURA

Escuela Profesional de Ingeniería de Alimentos



Una Institución Adventista

**Concentrado de antocianinas de mashua (*Tropaeolum tuberosum*)
variedad negra mediante microondas**

Por:

Lisbeth Magnolia Zarate Chura

Asesor:

Ing. Alex Danny Chambi Rodriguez

Juliaca, noviembre de 2019

DECLARACION JURADA DE AUTORIA DEL INFORME DE TESIS

Ing. Alex Danny Chambi Rodriguez, de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura,
Escuela Profesional de Ingeniería de Alimentos, de la Universidad Peruana Unión.

DECLARO:

Que el presente informe de investigación titulado: "Concentrado de antocianinas de mashua (*Tropaeolum tuberosum*) variedad negra mediante microondas" constituye la memoria que presenta la bachiller Lisbeth Magnolia Zarate Chura para aspirar al título Profesional de Ingeniero de Alimentos ha sido realizada en la Universidad Peruana Unión bajo mi dirección.

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

Y estando de acuerdo, firmo la presente declaración en Juliaca a los veintisiete días del mes de noviembre del año dos mil diecinueve



Ing. Alex Danny Chambi Rodriguez

Concentrado de antocianinas de mashua (*Tropaeolum tuberosum*)
variedad negra mediante microondas

TESIS

Presentada para optar el título profesional de Ingeniero de Alimentos

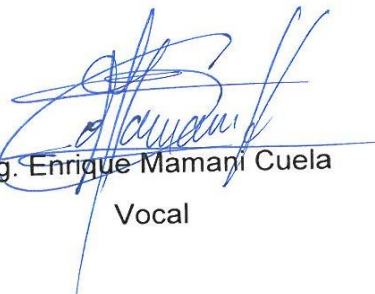
JURADO CALIFICADOR



Ing. Joel Jerson Coaquira Quispe
Presidente



Msc Carmen Rosa Apaza Humerez
Secretaria



Ing. Enrique Mamani Cuela
Vocal



Ing. Alex Danny Chambi Rodriguez
Asesor

Juliaca, 27 de noviembre de 2019

DEDICATORIA

Este trabajo está dedicado en primer lugar a Dios, porque es el dador de la sabiduría e inteligencia, también suma a esta dedicatoria a los docentes por compartir sus conocimientos y apoyo incondicional durante los 5 años de mi carrera universitaria. Finalmente dedico este trabajo a mi familia por ser el motivo de seguir adelante.

AGRADECIMIENTO

Agradecer a Dios por haberme acompañado en cada momento y haberme dado una oportunidad de pertenecer a la Familia Unionista mediante el Programa Nacional de Becas y Créditos Educativos.

El presente proyecto es el resultado de trabajo en equipo, por tal motivo agradezco a mi asesor Ing. Alex Danny Chambi Rodríguez, asimismo agradecer a mis dictaminadores Ing. Joel Jerson Coaquira Quispe por su apoyo incondicional, las orientaciones brindadas durante todo el proceso del proyecto, Ing. Carmen Apaza Humeres por las enseñanzas compartidas.

TABLA DE CONTENIDO

Pág.

| | |
|---|-------------|
| ABREVIATURAS Y UNIDADES | xi |
| RESUMEN | xii |
| ABSTRACT | xiii |
| CAPÍTULO I | 14 |
| EL PROBLEMA | 14 |
| 1.1 Objetivo general..... | 15 |
| 1.2 Objetivo específico | 15 |
| CAPÍTULO II | 16 |
| REVISIÓN DE LA LITERATURA | 16 |
| 2.1 Mashua (<i>Tropaeolum tuberosum</i>)..... | 16 |
| 2.1.1 Descripción botánica..... | 17 |
| 2.1.2 Medio de utilización del tubérculo | 17 |
| 2.1.3 Composición Química | 17 |
| 2.2 Concentración de extracto | 18 |
| 2.3 Compuestos fenólicos..... | 18 |
| 2.4 Los Flavonoides | 19 |
| 2.5 Antocianinas | 19 |
| 2.5.1 Estructura química | 19 |
| 2.5.2 Aplicación de las antocianinas..... | 21 |
| 2.6 Las antocianinas como colorantes naturales..... | 21 |
| 2.7 Factores que afectan su estabilidad..... | 21 |
| 2.8 Propiedades de las antocianinas..... | 24 |
| 2.9 Extracción de antocianinas | 24 |
| 2.10 Extracción solido-liquido..... | 25 |
| 2.11 Factores influyentes en la extracción..... | 25 |
| 2.11.1 Tamaño de partícula | 25 |
| 2.11.2 Temperatura..... | 25 |
| 2.11.3 Tiempo..... | 25 |
| 2.11.4 Solvente | 25 |
| 2.11.5 Agua | 26 |
| 2.11.6 Etanol..... | 26 |
| 2.11.7 Metanol..... | 26 |

| | | |
|---------------------------------------|---|-----------|
| 2.12 | Microondas..... | 26 |
| 2.12.1 | Concentración asistida por microondas..... | 27 |
| CAPÍTULO III..... | | 29 |
| MATERIALES Y MÉTODOS | | 29 |
| 3.1 | Lugar de ejecución..... | 29 |
| 3.2 | Materiales, reactivos y equipos..... | 29 |
| 3.2.1 | Materia prima..... | 29 |
| 3.2.2 | Materiales..... | 29 |
| 3.2.3 | Reactivos..... | 29 |
| 3.2.4 | Equipos | 30 |
| 3.3 | Análisis fisicoquímico. | 30 |
| 3.4 | Extracción de Antocianinas. | 30 |
| 3.4.1 | Descripción del flujo de proceso | 31 |
| 3.5 | Antocianinas monomericas..... | 32 |
| 3.6 | Índice de degradación de antocianinas | 33 |
| 3.7 | Color polimérico | 34 |
| 3.8 | Determinación de sólidos solubles | 34 |
| 3.9 | Análisis estadístico | 34 |
| CAPÍTULO IV..... | | 36 |
| RESULTADOS Y DISCUSIONES | | 36 |
| 4.1 | Características fisicoquímicas de mashua..... | 36 |
| 4.2 | Análisis de la concentración de antocianinas | 37 |
| 4.2.1 | Cuantificación de antocianina (mg cianidina 3 glucósido/ml) | 37 |
| 4.2.2 | Antocianina polimérica (%)..... | 39 |
| 4.2.3 | Solidos solubles (Grados °Brix) | 40 |
| 4.2.4 | Pardeamiento | 41 |
| 4.2.5 | Determinación de color..... | 43 |
| CAPÍTULO V | | 45 |
| 5.1 | Conclusiones..... | 45 |
| 5.2 | Recomendaciones | 46 |
| REFERENCIAS..... | | 47 |
| ANEXOS..... | | 53 |

ÍNDICE DE TABLAS

| | Pág. |
|---|------|
| Tabla 1. Composición Fisicoquímica de Mashua Morada | 18 |
| Tabla 2. Tratamientos experimentales de mashua..... | 35 |
| Tabla 3. Resultado de la caracterización fisicoquímica de mashua negra..... | 36 |
| Tabla 4. Test de Levene's de homogeneidad de L*, a* y b* | 43 |
| Tabla 5. Test de Tukey para L* | 43 |
| Tabla 6. Test de Tukey para a*..... | 44 |
| Tabla 7. Test de Tukey para b* | 44 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | Pág. |
|---|------|
| Figura 1. Materia prima (<i>Tropaeolum tuberosum</i>)..... | 17 |
| Figura 2. Estructura química de antocianinas..... | 20 |
| Figura 3. Estructura química de antocianinas establecidas en diferentes soluciones de pHs | 22 |
| Figura 4. Extracción asistida por microondas | 27 |
| Figura 5. Concentración de antocianinas asistida microondas refrigerante | 28 |
| Figura 6. Microondas con balón de destilación 100 ml..... | 28 |
| Figura 7. Diagrama de flujo para la extracción de antocianinas de mashua negra..... | 31 |
| Figura 8. Gráfico de la Cuantificación de Antocianinas respecto a los 3 tratamientos | 38 |
| Figura 9. Gráfico del porcentaje de Antocianinas Poliméricas respecto a los 3 tratamientos | 40 |
| Figura 10. Gráfico de Sólidos solubles con respecto a los 3 tratamientos | 41 |
| Figura 11. Gráfico de pardeamiento con respecto a los 3 tratamientos..... | 42 |

ÍNDICE DE ANEXOS

| | |
|--|----|
| Anexo A: Preparación de soluciones para medir la absorbancia de la muestra | 53 |
| Anexo B: Datos experimentales con respecto a las Antocianinas Monomericas (mg Cianidina 3 glucósido/100g), Antocianinas poliméricas (%), Solidos solubles (°Brix) y Pardeamiento. | 54 |
| Anexo C: ANOVA de Cuantificación de Antocianinas monoméricas..... | 54 |
| Anexo D: ANOVA de Porcentaje Polimérico de Antocianinas | 54 |
| Anexo E: ANOVA de Contenido de Solidos Solubles | 55 |
| Anexo F: ANOVA de pardea miento de antocianinas | 55 |
| Anexo G: Concentración de antocianinas mediante la asistencia de microondas refrigerante | 55 |
| Anexo H. Alícuota concentrada de mashua..... | 55 |
| Anexo I: Cuantificación de antocianinas monoméricas | 56 |
| Anexo J: Color L, a* y b* de microondas refrigerante | 56 |
| Anexo K: Color L, a* y b* de microondas balón | 56 |
| Anexo L: Color L, a* y b* en estufa | 56 |

ABREVIATURAS Y UNIDADES

| | |
|------------|--|
| A | : Absorbancia de la muestra. |
| a* | : Coordenada (verde/rojo) |
| ANOVA | : Análisis de varianza |
| b* | : Coordenada (azul/amarillo) |
| CAM | : Cuantificación de antocianinas monoméricas |
| CSS | : Contenido de solidos solubles |
| DF | : Factor de dilución. |
| ϵ | : Absortividad molar. |
| L* | : Luminosidad |
| min | : Minutos |
| ml | : Mililitros |
| MV | : Peso molecular |
| Nm | : Nanómetros |
| PAP | : Porcentaje de antocianinas poliméricas |
| pH | : Potencial de hidrogeno |
| SD | : Desviación estándar |
| μ L | : Microlitros. |
| UPeU | : Universidad Peruana Unión |
| UV | : Ultravioleta |
| T | : Temperatura |
| T | : Tiempo |

RESUMEN

Se evaluó el tipo de concentración; asistencia de microondas con refrigerante (60 watts por 15 minutos), con balón (60 watts por 7 minutos) y evaporación por estufa (30 °C por 30 minutos), los extractos concentrados se analizaron por el método pH diferencial. Aplicando un diseño completamente aleatorio donde antes de ser evaluado el ANOVA, se realizó las pruebas de Levene y Shapiro Willk para comprobar que se trata de una prueba paramétrica. El ANOVA de un solo factor seguido de la prueba de comparación de medias (Test de Tukey) se aplicó cuando se cumplieron los supuestos mencionados. Cuando este no fue el caso, se analizó los datos mediante las pruebas no paramétricas (Kruskal-Wallis) y las diferencias significativas se establecieron en $p < 0.05$, evidenciándose que el Tratamiento Balón (TB), el Tratamiento Refrigerante (TR) y el Tratamiento Estufa (TE) influyeron significativamente en la cuantificación de antocianinas monoméricas (CAM) (cianidina 3 glucósido) del extracto obtenido a partir de la mashua; asimismo el TB (60 Watts por 7 min) reportó mayor CAM con 54.2 mg de Cianidina 3 glucósido/ml de muestra. Respecto al porcentaje de antocianina polimérica (PAP), los TR, TB y TE influyeron significativamente en el PAP; los tratamientos TB (60 Watts por 7 min) y TR (60 watts por 15 min) presentaron mayor (PAP) con 11.21% y 11.16%. Respecto al contenido de sólidos solubles (CSS) los tratamientos TB influyeron significativamente; asimismo el tratamiento TB (60 watts por 7 min) fue el que presentó mayor rendimiento (CSS) con 23 °Brix. En cuanto al índice de pardeamiento (IP) de los TB, TR y TE influyeron significativamente; asimismo el TB (60 watts por 7 min) fue el que presentó mayor (IP) con 0.012. Se llegó a la conclusión que la pérdida de las antocianinas utilizando el microondas es menor que la del método de concentración por rotavapor, estos resultados demuestran la dependencia del tiempo de concentración en las antocianinas.

