



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MANABÍ  
FACULTAD DE CIENCIAS MATEMÁTICAS, FÍSICAS Y  
QUÍMICAS  
ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

**TRABAJO DE TITULACIÓN**  
PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE  
INGENIERO QUÍMICO  
**MODALIDAD**  
PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

**TEMA**  
PROCESOS DE EXTRACCIÓN PARA LA  
OBTENCIÓN DE ANTOCIANINAS A PARTIR DE  
SEMILLAS DE AGUACATE (*PERSEA AMERICANA*)  
MEDIANTE MÉTODOS FÍSICOS.

**AUTORAS**  
BAZURTO GARCÉS CRISTINA VALERIA  
GARCÍA ALCÍVAR ANA GABRIELA

**TUTOR:**  
ING. GISELA LATORRE CASTRO  
**PORTOVIEJO - MANABÍ – ECUADOR**

**2017**

## **DEDICATORIA**

Este trabajo de titulación está dedicado a Dios por permitirme estar en esta vida y contar con mis padres Esteban y Dimida, pilares fundamental en mi vida y en la toma de decisiones. Personas que han sabido guiarme y han hecho de mi la persona que hoy día soy.

Para mi padre, gracias a su formación ha sabido guiarme por el sendero de la vida, por enseñarme a ser constante y no rendirse ante las adversidades que se nos presentan a diario, que no hay mejor herencia que el conocimiento y estudio. A mi madre por su paciencia, dedicación y esfuerzos por ser mejor persona. A mis hermanos Javier y Luis quienes son los seres que más aprecio, gracias por su apoyo y entusiasmo que me han brindado durante mi carrera universitaria.

A mi compañera de tesis Ana García por su paciencia, colaboración, responsabilidad en el trabajo realizado, mis compañeros de clases y amigos que siempre han estado presente de una forma u otra, gracias por el cariño y amistad brindada en este proceso de mi formación como profesional.

**Cristina Valeria Bazurto Garcés**

## **DEDICATORIA**

Esta tesis se la dedico a mi Dios y a mi angelito especial Mami Isabel quien hoy no está a mi lado pero siempre te llevo en mi corazón y pensamientos, quién supo guiarme por el buen camino, darme fuerzas para seguir adelante y no desmayar en los problemas que se presentaban, enseñándome a encarar las adversidades sin perder nunca la dignidad ni desfallecer en el intento siendo un sueño.

Para mis padres Ramona y Líder por su apoyo, consejos, comprensión, amor, ayuda en los momentos difíciles, que nunca desmayaron depositaron su confianza total ayudarme con los recursos necesarios para estudiar. Me han dado todo lo que soy como persona, mis valores, mis principios, mi carácter, mi empeño, mi perseverancia, mi coraje para conseguir mis objetivos anhelos y metas, y como no nombrar a una persona que siempre estaba hay siempre dándome un aliento papito Fidel el cual ha sido más que abuelo como mi padre.

A mis hermanos Wilmer y Adrián por estar siempre presentes, acompañándome para poderme realizar con sus sabios consejos y apoyo incondicional. A mis sobrinos los cuales son los dos príncipes que me hacen sonreír día a día como es Andrés y Adrián quienes son una de motivación, inspiración y felicidad, a toda mi familia y a mis compañeros, por ser un pilar importante en este logro, ya que fueron las personas con quien se compartió toda la experiencia universitaria

**Ana Gabriela García Alcívar**

## **AGRADECIMIENTOS**

Sinceros agradecimientos Ing. Carlos Moreira, por sus conocimientos impartidos, paciencia y dedicación como docente. Por ser el guía principal de la elaboración del tema de investigación realizado. A la directora de tesis Ing. Gisela De La Torre, por permitirnos realizar el trabajo de titulación bajo su guía y apoyo, brindando sus sólidos conocimiento guiándonos para la ejecución del presente trabajo que se está presentado el día de hoy.

Se le agradece de manera especial al Ing. Carlos Banchón, por su colaboración y disponibilidad para resolver nuestras inquietudes con sus conocimientos, quien en su momento nos dirigió para ejecutar este tema de investigación.

Al personal encargados de los diferentes laboratorios de la carrera de Ingeniería Química y del laboratorio central de investigación de la Universidad técnica de Manabí por ayudarnos con la facilidad de instrumento, espacio y de reactivos necesario.

A los docentes y compañeros, con quienes compartió muchas experiencias académicas y personales. Las cuales con sus sabios consejos y apoyo incondicional nos motivaron día a día para obtener una excelente formación profesional y personal.

**Las autoras**

## **CERTIFICACIÓN DEL TUTOR**

Quien suscribe la presente Ingeniera Gisela Latorre Castro, Docente de la Universidad Técnica de Manabí, de la Facultad de Ciencias Matemáticas Físicas y Química; en mi calidad de Tutora del trabajo de titulación " Procesos de extracción para la obtención de antocianinas a partir de semillas de aguacate (Persea americana) mediante métodos físicos" desarrollada por las señoritas: Bazurto Garcés Cristina Valeria y García Alcívar Ana Gabriela; en este contexto, tengo a bien extender la presente certificación en base a lo determinado en el Art. 8 del reglamento de titulación en vigencia, habiendo cumplido con los siguientes procesos:

- Se verificó que el trabajo desarrollado por los profesionistas cumple con el diseño metodológico y rigor científico según la modalidad de titulación aprobada.
- Se asesoró oportunamente a los estudiantes en el desarrollo del trabajo de titulación.
- Presentaron el informe del avance del trabajo de titulación a la Comisión de Titulación Especial de la Facultad.
- Se confirmó la originalidad del trabajo de titulación.
- Se entregó al revisor una certificación de haber concluido el trabajo de titulación.

Cabe mencionar que durante el desarrollo del trabajo de titulación las señoritas pusieron mucho interés en el desarrollo de cada una de las actividades de acuerdo al cronograma trazado.

Particular que certifico para los fines pertinentes

---

Ing. Gisela Latorre Castro  
**TUTORA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN**

## **CERTIFICACIÓN DEL REVISOR**

Luego de haber realizado el trabajo de titulación, en la modalidad de investigación y que lleva por tema:

Procesos de extracción para la obtención de antocianinas a partir de semillas de aguacate (*Persea americana*) mediante métodos físicos, desarrollado por las señoritas, Bazurto Garcés Cristina Valeria con cédula No. 1314582675 y García Alcívar Ana Gabriela con cédula No. 1310741747, previo a la obtención del título de INGENIERO QUÍMICO, bajo la tutoría y control del señor Ing. Gisela Latorre Castro Mg., docente de la Facultad de Ciencias Matemáticas, Físicas y Químicas y cumpliendo con todos los requisitos del nuevo reglamento de la Unidad de Titulación Especial de la Universidad Técnica de Manabí, aprobada por el H. Consejo Universitario, cumpla con informar que en la ejecución del mencionado trabajo de titulación, sus autores:

- Han respetado los derechos de autor correspondiente a tener menos del 10 % de similitud con otros documentos existentes en el repositorio
- Han aplicado correctamente el manual de estilo de la Universidad Andina Simón Bolívar de Ecuador.
- Las conclusiones guardan estrecha relación con los objetivos planteados
- El trabajo posee suficiente argumentación técnica científica, evidencia en el contenido bibliográfico consultado.
- Mantiene rigor científico en las diferentes etapas de su desarrollo.

Sin más que informar suscribo este documento NO VINCULANTE para los fines legales pertinentes.

---

Ing. Carlos Moreira

**REVISOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN**

## **DECLARACIÓN SOBRE LOS DERECHOS DE AUTOR**

Las autoras CRISTINA VALERIA BAZURTO GARCÉS y ANA GABRIELA GARCÍA ALCÍVAR, egresadas de la Facultad de Ciencias Matemáticas, Físicas y Químicas de la Universidad Técnica de Manabí

### **DECLARAN QUE:**

Las ideas expuestas en el presente trabajo titulado PROCESOS DE EXTRACCIÓN PARA LA OBTENCIÓN DE ANTOCIANINAS A PARTIR DE SEMILLAS DE AGUACATE (PERSEA AMERICANA) MEDIANTE MÉTODOS FÍSICOS son absoluta responsabilidad de las autoras