Palabras clave: Mashua, antocianinas monoméricas, porcentaje polimérico, índice de pardeamiento.

ABSTRACT

The type of concentration was evaluated; microwave assistance with refrigerant (60 watts for 15 minutes), with balloon (60 watts for 7 minutes) and evaporation by oven (30 ° C for 30 minutes), the concentrated extracts were analyzed by the differential pH method. Applying a completely randomized design where before the ANOVA was evaluated; the Levene and Shapiro Willk tests were performed to verify that it is a parametric test. The single-factor ANOVA followed by the means comparison test (Tukey Test) was applied when the aforementioned assumptions were met. When this was not the case, the data was analyzed using non-parametric tests (Kruskal-Wallis) and significant differences were established at $p < 0.05$, evidencing that Balloon Treatment (TB), Refrigerant Treatment (TR) and Treatment Stove (TE) significantly influenced the quantification of monomeric anthocyanins (CAM) (cyanidine 3 glucoside) of the extract obtained from mashua; Likewise, TB (60 Watts per 7 min) reported higher CAM with 54.2 mg of Cyanidine 3 glycoside / ml of sample. Regarding the percentage of polymeric anthocyanin (PAP), the TR, TB and TE significantly influenced the PAP; the treatments TB (60 Watts for 7 min) and TR (60 watts for 15 min) presented greater (PAP) with 11.21% and 11.16%. Regarding the content of soluble solids (CSS), TB treatments significantly influenced; also the TB treatment (60 watts for 7 min) was the one with the highest performance (CSS) with 23 ° Brix. Regarding the browning index (PI) of the TB, TR and TE they influenced significantly; also the TB (60 watts for 7 min) was the one that presented the highest (IP) with 0.012. It was concluded that the loss of anthocyanins using the microwave is less than that of the rotary evaporation method, these results demonstrate the dependence of the concentration time on the anthocyanins.

Key words: mashua, monomeric anthocyanins, polymer percentage, browning index.

CAPÍTULO I

EL PROBLEMA

En el altiplano peruano crece diversidades de raíces y tubérculos consumido por la población rural, como base de su alimentación por su alto contenido de carbohidratos (almidón) destacando la mashua (*Tropaeolum tuberosum*) por su alto contenido de almidón (35%) y su adaptación a climas severos propios del altiplano Pacheco, et al (2019).

La mashua contiene compuestos bioactivos que le confieren su color oscuro, debido a la presencia de compuestos fenólicos (antocianinas, fenoles, flavonoides) y otras clases de no flavonoides (ácidos fenólicos, estilbenos y moléculas complejas) Chirinos, et al (2007).

El interés en el contenido de antocianinas de los alimentos se ha intensificado, debido a sus propiedades como para la prevención de enfermedades degenerativas tales como cáncer, arteriosclerosis, malaria, artritis reumatoide, enfermedades autoinmunes, envejecimiento y diabetes menciona Olivares (2010).

La aplicación de microondas para la concentración de extracto podría ser una alternativa a los métodos tradicionales. La concentración de extracto mediante irradiación de microondas tiene muchos beneficios en comparación con los medios convencionales, como un tiempo de proceso más corto y mejores propiedades organolépticas Elik (2016). No se ha encontrado estudios reportados en la literatura de la concentración de antocianinas de mashua utilizando la asistencia de microondas.

Los estudios realizados en la determinación de antocianinas monoméricas fueron en cáscara de uva (*Vitis vinifera*) con 21.6 mg Cianidina 3 glucósido/L Gauche (2010), mora con 41.4 mg Cianidina 3 glucósido/100g Howard (2008), papa morada con 48.72 mg Cianidina 3 glucósido/100g indica Qiang (2015), para la determinación de antocianinas se debe realizar mediante una extracción con diferentes tipos de solventes aplicando el método solido-liquido Chirinos (2015), luego se procede a la concentración que generalmente se realiza por un rotavapor y posteriormente se cuantifica a 510 y 700 nm mediante espectrofotometría. El contar con un rotavapor que es un equipo necesario para la concentración de antocianinas dificultaría la determinación por sus altos costos, sin embargo, en la actualidad el uso de la tecnología de microondas es muy utilizado para realizar operaciones de extracción, secado, destilación, etc.

1.1 Objetivo general

- Evaluar los tres tipos de concentración mediante la asistencia de microondas (refrigerante, balón) y estufa.

1.2 Objetivo específico

- Caracterizar fisicoquímicamente la mashua (*Tropaeolum tuberosum*).
- Determinar el contenido total de antocianinas monoméricas, porcentaje polimérico, sólidos solubles y pardeamiento.
- Evaluar el color L* a* b*.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LA LITERATURA

2.1 Mashua (*Tropaeolum tuberosum*)

La mashua es uno de los tubérculos más importantes, después de la papa, es cosechada entre 3500 y 3800 msnm crece en suelos pobres y sin fertilizantes. En la Tabla 1 se presenta la clasificación taxonómica según Cuya (2009).

Rubio (2008) afirma el uso popular de la mashua mejora la salud; como el dolor de riñón e hígado, eccemas de la piel y trastornos de la próstata, las propiedades promotoras de salud en los tubérculos de mashua podrían estar relacionadas con el contenido de glucosinolatos.

Chirinos (2015) indica que los tubérculos mashua de color púrpura son ricos en antocianinas y antioxidantes.

Tabla 1.
Clasificación taxonómica de Tropaeolum tuberosum

| Clasificación taxonómica | |
|--------------------------|-----------------------------|
| Reino | Vegetal |
| División | Espermatofila |
| Clase | Dicotiledóneas |
| Orden | Geraniales |
| Familia | Tropaeolaceae |
| Género | Tropaeolum |
| Especie | <i>Tropaeolum tuberosum</i> |

Nota obtenido de (Cuya, 2009)



Figura 1. Materia prima (*Tropaeolum tuberosum*)

2.1.1 Descripción botánica

Ccama (1996) indica es una planta herbácea de 20 a 80 cm de alto, tallos aéreos, cilindros y delgados de 2 a 4 mm de diámetro, ramificados de color púrpura, hojas de color verde oscuro brillante en el haz y verde claro en el envés, flores de diferentes colores.

2.1.2 Medio de utilización del tubérculo

Mohamed (2013) afirma que la mashua se consume cocida, en sopas y estofados, es utilizado como antibiótico contra *Candida albicans*, *Escherichia coli* y *Staphylococcus*, repelentes de insectos. La mashua es muy escasa debido a que tiene poco valor comercial, y no es apetecida por el hombre, por su sabor picante cuando es crudo debido los isotiocianatos, que pierde durante la cocción.

2.1.3 Composición Química

Los tubérculos de mashua se caracterizan por poseer un alto valor nutricional, el cual supera a otros tubérculos menciona Ccama (1996). La composición fisicoquímica de mashua, se muestra en la Tabla 2.

Tabla 2.
Composición Fisicoquímica de Mashua Morada

| Composición | Unidades | (g/100g de muestra húmeda) | (g/100g de muestra seca) |
|---------------|----------|----------------------------|--------------------------|
| Humedad | % | 87.4 | |
| Proteínas | G | 1.5 | 9.17 |
| Grasa | G | 0.7 | |
| Carbohidratos | G | 9.8 | 75.4 |
| Fibra | G | 0.9 | 5.86 |
| Ceniza | G | 0.6 | 4.81 |
| Calcio | Mg | 12 | 6 |
| Fosforo | Mg | 29 | 320 |
| Hierro | Mg | 1 | 4.2 |
| Tiamina | Mg | 0.1 | 0 |
| Riboflavina | Mg | 0.12 | |
| Antocianinas | Mg | 58.3 | |

Nota: obtenido de Guevara (2018), Huaccho (2016) y (Chirinos (2008)

2.2 Concentración de extracto

Dhumal, Karale, & More (2015) define que la concentración de extracto de fruta, verdura requiere la eliminación parcial de agua sin cambios en los componentes sólidos, como azúcares de frutas, minerales y vitaminas, en la solución concentrada. Maskan (2006) menciona que el extracto concentrado asegura una mayor vida útil en el almacenamiento, así como una mejor conservación debido a la reducción de la actividad de agua.

Es una operación de unidad principal en la industria de procesamiento de frutas y es de importancia ya que determina la calidad del producto final, como el sabor, el color (Jio, Cassano, & Drioli, 2004).

Cassano, Jiao, & Drioli (2004) afirma que la concentración de extracto de fruta por método de concentración convencional da como resultado la degradación de color y la pérdida de la mayoría de los compuestos volátiles con una consiguiente disminución cualitativa notable debido a los efectos térmicos.

2.3 Compuestos fenólicos.

El término "fenólico" o "polifenol" se puede definir químicamente con uno o más anillos aromáticos y, al menos, un sustituyente hidroxilo. Incluidos los derivados funcionales (ésteres, éteres metílicos, glucósidos). La mayoría de los fenólicos tienen dos o más grupos hidroxilo y son sustancias bioactivas que ocurren ampliamente en las plantas alimenticias que son consumidas regularmente por un número considerable de personas Badui (2006).

Los compuestos fenólicos se pueden clasificar en tres grupos, fenoles simples y ácidos fenólicos, derivados del ácido hidroxicinámico y flavonoides. Los fenoles simples y los ácidos fenólicos. Los fenoles simples concluyen monofenoles como el p-cresol aislado de varias frutas (p. Ej., Frambuesa, mora) (2), 3-etilfenol y 3,4-dimetilfenol que son responsables del sabor ahumado de ciertos granos de cacao y difenoles. Como la hidroquinona, que es probablemente el fenol simple más extendido Badui (2006).

2.4 Los Flavonoides

El grupo individual más importante de fenólicos en los alimentos son los flavonoides que consisten principalmente en catequinas, proantocianinas, antocianinas y flavonas, flavonoles y sus glucósidos.

2.5 Antocianinas

Las antocianinas (en griego anthos significa flor y kyanos significa azul) son los pigmentos más importantes, perteneciente a la clase de compuestos fenólicos, están constituidas por una molécula de antocianidina, que es la aglicona, a la que se le une un azúcar por medio de un enlace β - glucosídico. Pertenece a una subclase de los flavonoides, son conocidos como flavonoides azules, contiene pocos grupos cromóforos, se han identificado 300 que son responsables de una gama muy amplia de colores; que se encuentran en muchas especies de plantas, incluida las uvas rojas Rivero (2008), frutas (arándanos, fresa, frambuesa) (Nicoué, 2007), papa morada (Oki, 2002). Se ha encontrado que estos pigmentos son el grupo más grande e importante de pigmentos solubles en agua.

2.5.1 Estructura química

Las antocianidinas (agliconas) son la estructura primordial de las antocianinas, Figura 2. Están formado por un anillo aromático [A]unido a un anillo heterocíclico que contiene oxígeno, y finalmente está unido por un enlace carbono- carbono a un tercer anillo

aromático [B] Kong y Brouillard (2003). Si las antocianidinas se encuentran en forma de glucósido (unido a un azúcar) se conocen como antocianinas.

| Antocianina | R ₃ | R _{3'} | R _{5'} |
|--------------------------|----------------|------------------|------------------|
| Pelargonidina | H | H | H |
| Cianidina | H | OH | H |
| Delpinidina | H | OH | OH |
| Peonidina | H | OCH ₃ | H |
| Petudinina | H | OCH ₃ | OH |
| Malvidina | Glc | OCH ₃ | OCH ₃ |
| Pelargonidina3-glucosido | Glc | H | H |
| Cianidina glucosido | 3- Glc | OH | H |
| Delpinidina glucosido | 3- Glc | OH | OH |
| Peonidina glucosido | 3- Glc | OCH ₃ | H |
| Petunidina glucosido | 3- Glc | OCH ₃ | OH |
| Malvidina glucosido | 3- Glc | OCH ₃ | OCH ₃ |

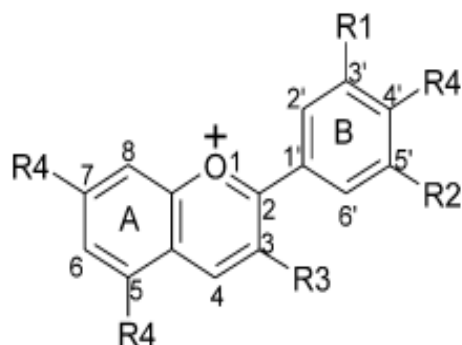


Figura 2. Estructura química de antocianinas
(Giusti & Wrolstad, 2001).