## CONTENIDO

1. TEMA.....	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	2
2.1 DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA.....	3
2.1.1 Delimitación espacial.....	3
2.1.2 Delimitación temporal .....	3
2.2 Formulación del problema.....	3
3. MARCO TEÓRICO.....	4
3.1 ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS.....	4
3.2 Justificación .....	5
3.3 FUNDAMENTACIÓN CIENTÍFICA .....	6
3.3.1 Aguacate .....	7
3.3.2 Colorantes.....	12
3.3.3 Polifenoles.....	16
3.3.4 Extracción .....	23
3.3.5 Métodos de extracción .....	24
3.3.6 Extracción de antocianinas.....	28
3.3.7 Métodos de identificación de antocianinas.....	29
3.3.7.2 Ley de Lambert-Beer .....	30
4. VISUALIZACIÓN DEL ALCANCE DEL ESTUDIO.....	32
5. HIPÓTESIS Y VARIABLES.....	33
5.1 VARIABLES Y SU OPERACIONALIZACIÓN .....	33
5.2 OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES.....	33
5.2.1 Variable independiente .....	33
5.2.2 .....	Variable dependiente 34
6. DISEÑO EXPERIMENTAL.....	35



6.1	OBJETIVOS .....	35
6.1.1	Objetivo general.....	35
6.1.2	Objetivos específicos .....	35
6.2	Campo de acción.....	35
6.3	Diseño metodológico .....	35
6.3.1	Tipo de investigación.....	35
6.3.2	Métodos de investigación .....	36
6.4	Materia prima.....	37
6.5	Obtención de los extractos de antocianinas .....	37
6.5.1	Extracción sólido –líquido de antocianinas .....	37
6.6	Diseño experimental .....	38
6.6.1	Descripción del proceso.....	38
6.6.2	Diagrama de proceso (agregar porcentaje de perdidas).....	39
6.6.3	Esquema del proceso.....	40
6.6.4	Materiales y reactivos. ....	41
6.6.5	Identificación de colorantes naturales en los extractos de semillas de aguacate en las di.....	
6.6.6	ph.....	45
6.6.7	Antocianinas totales .....	45
7.	DEFINICIÓN Y SELECCIÓN DE LA MUESTRA.....	47
7.1	Semilla de aguacate. ....	47
8.	RECOLECCIÓN DE LOS DATOS.....	49
10.	ANÁLISIS de RESULTADOS. ....	62
11.	DISCUSIÓN.....	74
12.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES. ....	78
12.1	CONCLUSIONES.....	78
12.2	RECOMENDACIONES.....	79

Tabla 1. Componentes químicos de semillas de aguacate	8
Tabla 2. Estudios realizados a la semilla del aguacate	11
Tabla 3. Principales características de los colorantes sintéticos utilizados en la industria alimentaria	13
Tabla 4. Principales características de los colorantes naturales utilizados en las industrias alimentarias	14
Tabla 5. Clasificación de los flavonoides	17
Tabla 6. Estructura fundamental del catión flavilio	20
Tabla 7. Ensayo de Reosenheim	42
Tabla 8. Prueba con NaOH 1N	43
Tabla 9. Prueba de identificación de antocianinas en pH ácido	44
Tabla 10. Prueba de identificación de antocianinas con un pH alcalino	44
Tabla 11. Diseño experimental para la extracción sólido-líquido de antocianinas	47
Tabla 12. Repeticiones en base al mejor solvente de acuerdo a previos ensayos realizados.	48
Tabla 13. Contenido total de antocianinas asistida con ultrasonido	49
Tabla 14. Contenidos de antocianinas totales por agitación magnética	49
Tabla 15. Red Green Blue (RGB) y pH tomados a las muestras.	50
Tabla 16. Total de antocianinas mediante extracción asistida por ultrasonido con NaOH 0,5%	50
Tabla 17. Réplicas del rendimiento obtenido por agitación magnética y ultrasonido con NaOH 0.5%	51
Tabla 18. Total de antocianinas extracción con agitación magnética NaOH 0.5%	52
Tabla 19. Red Green Blue (RGB) y pH tomados a las muestras obtenidas por ultrasonido	52
Tabla 20. Red Green Blue (RGB) y pH tomados a las muestras obtenidas por agitación magnética	53
Tabla 21. Análisis cualitativos realizados a las muestras extraídas con solventes orgánicos e inorgánicos	62

## INDICE DE GRÁFICAS

Gráfico 1. Producción mundial de aguacates.....	9
Gráfico 2. Estructura química de antocianinas .....	19
Gráfico 3 Comparación del contenido de antocianinas totales extraídas por los solventes NaOH al 0,5% y etanol 70% con agitación magnética.....	63
Gráfico 4 Comparación del contenido de antocianinas totales extraídas por dos solvente NaOH al 0,5% y etanol 70% asistida con ultrasonido.....	64
Gráfico 5 Comparación del contenido de antocianinas totales extraída por agitación magnética y asistida con ultrasonido con el solvente de NaOH .....	65
Gráfico 6 Comparación del contenido de antocianinas totales extraída por agitación magnética y asistida con ultrasonido con el solvente etanol.....	66
Gráfico 7 Comparación de la intensidad del color ultrasonido y agitación magnética (etanol 70%), a través del modelo Red Green Blue. ....	67
Gráfico 8 Rendimiento del pigmento seco obtenida a partir de las semillas de aguacate asistido con ultrasonido con solvente de NaOH .....	68
Gráfico 9 Rendimiento del pigmento seco obtenida a partir de las semillas de aguacate extraída por agitación magnética con solvente de NaOH.....	69
Gráfico 10 Comparación de rendimiento del pigmento seco obtenido a partir de las semillas de aguacate extraído por agitación magnética y asistida por ultrasonido con el solvente de NaOH. ....	70
Gráfico 11 Comparación del contenido total de antocianinas extraídas por agitación magnética y ultrasonido con NaOH AL 05%. ....	71
Gráfico 12 Medición del color de las muestras asistidas con ultrasonido por el método RGB. ....	72
Gráfico 13 Medición del color de las muestras asistidas con agitación magnética por el método RGB. ....	73

## RESUMEN

El aguacate es un producto alimenticio cuya pulpa es aprovechada para la producción de aceite, guacamole, entre otros productos, mientras que sus residuos, (semillas) no son empleados en determinados procesos. Por tanto a través de este estudio se aprovechó el residuo extrayendo antocianinas. El pigmento fue evaluado mediante dos métodos: extracción con agitación magnética y asistida por ultrasonido, a través del uso de solventes orgánico e inorgánico.

Se determinó rendimiento en masa seca del colorante, intensidad del color midiendo los RGB de las muestras y la identificación de antocianinas en las extracciones realizadas con hidróxido de sodio 0,5% y etanol 70% a mediante pruebas cualitativas. Para ambos solventes se realizaron análisis por espectrofotometría, rendimiento del colorante y la intensidad de color.

Por lo tanto, se escoge el mejor solvente de extracción hidróxido de sodio 0,5% para el estudio cinético, considerando periodos de tiempo diferentes 5, 10, 15, 20,25, 30, 35 y 40 minutos.

El máximo rendimiento de colorante seco se obtiene con ultrasonido a los 30 minutos  $R= 21,221\%$ , con un contenido de antocianinas 172,065 mg/L, mientras que, la agitación magnética presenta un  $R=19,812\%$  máximo a los 25 minutos de su extracción EAM, cabe indicar que está en menor proporción que el obtenido por EAU.

## SUMMARY

Avocado is a food product whose pulp is used for the production of oil, guacamole, among other products, while its residues (seeds) are not used in certain processes. Therefore, through this study, took advantage the residue by extracting anthocyanins. The pigment was assessed by two methods: agitation magnetic and ultrasound-assisted extraction, through the use of solvents, organic and inorganic.

Is determined performance in mass dry of the coloring, intensity of the color measuring the RGB of the samples and the identification of anthocyanins in the extractions made with 0.5% sodium hydroxide and 70% ethanol by qualitative tests. For both solvents analyses were performed by spectrophotometry, coloring and color intensity.

Therefore, chooses the best solvent extraction kinetic study 0.5% sodium hydroxide, considering different time periods 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 and 40 minutes.