Las variedades de antocianinas presentes en la naturaleza, la diferencia primordial entre ellos son el número de grupos hidroxilados, la naturaleza y el número de azúcares unidos a su estructura. Se menciona la existencia de más de 500 antocianinas diferentes y 23 antocianidinas sin embargo solo seis son las más comunes, como se observa en la tabla 2 (Kong et al., 2003).

La presencia del color en las antocianinas depende de la cantidad de grupos hidroxilos (OH) y metóxilo (OCH₃) que se encuentra en el anillo [B] de cada antocianina (Zeiger & Taiz, 2006).

2.5.2 Aplicación de las antocianinas.

Las antocianinas son utilizadas en bebidas ácidas, jaleas, dulces y cosméticos. La adición de ácido ascórbico para el efecto de estabilización no es recomendada y la presencia de azúcares, especialmente la fructuosa, acelera el proceso de oscurecimiento.

2.6 Las antocianinas como colorantes naturales.

La seguridad de los pigmentos sintéticos ha estado en cuestión durante varios años, lo que lleva a un interés progresivo en el uso de compuestos colorantes naturales en el procesamiento y la fabricación de alimentos Jackma (1987). Un problema importante, es su inestabilidad inherente, especialmente en sistemas complejos como la comida. Las antocianinas muestran la mayor estabilidad en condiciones ácidas, pero en general son inestable y degradado por uno de varios mecanismos posibles para formar el primer incoloro, luego productos de color marrón insolubles. Estos cambios pueden ocurrir bajo condiciones normales de procesamiento y almacenamiento. Por lo tanto, un conocimiento de los factores que rigen la estabilidad de las antocianinas, y los posibles mecanismos de que pueden degradarse, es importante si estos pigmentos se van a utilizar como ingredientes en la fabricación de productos para los que se conserva la máxima retención de color deseado durante toda su vida útil.

2.7 Factores que afectan su estabilidad

La presencia de diversos factores que influyen en la estabilidad de las antocianinas, en consecuencia, las estructuras de las antocianinas se ven afectadas en diversas etapas de un proceso tecnológico,

A. pH.

El pH es un factor que influye en su estructura y por tanto en su estabilidad. A pH 1 predomina el catión flavilio que es de color rojo y es la forma más estable de las antocianinas, en pH 2 y 4 ocurre la pérdida de un protón y adición de agua encontrándose las antocianinas preferentemente bajo las formas quinodales de color azul, pH entre 5 y 6 se observan las especies pseudobase carbinol, que es incolora, pH superior a 7 se produce la degradación rápida de las antocianinas por oxidación con el aire (Moldovan, 2012).

Las frutas y las hortalizas frescas tienen un pH entre 4 y 6, tiene una mezcla en equilibrio de las formas catión flavilio, bases quinodales y carbinol (Bordignon, 2009).

Castagnini (2016) menciona que en el estudio de degradación de antocianinas presentes en extractos de arándanos agrios (*Viburnum opulus L.*) durante el almacenamiento a los pH 3 y 7, obtuvieron que la mayor degradación se produjo con el valor bajo de pH. Laleh (2006) indica que la influencia del pH en extractos de antocianinas de 4 especies de berberís cuando más bajo fue el pH menor fue la degradación de antocianinas.

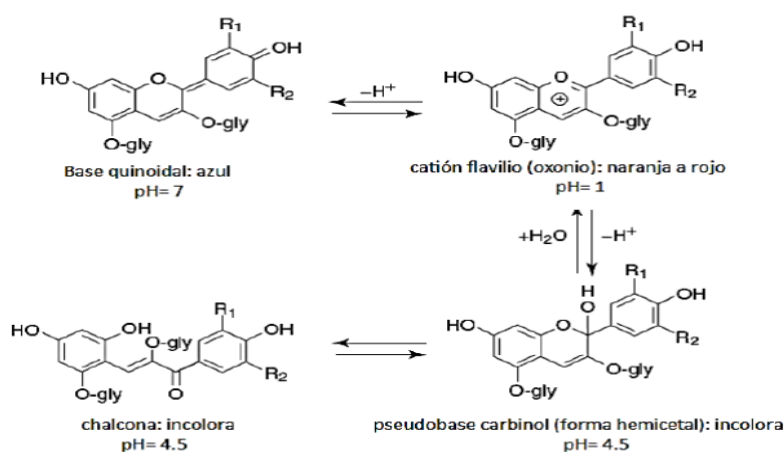


Figura 3. Estructura química de antocianinas establecidas en diferentes soluciones de pHs (Giusti & Wrolstad, 2001)

B. Temperatura

Es uno de los factores críticos que influyen en la degradación de antocianinas. Las conversiones estructurales de las antocianinas son reacciones endotérmicas. Tienen una resistencia a procesos térmicos de altas temperaturas durante tiempos cortos. A temperaturas encima de los 60 °C se degradan según una cinética de primer orden. Por lo tanto, las antocianinas altamente hidrolizadas son menos estables térmicamente que las mutiladas, glicosidadas o acetiladas.

Yang (2010) menciona la extracción de antocianinas de maíz morado a temperaturas entre 25 °C y 90 °C. Obtuvo el mayor rendimiento de extracción a temperatura entre 75 °C y 90 °C.

Ahmed (2011) estudio la optimización de las condiciones de extracción de antocianinas de batata morada donde el rango de temperatura fue 40°C y 80°C obteniendo la mejor extracción de 75°C. (Cacace, 2003) menciona en la extracción de antocianinas de grosellas negras menciona el efecto de la temperatura de extracción en el rango de 8 °C y 74°C, obteniendo los mayores rendimientos a 30°C- 35°C.

C. Agua

El agua puede actuar como nucleófilo y atacar el catión flavilio formando la base carbinol incolora. La degradación puede variar dependiendo de la concentración de azúcares.

La presencia de concentraciones altas de azúcares, la actividad de agua es baja, en consecuencia, las moléculas de agua tienen menores posibilidades de atacar el catión flavilio para formar la base carbinol. Sin embargo, cuando los azúcares se encuentran en bajas concentraciones la actividad de agua no se ve afectada, por lo que sus productos de degradación (hidroximetilfurfural y furfural) acelerando la degradación de antocianinas (Lewis, 1995).

Las moléculas de agua intervienen en reacciones que deterioran las antocianinas, resulta conveniente su eliminación para disminuir las probabilidades de ataque nucleofílico al catión flavilio.

D. Copigmentación

Es uno de los principales factores que estabilizan la estructura del catión flavilio. Las formas coloreadas de las antocianinas pueden estabilizarse por interacción con componentes, llamados copigmentos que existen en las células de flores y frutas (Kopjar, 2011).

Los copigmentos están presentes en flavonoides, polifenoles, alcaloides, aminoácidos, ácidos orgánicos y grupos acilo aromático.

La copigmentación se lleva a cabo en un rango de pH ácido. En la copigmentación intermolecular se sugiere que las antocianinas y los copigmentos pueden ser flavonoides incoloros y entre otros compuestos fenólicos que interactúan a través de enlaces de hidrogeno e interacciones hidrofóbicas débiles. Este tipo de copigmentación puede producirse tanto con el catión de flavilio como con las formas de base quinonoidal de la antocianina (Rein, 2005)

En la copigmentación intramolecular el copigmento es parte de la molécula de antocianina y consiste en un grupo acilo que está unido covalentemente a un resto de glucósido de la antocianina. En esta última, los residuos aromáticos de grupos acilo interactúan con el catión flavilio cargado positivamente, a través de interacciones hidrofóbicas, formando una conformación apilada tipo sándwich. En esta conformación tipo sándwich, los residuos de glucósidos son considerados como espaciadores, que permiten el plegado del grupo acilo en la aglicona (Sari, 2012).

E. Oxígeno

Las antocianinas pueden oxidarse por presencia de oxígeno o a través de una oxidación indirecta en la que estas reaccionan con compuestos que han sido previamente oxidados dando a un color marrón, pueden reaccionar con radicales de oxígeno actuando como antioxidantes. Estos mecanismos de oxidación se ven favorecidos por la presencia de altas temperaturas Rein (2005).

La presencia de oxígeno, el ácido ascórbico destruye a las antocianinas, formando peróxido de hidrógeno. Esta reacción se acelera en presencia de cobre y es inhibida en presencia de flavonoles como la quercetina. El peróxido de hidrógeno actúa rompiendo el anillo de pirilio de la antocianina por un ataque nucleofílico en C-2 produciendo ésteres incoloros y derivados de la cumarina. Estos productos de degradación son totalmente destruidos y polimerizados para formar precipitados de color café.

Wrolstad (2005) publicó que las condiciones que favorecen la oxidación aeróbica del ácido ascórbico en jugo de fresa y en sistemas modelo que contenían pelargonidina-3-glucósido, proveniente de la fresa, causaban grandes pérdidas de antocianinas, pero cuando el oxígeno era excluido del sistema no se observaba deterioro del color. También señaló un efecto sinérgico entre el ácido ascórbico y el oxígeno sobre la degradación de la pelargonidina-3-glucósido en solución.

F. Luz

Ozela (2007) menciona que el efecto de la luz sobre la estabilidad de las antocianinas en extracto de espinaca concluyó que la luz ejerce un efecto adverso sobre su estabilidad.

2.8 Propiedades de las antocianinas

(Ortíz & Reza (2011) menciona que las antocianinas son un grupo de polifenoles que se encuentran bajo diferentes estructuras de acuerdo con el pH medio y supuestamente se absorben a nivel gástrico, posiblemente a través de la bilitraslocase.

Las antocianinas modifican las actividades celulares y tisulares que influyen en diversos sistemas asociados con los beneficios para la salud; anticancerígeno, metabólicas y neuronales.

2.9 Extracción de antocianinas

La característica polar de las antocianinas permite su solubilidad en varios tipos de disolventes polares; como el metanol, etanol, acetona y agua destilada. La extracción de

antocianinas con disolventes es el primer paso para determinar las antocianinas totales y la caracterización correspondiente (Kerio, 2012).

2.10 Extracción solido-liquido.

La extracción por solvente es un proceso diseñado para separar compuestos fenólicos solubles por difusión de una matriz sólida (tejido vegetal) utilizando una matriz líquida (solvente). Este proceso se emplea ampliamente para la extracción fenólica de diversos materiales vegetales. Muchos factores contribuyen a la eficiencia del proceso de extracción con solvente: tipo de solvente, pH, temperatura, número de pasos de extracción, relación solvente / sólido y tamaño de partícula de la matriz sólida.

2.11 Factores influyentes en la extracción

2.11.1 Tamaño de partícula

Un sólido con mayor tamaño de partícula interfiere en la extracción porque no existe una libre circulación del fluido; en consecuencia, es primordial encontrar el tamaño de partícula que nos brinde para una buena extracción Ullauri (2010). Cortó papas moradas en trozos de aproximadamente 0.2 cm para su extracción Muhamad & Mohd (2015).

2.11.2 Temperatura

La temperatura es también otro factor en la desestabilización de estructura molecular de antocianina. Con el aumento de la temperatura hay mayor grado en la destrucción de las antocianinas, ocasionando la hidrolización de la estructura de 3- glucósido Khayami (2006).

Gartaula & Karki (2013) indican la temperatura de extracción para rosella a 70 °C dio mayor rendimiento 66 mg/100 g de antocianinas, mientras que a 90 °C se produjo la degradación de antocianinas.

2.11.3 Tiempo

Gartaula & Karki (2013) mencionan que el tiempo ha sido considerado como el factor de menor incidencia en el proceso de obtención de antocianinas. En la extracción de antocianinas de papa por solido-líquido el tiempo fue de 60 minutos obtuvo mayor rendimiento de 58mg/100 g.

2.11.4 Solvente

Centeno (2003) indica que el solvente más usual en la extracción es el agua; sin embargo, en las extracciones anteriores se ha visto la mezcla de agua con alcohol (etanol, metanol en diferentes porcentajes) favorecen el rendimiento de la extracción.