The maximum dry dye yield is obtained with ultrasound at 30 minutes  $R = 21.222\%$ , with an anthocyanin content of  $172,065 \text{ mg / L}$ , while magnetic stirring presents  $R = 19.812\%$  maximum at 25 minutes of its EAM extraction , It is possible to indicate that it is in smaller proportion than the one obtained by EAU.

## **1. TEMA**

Procesos de extracción para la obtención de antocianinas a partir de semillas de aguacate (*Persea americana*) mediante métodos físicos.

## 2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.

Actualmente son muchos los colorantes sintéticos que son empleados en las industrias de cosméticos, textiles, alimenticia, entre otras. Estos colorantes representan un problema en cuanto su uso provocando efectos nocivos al hombre y son causante de contaminación ambiental, donde es evidente a mediano o largo plazo.

Los colorantes de síntesis presentan problemas de toxicidad, por lo que sus dosis de empleo están siendo restringidas<sup>1</sup>, como la tartracina que puede desencadenar hiperactividad e incluso conducta agresiva, especialmente en los niños<sup>2</sup>, además diversas industrias liberan grandes cantidades de efluentes, contaminadas con colorante<sup>3</sup>. Se estima que del 2 al 50 % de estos compuestos se desechan a las aguas residuales provocando toxicidad para muchos organismos acuáticos, causando graves daños a los ecosistemas<sup>4</sup>.

Existe un sin número de residuos orgánicos que a nivel industrial no son empleados para obtención de un producto, entre estos residuos se encuentran semillas de aguacate que contiene un pigmento natural denominado antocianina. De acuerdo con “FAOSTAT” (2013), la mayor producción de aguacates a nivel mundial se encuentra en América con un 68,7%, lo cual ocasiona grandes residuos que en la actualidad sólo es usado para la obtención de polímero natural en México, siendo este mayor productor<sup>5</sup>. En Ecuador, durante el 2013 la producción de

---

<sup>1</sup> Astiasarán, I. (2003). *Alimentos y nutrición en la práctica sanitaria*. Madrid-España: Ediciones Díaz de Santos.

<sup>2</sup> Roger, J. D. P. (2003). *Salud por los alimentos*. España: Editorial Safeliz

<sup>3</sup> Anjaneyulu, Y., Sreedhara Chary, N., & Samuel Suman Raj, D. (2005). Decolourization of Industrial Effluents Available Methods and Emerging Technologies – A Review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 4(4), 245–273. <https://doi.org/10.1007/s11157-005-1246-z>

<sup>4</sup> Díaz, N. A., Ruiz, J. A. B., Reyes, E. F., Cejudo, A. G., Novo, J. J., Peinado, J. P., ... Fiñana, I. T. (2007). 8. Espectrofometría: Espectros de absorción y cuantificación colorimétrica de biomoléculas. *Sf Http://www. Uco. Es/dptos/bioquímica-biolmol/pdfs/08\_ESPECTROFOTOMETR% C3% 8DA. Pdf (Último Acceso: 9 de Febrero de 2016)*

<sup>5</sup> Munguía, S. (2015). Producen bioplásticos a partir de semilla de aguacate. Retrieved from <http://www.conacytprensa.mx/index.php/tecnologia/biotecnologia/1324-joven-mexicano-produce-bioplastico-a-partir-de-semillas-de-aguacate>

aguacates fue de 27,602 toneladas, donde sólo es aprovechada la pulpa obteniéndose aceite extra virgen<sup>6</sup>.

Los colorantes naturales han tenido mucho auge debido a su biodegradabilidad y a su baja toxicidad, dichos colorantes se emplean tanto para el teñido de fibras naturales o sintéticas<sup>7</sup>. Esta biomasa puede ser una fuente alternativa de colorante alimentario natural y está comprobado que éstas desarrollan una coloración naranja al entrar en contacto con el agua (Dabas et al., 2011)<sup>8</sup>.

## **2.1 DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA**

### **2.1.1 Delimitación espacial.**

La presente investigación se desarrollará en la Universidad Técnica de Manabí, en el laboratorio de Operaciones Unitarias de la Facultad de Ciencias Matemáticas, Físicas y Químicas.

### **2.1.2 Delimitación temporal**

En la presente investigación, se tomará información existente desde el 2000 hasta la presente fecha y su desarrollo estará en base al cronograma valorado.

## **2.2 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA**

¿Cómo aplicar los procesos de extracción para obtención de antocianinas a partir de residuos de semillas de aguacate?

---

<sup>6</sup> UNIVERSO, E. (2013, November 12). Aceite de aguacate, de Carchi, gana un premio en innovación. Retrieved August 14, 2016, from <http://www.eluniverso.com/noticias/2013/11/12/nota/1717921/aceite-aguacate-carchi-gana-premio-innovacion>

<sup>7</sup> Lobato, A. R., Maldonado, F., Pérez, O. A., & Martir, E.-H. S. C. (2001a). Cinética y Extracción de Colorantes Naturales. In *Xvi Congreso Latino-Americano De Química Têxtil. Quito*. Retrieved from <http://astisam.org/descargas/pdf/EXTRACCION%20DE%20COLORANTES%20NATURALES.pdf>

<sup>8</sup> Dabas, D., Elias, R. J., Lambert, J. D., & Ziegler, G. R. (2011). A Colored Avocado Seed Extract as a Potential Natural Colorant. *Journal of Food Science*, 76(9), C1335–C1341. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02415.x>



### 3. MARCO TEÓRICO.

#### 3.1 ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS.

En la Universidad Politécnica Estatal del Carchi, Guaña, (2016), en su trabajo de titulación, llevó a cabo el desarrollo del tema: “Evaluación del pigmento obtenido de la semilla de dos variedades de aguacate (*Persea americana* de variedad, Hass y *Persea americana* variedad Fuerte) como alternativa de uso en la industria de alimentos”, empleando el método de extracción con etanol 90°-ácido cítrico en una relación (p/v) al 0,03%, alcanzando un rendimiento de 4,07%. Por lo tanto, establece que a partir de las dos variedades utilizadas (Hass y Fuerte), pueden ser empleadas para la obtención del pigmento natural y ser aplicado como colorante en la industria alimentaria, considerando las condiciones para conservar su estabilidad y el método de obtención que debe garantizar la máxima extracción de los pigmentos.

En el año 2012 García Ramírez Eva, de la Universidad de San Carlos de Guatemala, desarrolló el tema “Extracción y Caracterización físico-química de la fracción colorante de la semilla de aguacate (*Persea americana* miller) a nivel de laboratorio”, a través de lixiviación de la materia prima empleada y utilizando la técnica de maceración dinámica a reflujo constante, con agua, etanol 35% , 70% y 90% (v/v), sulfito de sodio al 1% y 2%(w/v), con tres diferentes estados de la semilla seca oxidada, fresca oxidada y fresca sin oxidar. El análisis fitoquímico mostró la presencia de taninos y flavonoides determinando ausencia de cumarinas y antraquinonas en las muestras tomadas. A su vez la autora determina que hay diferencia significativa en el índice de variación del extracto de colorante obtenido en función de la humedad y el grado de oxidación de la muestra; obteniendo los mayores rendimientos (14,9% y 10,6%) de colorante extraído con sulfito de sodio al 1% y etanol al 35% a partir de semillas secas oxidadas.

De acuerdo a Mane et al., (2015), en su estudio “Efecto del ultrasonido en la extracción de antocianinas totales a partir de patatas

púrpuras” examinó la obtención de antocianinas mediante la aplicación de ultrasonido a tres diferentes estados de las patatas: patatas seca, calentadas y patatas crudas en rodajas, para el cual empleó la sonicación a 3 amplitudes diferentes (30%, 50% y 70%) con un porcentaje (v/v) etanol-agua para la extracción. Por lo tanto, se determinó que el ultrasonido mejora la cantidad de antocianinas extraídas, debido a una mejora en la transferencia de masa por la cavitación producida por EAU. Esto depende de varios factores, y otras variables estudiadas (forma de patata, el tiempo de zonificación con ultrasonido, la amplitud y la relación de disolvente) tienen un efecto sobre los niveles de antocianinas extraídos. En general, a pesar de EAU ha demostrado ser una tecnología útil para extraer antocianinas, usando tiempos de extracción más largos puede destruir el compuesto bioactivo.