2.11.5 Agua

Gil (2008) menciona al agua con gran habilidad para disolver sustancias iónicas y sustancias polares. Las moléculas polares se intercalan con facilidad entre las moléculas de agua, al interactuar sus dipolos entre ellas, de manera semejante a la forma en que interactúan entre las moléculas de agua.

2.11.6 Etanol

Etanol la fórmula química es $CH_3 - CH_2OH$, su uso no es solo como un disolvente natural, también su uso como reactivo industrial, usos domésticos (Agroindustrial, 2004).

2.11.7 Metanol

También conocido con el nombre de alcohol metílico. Su fórmula química es CH_3OH , teniendo una estructura química muy similar a la del agua, diferenciándose tan solo en ángulos en enlace. Su punto de fusión es de $-97^{\circ}C$ y punto de ebullición de $65^{\circ}C$ podemos deducir que se trata de un líquido volátil, posee un peso molecular parecido al etano.

2.12 Microondas.

El empleo de microondas como fuentes de energía de reacciones químicas y bioquímicas es ampliamente utilizado en procesos industriales, para la extracción de aceites esenciales mediante la asistencia de microondas incorporado el equipo de hidrodestilación, el tiempo es corto que el método por destilación.

Liu et al., (2019) desarrollaron la extracción mejorada de antocianinas por la asistencia de microondas a 320 watts de potencia durante 8 minutos, el rendimiento de antocianinas fue de 31.16 mg/100g.

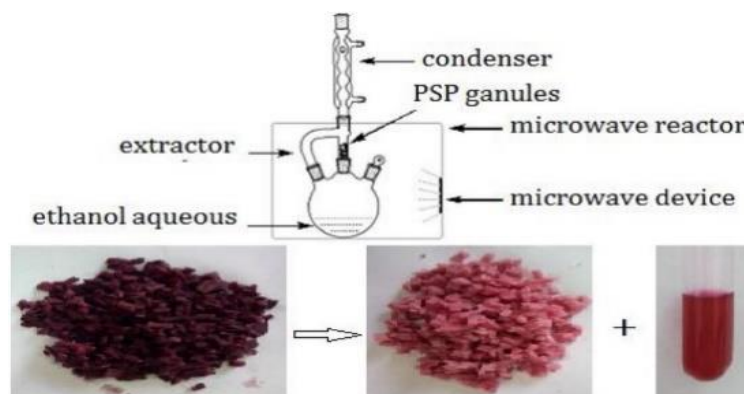


Figura 4. Extracción asistida por microondas
Fuente: Liu et al., (2019)

Muhamad & Mohd (2015) extrajeron antocianinas de grosellas negras mediante la asistencia de microondas durante 10 minutos con 700 watts de potencia teniendo 20.4 mg/g de antocianinas monoméricas.

Yang (2010) optimizó la extracción asistida por microondas de mazorca de maíz morado en 19 minutos con 555 watts de potencia obteniendo el contenido total de antocianinas 185.1 mg/g.

2.12.1 Concentración asistida por microondas.

La energía de microondas tiene una clara ventaja en el procesamiento térmico, debido a que el calor se genera dentro de la muestra por la reorientación de los dipolos, lo que a su vez causa fricción en las moléculas de agua y genera calor, la aplicación de energía de microondas que proporciona un calentamiento rápido (Assawarachan & Noomhorm, 2010).

Se realizó un montaje de destilación (refrigerante) con el uso de microondas (Figura 5) como fuente calórica para llevar el extracto de antocianina al punto de ebullición, programándose a una potencia de 60 watts durante 15 minutos y realizando concentración para un volumen de 100 ml de antocianina.

Para el montaje del sistema fue necesario la realización de un orificio superior e inferior en el microondas, se utilizó el soporte universal para sujetar la botella invertida añadido de un kit de suero.



Figura 5. Concentración de antocianinas asistida microondas refrigerante

En seguida se realizó un orificio superior en el microondas para adaptar un balón de destilación a potencia de 60 watts durante 7 minutos con 100 ml de antocianinas (Figura 6).

Para la concentración mediante la estufa se programó a una temperatura de 30 °C durante 30 minutos, en un vaso precipitado de 100 ml con 100 ml extracto de antocianinas.



Figura 6. Microondas con balón de destilación 100 ml

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Lugar de ejecución

La investigación se ejecutó en el Centro de Investigación en Tecnología de Alimentos (CITAL), de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura de la Universidad Peruana Unión Filial-Juliaca (Carretera Arequipa Km 6 -Juliaca).

3.2 Materiales, reactivos y equipos

3.2.1 Materia prima

La materia prima que se utilizó para este proyecto, fue la mashua (*Tropaeolum tuberosum*) de la variedad negra provenientes del distrito de Santa Rosa, Provincia Melgar (4000 msnm).

3.2.2 Materiales.

- Vasos precipitados de 500, 100 y 50 ml (Pírex).
- Pipeta de 5 y 10 ml (Giardina).
- Fiolas de 50 y 500 ml (Boeco).
- Probeta de 10, 50 y 100ml (Boeco).
- Tubos de ensayo (Pírex).
- Gradilla para tubos de ensayo.
- Micro pipetas.
- Papel filtro.
- Cubeta para espectrofotómetro.

3.2.3 Reactivos.

- Etanol 96%
- Ácido cítrico 0.01%
- 0.025 M cloruro de potasio a pH 1.0
- 0.4M de acetato de sodio a pH 4.5
- Ácido clorhídrico (HCL 0.1 M)
- Bisulfito
- Agua destilada

3.2.4 Equipos

- Espectrofotómetro (Genesys - China).
- Balanza analítica (Henkel, Hen-0.01-1000, 1000g - China).
- Refractómetro (Atago – Tokio, Japón).
- pH-metro (Termofix - Belgica).
- Micropipeta (Microlip).
- Estufa (Memmert – UN6200, Alemania).
- Microondas.

3.3 Análisis fisicoquímico.

- **Humedad:** Método de la AOAC (1995).
- **pH:** Método de la AOAC (2000).
- **Acidez:** Método de la AOAC (2000).
- **Sólidos solubles:** Método refractómetro a temperatura ambiente (NTP 203.072, 1977).
- **Índice de madurez:** Método (relación °Brix/Acidez).

3.4 Extracción de Antocianinas.

Para la extracción de antocianinas se desarrolló con el método propuesto por (Giusti & Wrolstad (2001) Figura 7 consistió en la extracción de alícuota de antocianinas.

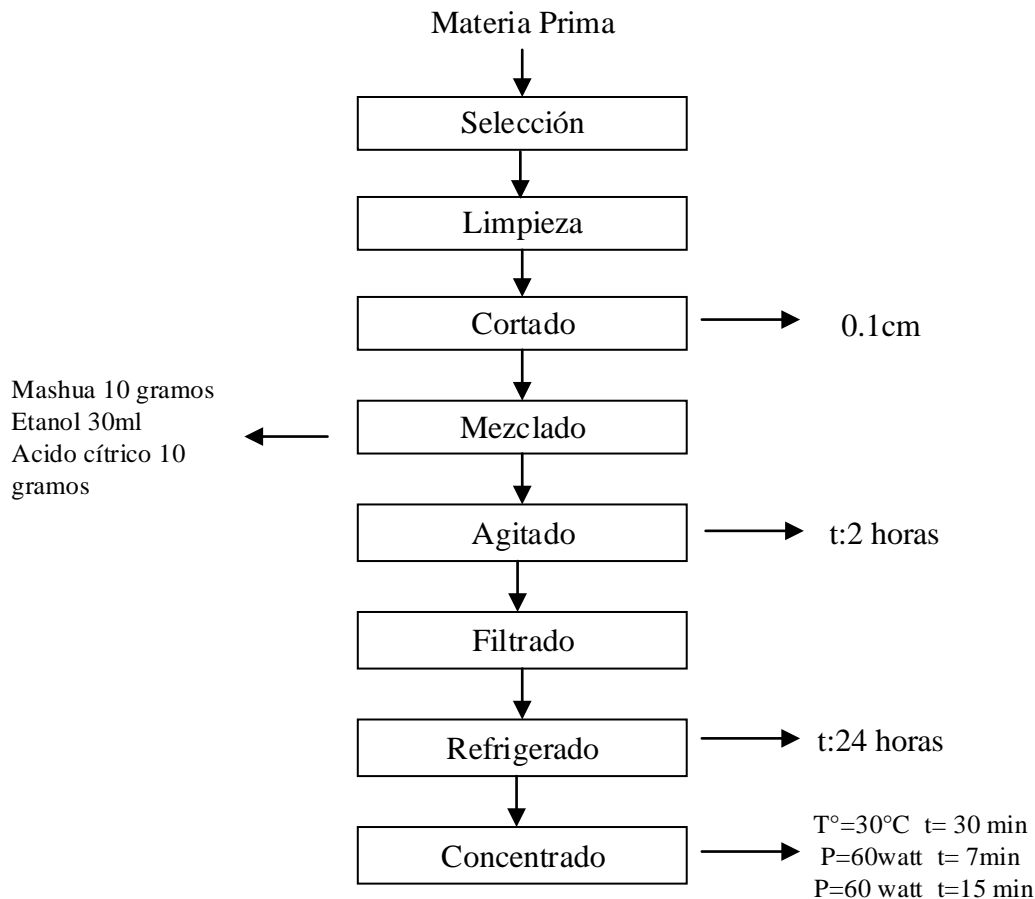


Figura 7. Diagrama de flujo para la extracción de antocianinas de mashua negra

3.4.1 Descripción del flujo de proceso

- **Recepción de la materia prima:** La materia prima que se utilizó fue la mashua procedente de la Provincia melgar región Puno.
- **Selección:** Esta operación se realizó manualmente, con el fin de separar mashua deteriorada.
- **Lavado:** Este proceso se realizó en chorros de agua potable hasta eliminar impurezas presentes en la superficie de mashua.
- **Cortado:** Se efectuaron con un cuchillo separando en trozos pequeños.
- **Pesado:** Se pesó 10g de mashua en una balanza analítica, para realizar la dilución.
- **Extracción:** La extracción de antocianinas totales se realizó mediante el método solido- liquido, con 10 gramos mashua se sumergieron en 10 ml de agua destilada, se agitó durante 10 minutos, luego se añadió etanol 30ml acidificado con 10 % de ácido cítrico (ajuste de pH = 2 con ácido cítrico) en un matraz de base redondo 50 ml.

- **Agitado:** Se agitó durante 30 minutos con la finalidad de mantener una distribución uniforme en la muestra y solución.
- **Envasado:** Las muestras obtenidas se llenó en frascos de color ámbar (limpio y desinfectado) con la finalidad de evitar el contacto con la luz, posteriormente filtrarlo.
- **Filtrado:** Para separar la torta del extracto de antocianinas totales esta operación se utilizó papel Whatman N°1
- **Refrigerado:** Se llevó el frasco oscuro de forma invertida a refrigeración durante 48 horas y el sobrenadante, se recogió para la concentración.
- **Concentración mediante microondas:** Para la concentración se usó microondas realizando dos orificios en la parte superior e inferior del microondas para adaptar el equipo de destilación (refrigerante, mangueras y bomba de agua), un soporte universal para sostener una botella invertida (insertada con kit de suero), con potencia de (60 y 60 Watt), tiempo de (7 y 15 min) para cada uno con 100 ml de alícuota de antocianina.

3.5 Antocianinas monoméricas.

Para determinar la concentración total de antocianinas monoméricas se utilizó el método pH diferencial indicado por Giusti & Wrolstad (2001). El contenido de antocianinas se determinó por el cambio de absorbancia a dos pHs diferentes.

La metodología para determinar la concentración de antocianinas por pH diferencial se indica a continuación.

a) Preparación de Buffers

- Buffer cloruro de potasio 0.025M pH 1.0; se mezcló 1.86g de KCL en 980 ml de agua destilada en un vaso precipitado. Se midió el pH y se ajustó a 1.0 con HCl concentrado.
- Buffer acetato de sodio 0.4 M pH 4.5, se mezcló 54.43 g de $\text{CO}_2\text{Na}_3\text{H}_2\text{O}$ y 960 ml de agua destilada en vaso precipitado. Se midió el pH y se ajustó a 4.5 con HCl concentrado.

b) Preparación de solución Lectura

- La muestra adaptada se diluyó en los buffers pH 1.0 (cloruro de potasio) y buffer pH 4.5 (acetato de sodio). La dilución debe ser tal que la muestra a pH 1.0 tenga una absorbancia menor a 1.0 y preferentemente en el rango de 0.4 a 0.6. El factor de dilución fue el mismo para ambas muestras (pH 1.0 y pH 4.5).
- Determinación de longitud de onda de máxima absorbancia de la antocianina.

c) Lectura en el Espectrofotómetro

- Se añadió una porción de la solución de lectura en el cubo de cuarzo, y en otro de blanco (agua destilada). En un espectrofotómetro - UV fueron utilizadas las mediciones espectrales a 510 y 700 nm.

$$\text{Total de antocianinas } \frac{\text{mg}}{\text{ml}} = \frac{(A \times MW \times DF \times VWt)}{(\epsilon \times l)} \dots (1)$$

Donde:

A = Absorbancia de la muestra (A510-A700) pH 1.0 – (A510-A700) pH 4.5

MW = (Peso molecular) = 449.2 g / mol para cianidina-3- glucósido.

DF = Es el factor de dilución.

V = Volumen final en ml.

Wt= Peso de la muestra en mg.

ϵ = 26.900 coeficientes de extinción molar para cianidina – 3- glucósido.

l = Grosor de la cubeta (1cm).

3.6 Índice de degradación de antocianinas

Para determinar el índice de degradación de antocianinas se utilizó el método propuesto por Giusti & Wrolstad (2001).

a) Preparación de la solución de Bisulfito

- Se disolvió 1 g de metabisulfito.

b) Preparación de solución de lectura

- Se terminó el factor de dilución apropiado para la muestra diluyéndolo con tampón de cloruro de potasio 0.025 M, pH 1.0 hasta que la absorbancia de la muestra estuviera dentro del rango lineal del espectrofotómetro.
- Se llevó a cero el espectrofotómetro con agua destilada en todas las longitudes de onda que se utilizaron (420nm, 510 nm y 700 nm).
- Se diluyo la muestra con agua destilada usando el factor de dilución que se había determinado. Seguidamente se transfirió 2.8 ml de la muestra diluida a cada una de las cubetas. Agregando 0.2 ml de solución de bisulfito a una y 0.2 ml de agua destilada a la otra. Finalmente se equilibró por 15 minutos.
- Se midió la absorbancia de ambas muestras a 420 nm, 510 nm y 700nm, contra una celda en blanco llena de agua destilada.
- Se cuantificó la densidad de color de la muestra de control de la siguiente manera.

$$\text{Densidad de color} = [(A_{420\text{nm}} - A_{700\text{nm}}) + (A_{510\text{nm}} - A_{700\text{nm}}) * \text{FD}] \dots\dots\dots(2)$$

3.7 Color polimérico

- Se calculó el color polimérico de la muestra blanqueada con bisulfito de la siguiente manera:

$$\text{Color polimérico} = [(A_{420\text{nm}} - A_{700\text{nm}}) + (A_{510\text{nm}} - A_{700\text{nm}}) * \text{FD}] \dots(3)$$

- Se determinó el porcentaje de color polimérico:

$$\text{Porcentaje de color polimérico} = \left[\frac{\text{color polimérico}}{\text{densidad de calor}} \right] \dots\dots\dots (4)$$

3.8 Determinación de sólidos solubles

Se midió los sólidos solubles totales (°Brix) con un refractómetro digital Hanna MoH1 96801.

3.9 Análisis estadístico

La presente investigación fue experimental, donde se estudió los 3 tipos de concentración: refrigerante en microondas, balón en microondas y estufa, aplicando un diseño completamente aleatorio donde antes de ser evaluado el ANOVA, se realizó las pruebas de Levene y Shapiro Willk para comprobar que se trata de una prueba paramétrica. El ANOVA de un solo factor seguido de la prueba de comparación de medias (Test de Tukey) se aplicó cuando se cumplieron los supuestos mencionados. Cuando este no fue el caso, se analizó los datos mediante las pruebas no paramétricas (Kruskal-Wallis). Los análisis estadísticos se realizaron con el software Statistica 13.0 (Statsoft, EE.UU) y las diferencias significativas se establecieron en $p < 0.05$.

Tabla 3.

Tratamientos experimentales de mashua

| Tipos Concentración | Variables de Respuesta | | | | |
|------------------------|------------------------|-----------------|---------------------|---------------------------|-------|
| | Antocianinas | % polimérico | Solidos solubles | Índice de pardeamiento | Color |
| Refrigerante | T1 | T1 | T1 | T1 | T1 |
| | T2 | T2 | T2 | T2 | T2 |
| | T3 | T3 | T3 | T3 | T3 |
| | T4 | T4 | T4 | T4 | T4 |
| | T5 | T5 | T5 | T5 | T5 |
| Balón | T1 | T1 | T1 | T1 | T1 |
| | T2 | T2 | T2 | T2 | T2 |
| | T3 | T3 | T3 | T3 | T3 |
| | T4 | T4 | T4 | T4 | T4 |
| | T5 | T5 | T5 | T5 | T5 |
| Estufa | T1 | T1 | T1 | T1 | T1 |
| | T2 | T2 | T2 | T2 | T2 |
| | T3 | T3 | T3 | T3 | T3 |
| | T4 | T4 | T4 | T4 | T4 |
| | T5 | T5 | T5 | T5 | T5 |

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Características fisicoquímicas de mashua

Se presenta los resultados de los análisis fisicoquímicos de la mashua en la Tabla 4, el índice de madurez de la mashua en estudio fue 4.1, este resultado está de acuerdo con la información de Ccama (1996) y (Quispe, 1997), los cuales reportan datos de índice de madurez de 4.10 a 4.25, éste dato podría deberse a que la materia prima fue cosechada en el mes de setiembre, que corresponde a la época normal de cosecha.

Tabla 4.

Resultado de la caracterización fisicoquímica de mashua negra

| Índice de madurez | pH | Acidez (de ác.citrico/100 ml muestra) | Sólidos solubles (°Brix) | Humedad (%) |
|-------------------|------|---------------------------------------|--------------------------|-------------|
| 4.1 | 7.00 | 2.44 | 10.1 | 79.15 |

El valor de pH obtenido fue de 7.00 el cual coincide con el dato informado por Cuya (2009), Encinas (2018) y Patiño (2019), los cuales reportan datos de 6.02 a 7.00.

El pH obtenido se puede atribuir al proceso de maduración de la mashua después del soleado, además el metabolismo de los compuestos fenólicos, el contenido de azúcares solubles y los ácidos grasos contribuyen indirectamente en el cambio del pH durante la maduración. El aumento de pH ocurre debido a la reducción de la acidez, la relación entre pH y acidez no siempre puede ser directa, teniendo en cuenta que el pH interactúa con los componentes de la mashua como las sales y tejidos (Taipe, 2017).

La mashua en estudio obtuvo una acidez de 2.00 g. de ác. Cítrico/100ml muestra, no se encontraron reportes sobre la acidez de mashua, el resultado de la acidez indica la maduración de la mashua durante el soleado debido a la sensibilidad de ácido oxálico a temperaturas altas, dando lugar en el tubérculo con el cambio de coloración y sabor dulce por la concentración de sólidos solubles. Así mismo Taipe (2017) señala que la disminución de la acidez podría deberse a la hidrosolubilidad de los glucosinolatos presentes en la mashua.

Los sólidos solubles de mashua en estudio fue 10.1, este dato coincide con los resultados de Encinas (2014), Paucar (2014) y Patiño (2019) quienes reportan sólidos solubles en un rango de 6.61 - 8.0. Nieto (2003) indica que los sólidos solubles son influidos por el nivel de fertilización de los suelos de los lugares de producción de mashua. A medida que incrementa el índice de madurez se presenta un aumento en los sólidos solubles, este comportamiento en los sólidos solubles, se explica por las hidrolisis de diversos polisacáridos estructurales tales como el almidón, pectina, en consecuencia se acumulan azúcares, principalmente glucosa, fructosa y sacarosa.

La humedad se encontró en un valor de 79.15%, cifra coincide con los reporte de Ccama (1996), Encinas (2014) y Patiño (2019) quienes obtuvieron el porcentaje de humedad de mashua de 79 a 94 %, este resultado se debe al tiempo y a las condiciones de almacenamiento.

4.2 Análisis de la concentración de antocianinas

4.2.1 Cuantificación de antocianina (mg cianidina 3 glucósido/ml)

Los resultados en cuanto a la cuantificación de antocianina monomérica se muestra en la Figura 8. El tratamiento con mayor rendimiento fue el tratamiento balón (TB) con 54.2 mg de cianidina 3 glucósido/ml a una potencia de 60 Watt por 7 minutos, cifra que coincide con Saona, Giusti, & Wrolstad (1998) ellos tuvieron como resultado el contenido de antocianinas en tubérculos de 8 a 80 mg/ml. Por otro lado Chirinos et al. (2008) quienes trabajaron con un rotavapor a 45°C en un tiempo de 30 min, cuantificaron antocianina de mashua en cantidades de 50 mg (cianidina 3-glucósido/100 ml, el resultado es menor a lo obtenido en la investigación presente, entonces se puede afirmar que la degradación de las antocianinas utilizando el microondas es menor que la del método de concentración por rotavapor, estos resultados demuestran la dependencia del tiempo de concentración en las antocianinas Scalzo (2008).

La cuantificación de antocianinas monoméricas en diferentes tratamientos se indica en el Anexo C, los tratamientos tienen un p-valor de 0.002 siendo menor a 0.05, por lo cual se concluye que existe diferencia entre los tratamientos, entonces se procedió a hacer una prueba de comparaciones múltiples (Figura 8).

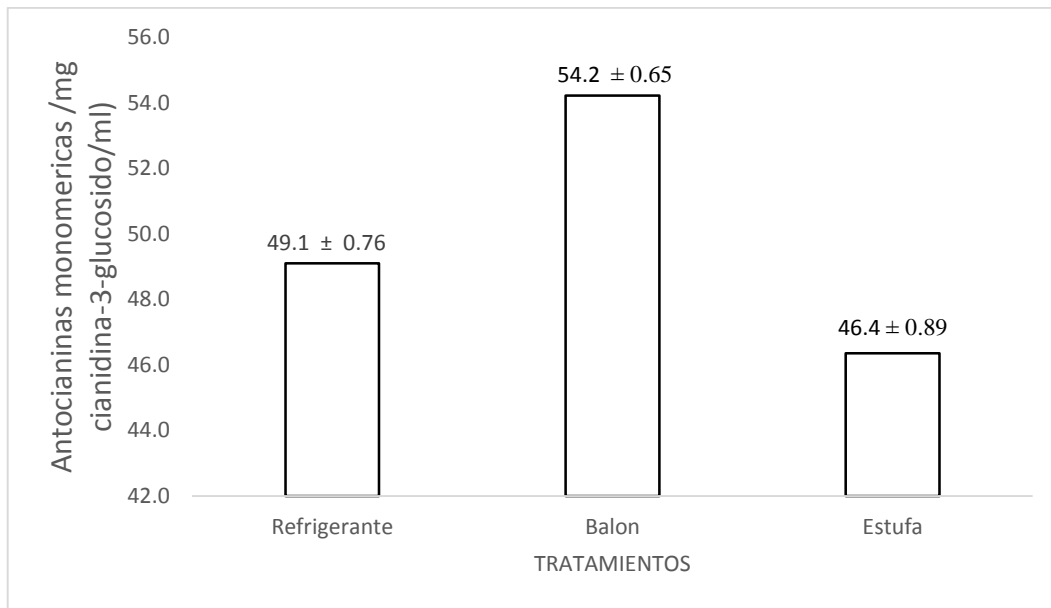


Figura 8. Gráfico de la Cuantificación de Antocianinas respecto a los 3 tratamientos

La CAM de los tratamientos refrigerante (TR) Y tratamiento estufa (TE) alcanzaron resultados similares (49.1 y 46.3 mg de cianidina 3 glucósido/100 ml respectivamente), la antocianina TB a una potencia de 60 watt en un tiempo de 7 minutos es de 54.2 mg/100 ml. Schwartz (2006) reportó 45 mg/ml de CAM, en el trabajo de Chirinos et al. (2008) la CAM fue de 44.9 mg/ml, resultados que se asemejan con la investigación presente. La CAM de TR obtuvieron resultados 49.1 mg/ml a una potencia de 60 watt en un tiempo de 15 minutos, a diferencia del TE que fueron el menor rendimiento con 46.3 mg/ml (CAM), a una temperatura de 30°C por 30 minutos.