### 3.2 JUSTIFICACIÓN

Los colorantes sintéticos a nivel industrial es la primera opción en la fabricación como aporte de tonalidad al producto terminado. La mayoría de estos colorantes presenta toxicidad ante su consumo o uso en elevadas dosis. En en varios países han sido restringidos su empleo por los organismos respectivos, al representar efectos nocivos para la salud y al medio ambiente.

Dichos colorantes se emplean tanto para el teñido de fibras naturales o sintéticas, especialmente en Latinoamérica (Lobato et al.,2001)<sup>9</sup>.

Los colorantes naturales se los pueden obtener de: plantas, hojas flores, frutos y semillas. La semilla de aguacate tiene más actividad antioxidante y polifenoles del que contiene la pulpa, donde estudios fitoquímicos han identificado diferentes clases de compuestos naturales

---

<sup>9</sup> Lobato, A. R., Maldonado, F., Pérez, O. A., & Martir, E.-H. S. C. (2001). Cinética y Extracción de Colorantes Naturales. In *Xvi Congreso Latino-Americano De Química Têxtil. Quito*. Retrieved from <http://artisan.org/descargas/pdf/EXTRACCION%20DE%20COLORANTES%20NATURALES.pdf>

tales como: fitosteroles, triterpenos, ácidos grasos, ácido abscísico, proantocianidinas, y polifenoles también han informado de la presencia de catequina, epicatequina, y A- y dímeros y trímeros de procianidinas de tipo B, tetrámeros, pentámeros, hexámeros<sup>10</sup> y antocianinas<sup>11</sup>.

En la actualidad esta biomasa es usada en México para la obtención de polímero natural, siendo este su mayor productor<sup>12</sup>. En Ecuador, la producción de aguacate (*Persea americana*) durante el 2013 fue 27,602 toneladas, del cual sólo es aprovechada la pulpa para la elaboración de aceite extra virgen (UNIVERSO, 2013)<sup>13</sup>.

Por lo tanto el objeto de estudio es extraer el pigmento (Antocianina) de semillas de aguacate por metodologías tradicionales y no tradicionales mediante diferentes tipos de solventes orgánico e inorgánico. Se evaluará la extracción del pigmento que contribuirá al aprovechamiento de la biomasa, para obtener un colorante natural de baja toxicidad y de fácil degradación, que puede ser empleado para la sustitución de colorantes de origen sintéticos altamente contaminantes a nivel industrial.

### 3.3 FUNDAMENTACIÓN CIENTÍFICA

Los colorantes naturales en la actualidad están siendo evaluados por las propiedades que presentan siendo más favorables que la de

---

<sup>10</sup> Dabas, D., Elias, R. J., Lambert, J. D., & Ziegler, G. R. (2011). A Colored Avocado Seed Extract as a Potential Natural Colorant. *Journal of Food Science*, 76(9), C1335–C1341. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02415.x>

<sup>11</sup> Polania Barreto, W., & others. (2014). *Actividad antioxidante de residuos del aguacate Hass (Persea americana Mill. var Hass) sometidos a extracciones clásicas ya fluidos presurizados*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Retrieved from <http://www.bdigital.unal.edu.co/49408/>

<sup>12</sup> Munguía, S. (2015). Producen bioplásticos a partir de semilla de aguacate. Retrieved from <http://www.conacytprensa.mx/index.php/tecnologia/biotecnologia/1324-joven-mexicano-produce-bioplastico-a-partir-de-semillas-de-aguacate>

<sup>13</sup> UNIVERSO, E. (2013, November 12). Aceite de aguacate, de Carchi, gana un premio en innovación. Retrieved August 14, 2016, from <http://www.eluniverso.com/noticias/2013/11/12/nota/1717921/aceite-aguacate-carchi-gana-premio-innovacion>

colorantes sintéticos y de fácil obtención, obtenidos de frutas, hojas y de residuos como cascaras de frutas y semilla.