Las antocianinas normalmente son estables a valores de pH entre 1 y 4, si son mayores a los pHs mencionados sufren transformaciones estructurales reversibles con un cambio en el pH. La forma estructural predominante de antocianinas presentes en diferentes niveles de pH de color rojo y morado predomina a pH 2. Generalmente se degradan por encima de pH 7.

Zhang, Jiang, & Zhou (2018) afirman que la rápida destrucción de antocianinas a temperaturas más altas podría deberse a la hidrolización de la estructura de 3-glucósido, que tiene un efecto protector en las antocianinas inestable.

La constante velocidad de concentración en el microondas calienta la comida directamente sin la necesidad de un fluido intermedio. Por lo tanto, la concentración por microondas es rápido, efectivo y económico. La concentración por microondas se basa en la transformación de la energía térmica al afectar las moléculas polares de un material.

La característica más importante del calentamiento por microondas es la concentración volumétrica. La concentración convencional ocurre por convección seguido de conducción donde el calor debe difundirse desde la superficie del material. El calentamiento volumétrico significa que los materiales pueden absorber energía del microondas directamente e internamente y convertirla en calor (Assawarachan & Noomhorm, 2010).

4.2.2 Antocianina polimérica (%)

En la Figura 9 se observa los resultados en cuanto al porcentaje de antocianina polimérica, donde el tratamiento con mayor rendimiento fue los TB y TE con 11.21% y 11.16%, Giusti & Wrolstad (2001) mencionan que los extractos acuosos de antocianinas de frutas, vegetales y tubérculos deben tener un bajo porcentaje de color polimérico generalmente menos del 10 %, sin embargo, comparado con Giusti (2015), quien determinó el porcentaje de antocianina polimérica de papa morada, fue mayor (12.4%). El color polimérico en las muestras de papa podría atribuirse a las reacciones de polimerización durante la concentración y el almacenamiento, así como alguna posibilidad de actividad enzimática residual durante la extracción. Así mismo el TE alcanzó un rendimiento de 9.97. Cabe mencionar que, en el presente estudio, la mashua se almacenó durante muy poco tiempo después de la cosecha (6 °C durante 3 días) antes del procesamiento.

El porcentaje de antocianinas poliméricas en diferentes tratamientos se indica en el Anexo D, los tratamientos tienen una prueba de significancia de 0.002 siendo menor a ($p < 0.05$) por lo cual se concluye que existe diferencia entre los tratamientos, entonces se procedió a hacer una prueba de comparaciones múltiples (Figura 9).

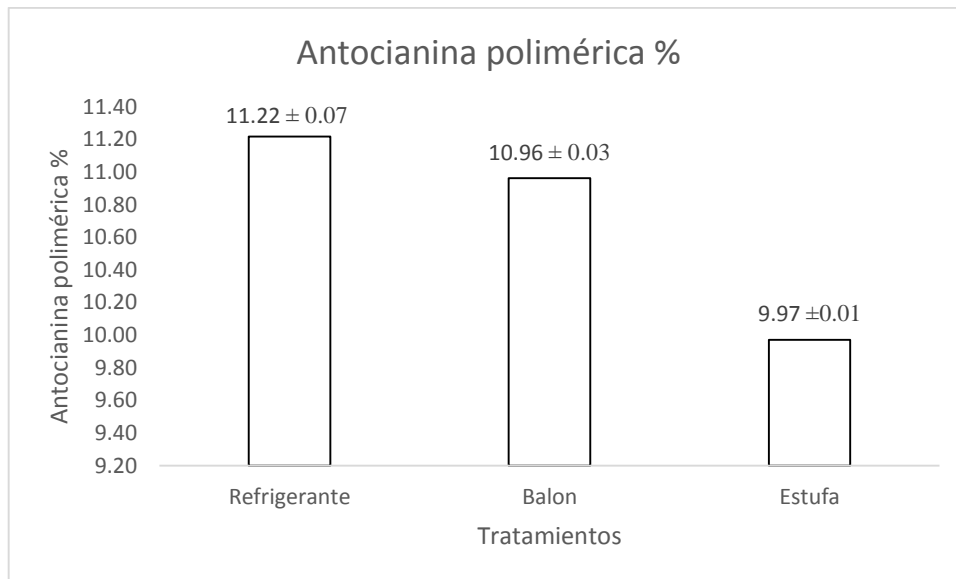


Figura 9. Gráfico del porcentaje de Antocianinas Poliméricas respecto a los 3 tratamientos

El color en las muestras de mashua podría atribuirse a las reacciones durante la extracción y concentración la interacción de la temperatura y tiempo influyen en cuanto al porcentaje de antocianinas.

El porcentaje del color polimérico es una medida de la resistencia de las antocianinas al blanqueo con bisulfito y muestra el grado de polimerización de antocianinas poliméricas durante el procesamiento. La polimerización son reacciones importantes durante el tratamiento térmico. Van generalmente acompañadas de un descenso de yodo y un incremento de la masa molecular relativa, la viscosidad y el índice de refracción (Turfan, 2011).

4.2.3 Sólidos solubles (Grados °Brix)

El contenido de sólidos solubles se aprecia en la Figura 10, donde los tratamientos con mayor rendimiento fueron el TB y TR con de 23 °Brix en 60 watt por 7 min, 21.0 °Brix en 60 watt por 15 min seguido por el tratamiento en estufa fue menor con 19.0 °Brix en 30 °C por 30 minutos.

Contenido de sólidos solubles en diferentes tratamientos se indica en el Anexo E, los tratamientos tienen una prueba de significancia de 0.001 siendo menor a ($p < 0.05$) por el cual se concluye que existe diferencia entre los tratamientos, a continuación, se procedió a hacer una prueba de comparaciones múltiples (Figura 10).

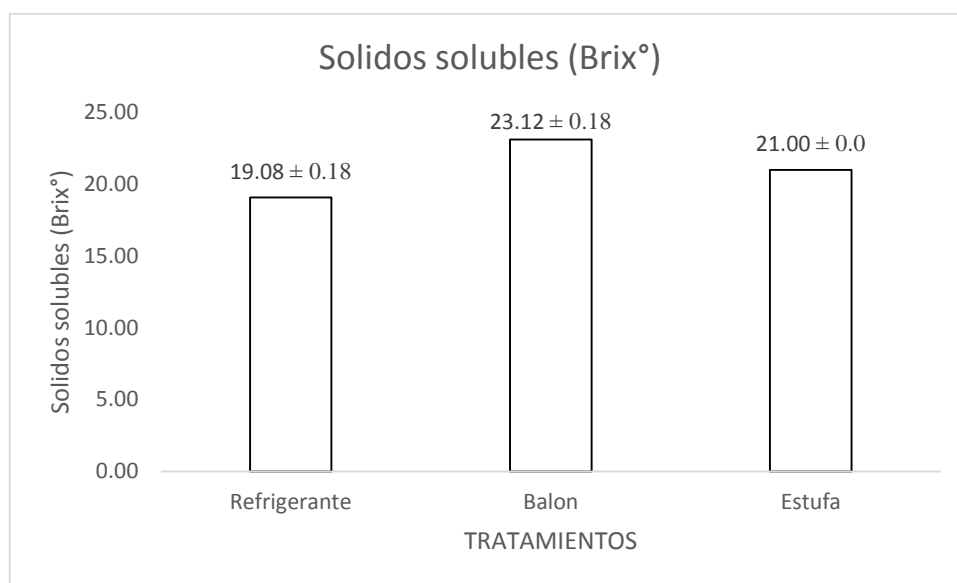


Figura 10. Gráfico de Sólidos solubles con respecto a los 3 tratamientos

Song *et al.* (2018) informan que el contenido de sólidos solubles contribuyó no sólo al efecto protector de las antocianinas sino también a la reducción del pardeamiento por la polifenoloxidasas. Sugirieron que la protección de las antocianinas y la prevención del pardeamiento por las altas concentraciones probablemente se deban a la inhibición de las reacciones enzimáticas o al impedimento de la sacarosa a diferentes reacciones de concentración. La disminución de la actividad de agua por sólidos solubles puede proteger contra la degradación de antocianinas. Por otro lado, a bajas concentraciones de sólidos solubles, la degradación de las antocianinas de los extractos de grosellas negras y arándanos fue mayor. fue mayor.

4.2.4 Pardeamiento

Los resultados en cuanto índice de pardeamiento se muestra a continuación Figura 11. El tratamiento con mayor pardeamiento fue el TB en 60 watts durante 7 minutos con 0.012 índices de pardeamiento. Por otro lado, se encontró el índice de pardeamiento en antocianinas de arándanos para Rawat, Mertz, & Achir (2017), fue de 0.6 el resultado se debe a una temperatura 37 °C por 4 días de almacenamiento informaron que el pardeamiento de las antocianinas en almacenamiento a temperaturas altas produce una cinética de primer orden.

Los TR y TE obtuvieron resultados similares 0.011 y 0.010 se encontró el índice de pardeamiento de mora para Szal (2015), fue de 0.25 este valor se debería relativamente al tiempo y temperatura de concentración en rotavapor (30 min 70 °C) los pigmentos poliméricos presentes fueron resistentes al dorado y contribuyeron positivamente en el color.

Índice de degradación en diferentes tratamientos, se indica en el Anexo F, los tratamientos tienen una prueba de significancia de 0.034 siendo menor a ($p < 0.05$) se concluye que existe diferencia entre los tratamientos, por ende, se procedió a hacer una prueba de comparaciones múltiples (Figura 11).

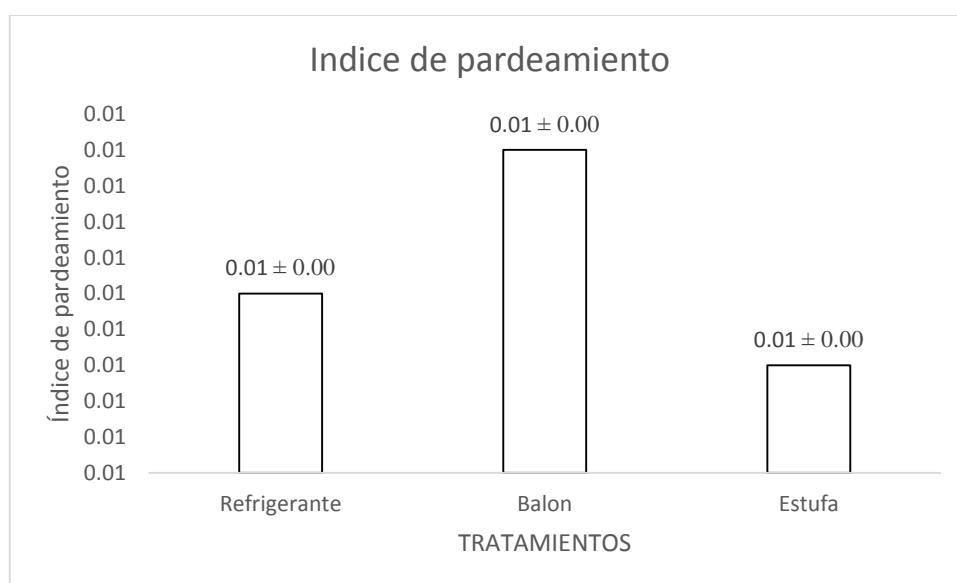


Figura 11. Gráfico de pardeamiento con respecto a los 3 tratamientos

La degradación acelerada de las antocianinas a las temperaturas más altas también se atribuye al mecanismo de degradación de antocianinas por calor ocurre probablemente debido a la apertura del anillo de catión flavylum, seguido por conversión a la forma chalcona, que es incolora y es una degradación irreversible Daravingas (1968).

Las reacciones de deterioro del color, como las reacciones de apareamientos, la destrucción del pigmento y la polimerización podrían cambiar las propiedades visuales de las soluciones acuosas concentradas durante el procesamiento térmico Maskan (2006).

La oxidación de los compuestos fenólicos es la principal causa del pardeamiento, es una oxidasa que se encuentra ampliamente en las plantas, que catalizan la oxidación de los fenólicos dando como resultado el tejido marrón en frutas y tubérculos.

El pardea miento del extracto acuoso se suele atribuir a la oxidación enzimática de las antocianinas. Se sugiere que la decoloración se produce como consecuencia de cambios estructurales de las antocianinas reversibles y cambios en la pigmentación (Underhill, 1994).

4.2.5 Determinación de color

Para el análisis de color se aplicó el test de Leven's para saber la homogeneidad y nos indica estadísticamente en los TB, TR y TE no existe ningún error en la normalidad, en el análisis de Anova se evidencia que hay diferencia significativamente ($p > 0.05$), respecto a los valores L^* , a^* y b^* nos muestra que los tratamientos; refrigerante, balón y estufa existe diferencia significativa ($p > 0.05$).

Tabla 5.
Test de Levene's de homogeneidad de L^ , a^* y b^**

| Levene's Test for Homogeneity of Variances Effect: "Tratamientos Degrees of freedom for all F's: 2,12 | | | | |
|--|-----------|----------|----------|----------|
| | MS Effect | MS Error | F | P |
| L^* | 0.001280 | 0.077453 | 0.016526 | 0.983632 |
| a^* | 0.018027 | 0.101120 | 0.076535 | 0.838892 |
| b^* | 0.003840 | 0.050173 | 0.076535 | 0.926769 |

Al visualizar la Tabla 5 comparación de medias de Tukey en color L^* a^* y b^* nos indica que el TB existe diferencia en el valor L^* con respecto a los TR y TE.

En los valores de a^* son diferentes (tratamiento balón, refrigerante y estufa).

Tabla 6.
*Test de Tukey para L^**

| Tukey HSD test: variable L^* (LEVENES) Homogenous Groups, alpha 0.0500 Error: Between MS = 0.23967, df = 12.000 | | | | | |
|---|--------------|------------|---|---|---|
| Cell N° | Tratamientos | L^* Mean | 1 | 2 | 3 |
| 1 | Refrigerante | 33.82 | A | | |
| 2 | Balón | 35.6 | | B | |
| 3 | Estufa | 36.88 | | | C |

En la tabla 6 se presenta los valores de la evaluación de color de los extractos de antocianinas de mashua utilizando las coordenadas rectangulares L^* a^* y b^* , en cuanto a la luminosidad L^* encontramos de 36.88 representa la claridad del color (cuanto más bajo es el valor, más oscuro es el color); resultado que coincide con Arzaba (2011) donde el

valor L* se encontró en el rango de 30.1 a 67.3 en zanahoria purpura valores que indican que la luminosidad del extracto fue rojo oscuro esto se debe cuando se incrementa la temperatura y el tiempo de extracción la luminosidad tiende a ser más oscura debido a la reacción Maillard.

Tabla 7.

*Test de Tukey para a**

| Tukey HSD test: variable a* (LEVENES) Homogenous Groups, alpha 0.0500 Error: Between MS = 0.35800, df = 12.000 | | | | | |
|---|--------------|---------|---|---|---|
| Cell N° | Tratamientos | a* Mean | 1 | 2 | 3 |
| 1 | Refrigerante | 38.16 | A | | |
| 2 | Balón | 40.74 | | B | |
| 3 | Estufa | 42.14 | | | C |

Los valores positivos de a* están en la dirección del enrojecimiento y los valores negativos en la dirección del complemento verde, en los TB, TR y TE están de 38.1 a 42.1, valores que indica que el rojo es el que predomino, resultado que confirma Arzaba (2011) quien encontró para extractos de zanahoria purpura el color que predomino más fue el rojo, representando valores de a* de 35.1 a 49.3.

Tabla 8.

*Test de Tukey para b**

| Tukey HSD test: variable b* (LEVENES) Homogenous Groups, alpha 0.0500 Error: Between MS = 0.16633, df = 12.000 | | | | | |
|---|--------------|---------|---|---|---|
| Cell N° | Tratamientos | b* Mean | 1 | 2 | 3 |
| 1 | Refrigerante | 6.46 | A | | |
| 2 | Balón | 7.46 | | B | |
| 3 | Estufa | 8.54 | | | C |

Finalmente, los valores positivos b* son el vector amarillos y negativos azules los tratamientos muestran un rango de 6.4 a 8.5. valores superiores a de Arzaba (2011) donde el valor de b* fue 7.56. Esto indica que el color que predomina es el amarillo lo cual nos da una mezcla el color extracto obtenido a partir de la mashua negra.

Desde el punto de vista químico el extracto de mashua, se caracterizaron por antocianinas dominadas por glucósido de cianidina.

El color de las antocianinas depende del número y orientación de los grupos hidroxilo y metoxilo de la molécula de la molécula.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones.

El contenido de antocianinas monoméricas de mashua, varío de 54.2 a 46.3 mg de cianidina 3 glucósido/100ml estos valores son superiores al promedio reportado para otros autores influyendo la potencia y el menor tiempo de concentración evitando la degradación de antocianinas.

Los resultados obtenidos muestran que la energía electromagnética de microondas funciona favorablemente en el proceso de concentración; los valores de índice de degradación 0.012 % son menores, las antocianinas de mashua son estables.

La utilización de un sistema de concentración asistida por microondas en serie con flujo continuo, permite que la distribución de temperatura al interior del alimento sea más uniforme.

5.2 Recomendaciones

- Realizar un estudio de cinética de degradación de antocianinas.
- Estudiar la estabilidad del extracto de antocianina de mashua negra.
- Controlar la temperatura en el momento de concentrar.

REFERENCIAS

- Khayami, M., & . (2006). The effects of light, storage temperature, pH and variety on stability of anthocyanin pigments in four Malus Varieties. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 9(3), 428–433. <https://doi.org/10.3923/pjbs.2006.428.433>
- Agroindustrial. (2004). Cadena Agroindustrial Etanol, 1–28. Retrieved from <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A4648e/A4648e.pdf>
- Arzaba. (2011). Anthocyanin composition of black carrot (*Daucus carota* ssp. sativus var. atrorubens Alef.) Cultivars antonina, beta sweet, deep purple, and purple haze. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(7), 3385–3390. <https://doi.org/10.1021/jf104724k>
- Assawarachan, R., & Noomhorm, A. (2010). Changes in color and rheological behavior of pineapple concentrate through various evaporation methods. *International Journal of Agricultural and Biological Engineering*, 3(1), 74–84. <https://doi.org/10.3965/j.issn.1934-6344.2010.01.074-084>
- Badui. (2006). *Química de los alimentos* (Pearson Educación). México. Retrieved from <https://deymerg.files.wordpress.com/2013/07/quimica-de-los-alimentos1.pdf>
- Campos, D., Chirinos, R., Costa, N., & Arbizu, C. (2008). Phenolic profiles of andean mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruíz & Pavón) tubers: Identification by HPLC-DAD and evaluation of their antioxidant activity. *Food Chemistry*, 106(3), 1285–1298. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.07.024>
- Cassano, A., Jiao, B., & Drioli, E. (2004). Production of concentrated kiwifruit juice by integrated membrane process. *Food Research International*, 37(2), 139–148. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2003.08.009>
- Ccama. (1996). *Efecto del estrés abiótico post-cosecha en las características físico-químicas y de algunos metabolitos primarios de Mashua morada (Tropaeolum tuberosum Ruíz & Pavón)*. Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Centeno. (2003). *Tesis que para obtener el grado de Maestra en Ciencias en Tecnología Avanzada Presenta Ing . Mónica María Centeno Álvarez*. Instituto politécnico nacional.

- Chirinos. (2015). Antioxidants from Mashua (*Tropaeolum tuberosum*) Control Lipid Oxidation in Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis*L.) Oil and Raw Ground Pork Meat. *Journal of Food Processing and Preservation*, 39(6), 2612–2619. <https://doi.org/10.1111/jfpp.12511>
- Chirinos, R., Campos, D., Warnier, M., Pedreschi, R., & Larondelle, Y. (2008). Antioxidant properties of mashua (*Tropaeolum tuberosum*) phenolic extracts against oxidative damage using biological in vitro assays, 111, 98–105. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.03.038>
- Chirinos, R., Rogez, H., Campos, D., Pedreschi, R., & Larondelle, Y. (2007). Optimization of extraction conditions of antioxidant phenolic compounds from mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruíz & Pavón) tubers. *Separation and Purification Technology*, 55(2), 217–225. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2006.12.005>
- Cuya, R. (2009). Efecto de secado en bandeja y atomización sobre la actividad antioxidante de la mashua (*Tropaeolum tuberosum* R & P), 120. Retrieved from http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/1703/TAL_15-119-TM.pdf?sequence=1http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/1703/TAL_15-119-TM.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Daravingas, G. (1968). Thermal Degradation of Black Raspberry Anthocyanin Pigments in Model Systems. *Journal of Food Science*, 33(2), 138–142. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1968.tb01338.x>
- Dhumal, S. S., Karale, A. R., & More, T. A. (2015). Preparation of pomegranate juice concentrate by various heating methods and appraisal of its physicochemical characteristics. *Acta Horticulturae*, 1089, 473–484. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2015.1089.65>
- Elik. (2016). Influence of three different concentration techniques on evaporation rate, color and phenolics content of blueberry juice. *Journal of Food Science and Technology*, 53(5), 2389–2395. <https://doi.org/10.1007/s13197-016-2213-0>
- Encinas. (2018). Formulación y evaluación sensorial de un filtrante bioactivo basado en mashua (*Tropaeolum tuberosum*) y tusa de maíz morado (*Zea mays*). *Universidad Nacional Del Centro Del Perú*.
- Encinas, R. (2014). *Universidad nacional de la Amazonia peruana*. Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. Retrieved from http://repositorio.unapiquitos.edu.pe/bitstream/handle/UNAP/4673/Rudigher_Tesis

_Titulo_2014.pdf?sequence=1&isAllowed=y

- Gartaula, C., & Karki, D. (2013). Optimization of Extraction of Anthocyanins from Roselle (*Hibiscus sabdariffa* var. *sabdariffa*) in Aqueous Medium. *Journal of Food Science and Technology Nepal*, 6, 69–72. <https://doi.org/10.3126/jfstn.v6i0.8263>
- Gauche, C. (2010). Effect of pH on the copigmentation of anthocyanins from Cabernet Sauvignon grape extracts with organic acids Cabernet Sauvignon com ácidos orgânicos. *Scientia Agricola*, 67(1)(February), 41–46.
- Gil. (2008). Separation of ethanol and water by extractive distillation with salt and solvent as entrainer: Process Simulation. *Brazilian Journal of Chemical Engineering*, 25(1), 207–215. <https://doi.org/10.1590/S0104-66322008000100021>
- Giusti. (2015). Characterization and Quantitation of Anthocyanins and Other Phenolics in Native Andean Potatoes.
- Giusti, & Wrolstad. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-visible Spectroscopy. *Handbook of Food Analytical Chemistry*, 2–2, 19–31. <https://doi.org/10.1002/0471709085.ch18>
- Guevara. (2018). Nutritional composition and bioactive components of mashua (*tropaeolum tuberosum* ruiz and pavón)1. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 21(1), 53–68.
- Howard. (2008). Processing and storage effects on monomeric anthocyanins, percent polymeric color, and antioxidant capacity of processed blackberry products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(3), 689–695. <https://doi.org/10.1021/jf071994g>
- Huaccho. (2016). *LA MOLINA*. Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Jio, B., Cassano, A., & Drioli, E. (2004). Recent advances on membrane processes for the concentration of fruit juices: A review. *Journal of Food Engineering*, 63(3), 303–324. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2003.08.003>
- Kerio. (2012). Characterization of anthocyanins in Kenyan teas: Extraction and identification. *Food Chemistry*, 131(1), 31–38. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.08.005>
- Kong, J. M., Chia, L. S., Goh, N. K., Chia, T. F., & Brouillard, R. (2003). Analysis and biological activities of anthocyanins. *Phytochemistry*, 64(5), 923–933. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(03\)00438-2](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(03)00438-2)
- Liu, W., Yang, C., & Zhou, C. (2019). An improved microwave-assisted extraction of

- anthocyanins from purple sweet potato in favor of subsequent comprehensive utilization of pomace. *Food and Bioproducts Processing*, 115, 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2019.02.003>
- Maskan, M. (2006). Production of pomegranate (*Punica granatum* L.) juice concentrate by various heating methods: Colour degradation and kinetics. *Journal of Food Engineering*, 72(3), 218–224. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2004.11.012>
- Mohamed. (2013). *Departamento de Farmacología*. Universidad Complutense de Madrid.
- Muhamad, I., & Mohd, A. (2015). The physicochemical properties of microwave-assisted encapsulated anthocyanins from *Ipomoea batatas* as affected by different wall materials. *Food Science and Nutrition*, 3(2), 91–99. <https://doi.org/10.1002/fsn3.132>
- Nicoué. (2007). Anthocyanins in wild blueberries of Quebec: Extraction and identification. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(14), 5626–5635. <https://doi.org/10.1021/jf0703304>
- Nieto. (2003). *Mashua (Tropaeolum tuberosum Ruiz & Pav.)*.
- Oki. (2002). Oki2002.Pdf. *Food and Chemical Toxicology*, 67(5).
- Ortíz, M. A., & Reza, C. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas, 16–22.
- Pacheco, M. T., Moreno, F. J., Moreno, R., Villamiel, M., & Hernandez-Hernandez, O. (2019). Morphological, technological and nutritional properties of flours and starches from mashua (*Tropaeolum tuberosum*) and melloco (*Ullucus tuberosus*) cultivated in Ecuador. *Food Chemistry*, 301, 125268. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.125268>
- Patiño. (2019). *Universidad técnica del norte*.
- Qiang. (2015). Composition and color stability of anthocyanin-based extract from purple sweet potato. *Food Science and Technology*, 35(3), 468–473.
- Quispe. (1997). Evaluación Comparativa del Desarrollo y Crecimiento de Papa, Oca e Isaño en Cochabamba , Bolivia Resumen Comparative Evaluation of the Development and Growth of the Potato , Oca , and Isaño in Cochabamba , Bolivia Summary. *Revista Latinoamericana de La Papa*, 9/10, 140–155.
- Rawat, N., Mertz, C., & Achir, N. (2017). Anthocyanins degradation during storage of *Hibiscus sabdariffa* extract and evolution of its degradation products. *Food Chemistry*, 214, 234–241. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.07.071>
- Rivero. (2008). Contribution of anthocyanin fraction to the antioxidant properties of wine.

- Food and Chemical Toxicology*, 46(8), 2815–2822.
<https://doi.org/10.1016/j.fct.2008.05.014>
- Rubio. (2008). Evaluation of different doses of mashua (*Tropaeolum tuberosum*) on the reduction of sperm production , motility and morphology in adult male rats. *Andrology*, 205–212. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0272.2011.01165.x>
- Saona, Giusti, M. M., & Wrolstad, R. E. (1998). Anthocyanin Pigment Composition of Red-fleshed Potatoes, 63(3), 458–465.
- Scalzo. (2008). Anthocyanin composition of cauliflower (*Brassica oleracea* L. var. botrytis) and cabbage (*B. oleracea* L. var. capitata) and its stability in relation to thermal treatments. *Food Chemistry*, 107(1), 136–144.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.07.072>
- Schwartz. (2006). High-Performance Liquid Chromatography with Photodiode Array Detection (HPLC–DAD)/HPLC–Mass Spectrometry (MS) Profiling of Anthocyanins from Andean Mashua Tubers (*Tropaeolum tuberosum* Ruíz and Pavón) and Their Contribution to the Overall Antioxidant Act. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(19), 7089–7097.
<https://doi.org/10.1021/jf0614140>
- Song, H. N., Ji, S. A., Park, H. R., Kim, H. H., & Hogstrand, C. (2018). Impact of various factors on color stability of fresh blueberry juice during storage. *Preventive Nutrition and Food Science*, 23(1), 46–51. <https://doi.org/10.3746/pnf.2018.23.1.46>
- Szal, L. (2015). Degradation of Anthocyanin Content in Sour Cherry Juice During Heat Treatment, 53(3), 354–360.
- Taipe, L. (2017). *Fenoles totales y actividad antioxidante en Mashua (Tropaeolum tuberosum) en estado fresco, soleado y cocido variedad amarillo zapallo y negra*. Universidad Nacional del Centro del Perú.
- Turfan. (2011). Anthocyanin and colour changes during processing of pomegranate (*Punica granatum* L.; Cv. Hicaznar) juice from sacs and whole fruit. *Food Chemistry*, 129(4), 1644–1651. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.06.024>
- Ullauri. (2010). Transporte de masa en extracción en fase sólido-líquido. *Revista de Revisiones de La Ciencia, Tecnología e Ingeniería de Los Alimentos*, 10(2), 1–13.
- Underhill. (1994). Anthocyanin Decolorisation and Its Role in Lychee Pericarp Browning. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 34(1), 115–122.
<https://doi.org/10.1071/EA9940115>

- Yang. (2010). Optimization of microwave-assisted extraction of anthocyanins from purple corn (*Zea mays* L .) cob and identification with HPLC – MS. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 11(3), 470–476. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2010.03.003>
- Zeiger, & Taiz. (2006). *Fisiología vegetal*.
- Zhang, Y., Jiang, L., & Zhou, W. (2018). *Anthocyanins in Food. Encyclopedia of Food Chemistry*. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814026-0.21669-7>

ANEXOS

Anexo A: Preparación de soluciones para medir la absorbancia de la muestra

- Disolver 1g de metabisulfito de potasio ($K_2 S_2 O_5$) en 5 ml de agua destilada.
- Encender el espectrofotómetro. Dejar que el instrumento se caliente 30 minutos antes de tomar mediciones.
- Diluir el factor de dilución con tampón de cloruro de potasio, pH 1.0
- Poner a cero el espectrofotómetro con agua destilada a todas las longitudes de onda (510 y 700 nm)
- Transferir 100 microlitros de muestra y 5000 microlitros de cloruro de potasio en las cubetas de espectrofotómetro. En seguida realizar la lectura de longitud de ondas (510 y 700 nm).
- Preparar dos diluciones de la muestra, uno con tampón de cloruro de potasio, pH 1.0, y el otro con tampón de acetato de sodio, pH 4.5.
- Diluir 1.86 g de KCl en 980 ml de agua destilada en un vaso precipitado.
- Medir el pH y ajustar a 1.0, con HCl concentrado.
- Transferir a un matraz aforado de un 1 litro y llenar con agua destilada.
- Esperar esta dilución que se equilibre durante 15 minutos.
- Diluir 54.43g en 960 ml de agua destilada en un vaso precipitado.
- Medir el pH y ajustar a 4.5 con HCl concentrado.
- Transferir a un matraz aforado de 1 litro con agua destilada.
- Poner a cero el espectrofotómetro con agua destilada a todas las longitudes de onda (420nm, 510nm,700nm)
- Transferir 100 microlitros de la muestra a cada uno de dos cubetas. Añadir 300 microlitros de solución de bisulfito a uno y 300 microlitros de solución de cloruro de potasio.
- Medir la absorbancia de ambas muestras a 420nm, 510 nm y 700nm

Anexo B: Datos experimentales con respecto a las Antocianinas Monomericas (mg Cianidina 3 glucósido/100g), Antocianinas poliméricas (%), Solidos solubles (°Brix) y Pardeamiento.

| Absorbancia | Antocianina simple | Antocianinas monomericas | % Polimérico | Solidos solubles | Pardeamiento |
|-------------|--------------------|--------------------------|--------------|------------------|--------------|
| 0.572 | 0.012 | 48 | 11.17 | 19 | 0.011 |
| 0.574 | 0.012 | 48.9 | 11.15 | 19 | 0.011 |
| 0.574 | 0.012 | 49.1 | 11.19 | 19.4 | 0.011 |
| 0.578 | 0.012 | 49.4 | 11.25 | 19 | 0.011 |
| 0.570 | 0.011 | 50.1 | 11.33 | 19 | 0.011 |
| 0.624 | 0.012 | 52.1 | 11.98 | 23 | 0.011 |
| 0.643 | 0.012 | 52.7 | 10.95 | 23 | 0.012 |
| 0.658 | 0.012 | 54.9 | 10.93 | 23 | 0.012 |
| 0.666 | 0.012 | 55.6 | 10.99 | 23 | 0.012 |
| 0.674 | 0.012 | 55.9 | 10.97 | 23.8 | 0.012 |
| 0.498 | 0.010 | 47.8 | 9.95 | 21 | 0.011 |
| 0.479 | 0.010 | 45.8 | 9.97 | 21 | 0.010 |
| 0.476 | 0.010 | 45.5 | 9.98 | 21 | 0.012 |
| 0.473 | 0.010 | 46.2 | 9.99 | 21 | 0.010 |
| 0.474 | 0.010 | 46.5 | 9.97 | 21 | 0.010 |

Anexo C: ANOVA de Cuantificación de Antocianinas monoméricas

| Tratamientos | N | Suma de Ranking | gl | H | P |
|--------------|---|-----------------|----|-------|-------|
| Refrigerante | 5 | 65.00 | 2 | 12.54 | 0.002 |
| Balón | 5 | 45.00 | | | |
| Estufa | 5 | 15.00 | | | |

Anexo D: ANOVA de Porcentaje Polimérico de Antocianinas

| Tratamientos | N | Suma de Ranking | gl | H | P |
|--------------|---|-----------------|----|-------|-------|
| Refrigerante | 5 | 40.00 | 2 | 12.50 | 0.002 |
| Balón | 5 | 65.00 | | | |
| Estufa | 5 | 15.00 | | | |

Anexo E: ANOVA de Contenido de Sólidos Solubles

| Tratamientos | N | Suma de Ranking | gl | H | p |
|--------------|---|-----------------|----|-------|-------|
| Refrigerante | 5 | 15.00 | 2 | 13.31 | 0.001 |
| Balón | 5 | 65.00 | | | |
| Estufa | 5 | 45.00 | | | |

Anexo F: ANOVA de pardeamiento de antocianinas

| Tratamientos | N | Suma de Ranking | gl | H | p |
|--------------|---|-----------------|----|------|-------|
| Refrigerante | 5 | 35.00 | 2 | 6.79 | 0.034 |
| Balón | 5 | 59.00 | | | |
| Estufa | 5 | 26.00 | | | |

Anexo G: Concentración de antocianinas mediante la asistencia de microondas refrigerante



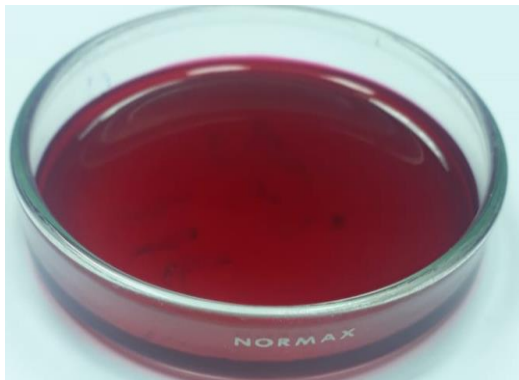
Anexo H. Alícuota concentrada de mashua



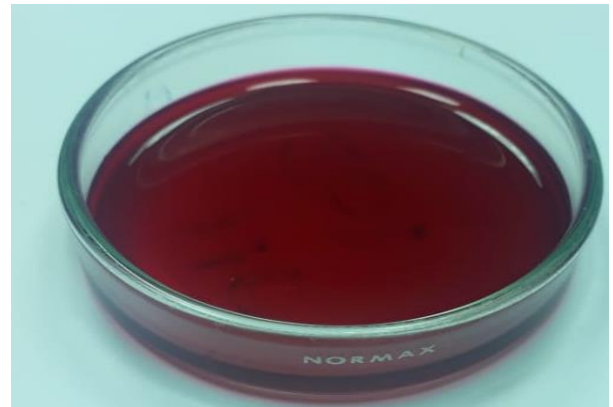
Anexo I: Cuantificación de antocianinas



Anexo K: Color L, a* y b* de microondas balón



Anexo J: Color L, a* y b* de microondas refrigerante



Anexo L: Color L, a* y b* en estufa