Las frutas de la cual se extraen colorantes de alto grado de pigmentación, se puede mencionar frutos que poseen coloración propia como es la remolacha, la uva, el maíz morado, tomate de árbol que mediante pruebas de identificación se ha logrado determinar qué tipo de colorantes naturales son, entre estos se encuentra las antocianinas. Donde estudios actuales revelan que este pigmento se logra obtener a partir de semillas de aguacate.

### **3.3.1 Aguacate**

Aguacate (*Persea americana*), es cultivado en regiones tropicales y templadas. Este presenta un valor nutritivo significativo proporcionando entre 150 a 300 calorías por cada 100 gramos de pulpa, al organismo. Este fruto tiene todos los elementos nutritivos: glúcidos (hidratos de carbono), prótidos (sustancias proteínicas), lípidos (sustancias grasas), vitaminas y sales minerales<sup>14</sup>; además de poseer, fibra, vitaminas B y E y otros nutrientes<sup>15</sup>.

#### **3.3.1.1 Semilla del aguacate**

La semillas de aguacate posee del 15 al 16% del peso del fruto<sup>16</sup>, esta posee más actividad antioxidante y polifenoles del que contiene la pulpa. De acuerdo a estudios realizado por García et al., (1999), quien señala que existen tres capas en la semilla que son: cubierta seminal

---

<sup>14</sup> Jorge A., & Morera M. (1983). *El Aguacate*. Costa Rica: Bib. Orton IICA / CATIE. Retrieved from <https://books.google.com.ec/books?id=JNAOQAIAAJ&printsec=frontcover&dq=El+aguacate&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwiX8PTfu7LPAhVLWz4KHeziDbwQ6AEILTAB#v=onepage&q=El%20aguacate&f=false>

<sup>15</sup> Dabas, D., Elias, R. J., Lambert, J. D., & Ziegler, G. R. (2011). A Colored Avocado Seed Extract as a Potential Natural Colorant. *Journal of Food Science*, 76(9), C1335–C1341. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02415.x>

<sup>16</sup> Ceballos P., A. M., & Montoya B., S. (2013). Evaluación química de la fibra en semilla, pulpa y cáscara de tres variedades de aguacate chemical evaluation of fiber nib, pulp and three shell avocado varieties. Retrieved from <http://www.scielo.org.co/pdf/bsaa/v11n1/v11n1a13>

consta de algunas células aplanadas tangencialmente que provienen probablemente del endocarpio; esclerénquima, bajo la cual existen tanino y parénquima, en la segunda capa están los cotiledones las células de parénquima los cuales están llenas de almidones y pocas gotas de grasas y en la última capa en el eje embrionario gránulos de almidón pequeños y en menos proporción que los cotiledones (color azul).

Los extractos de semillas de aguacate posee alto potencial siendo beneficiosos para la salud son anticancerígeno, antimicrobiano para reducir el colesterol, y efectos anti-inflamatorios. Aunque los datos existentes, necesitan de estudios preliminares<sup>17</sup>.

Tabla 1.

**Componentes químicos de semillas de aguacate**

Componentes	%
<b>Humedad</b>	50,2-54,1
<b>Cenizas</b>	1,2 - 1,3
<b>Proteínas</b>	2,4-2,5
<b>Azúcares</b>	3,5-2,2
<b>Almidón</b>	27,5-29,6
<b>Grasa</b>	0,8-1,0

Fuente: (Dabas et al., 2013).

Estudios fitoquímicos sobre semillas de aguacate han identificado diferentes clases de compuestos naturales tales como: fitosteroles, triterpenos, ácidos grasos, ácidos furanoicos, dímeros de flavonoles<sup>18 19</sup>

<sup>17</sup> Dabas, D., Shegog, R., Ziegler, G., & Lambert, J. (2013). Avocado (*Persea americana*) Seed as a Source of Bioactive Phytochemicals. *Current Pharmaceutical Design*, 19(34), 6133–6140. <https://doi.org/10.2174/1381612811319340007>

<sup>18</sup> Ramos-Jerz, M. del R. (2007). *Phytochemical analysis of avocado seeds (Persea americana Mill., c.v. Hass)*. Cuvillier Verlag.

<sup>19</sup> Dabas, D., Elias, R. J., Lambert, J. D., & Ziegler, G. R. (2011). A Colored Avocado Seed Extract as a Potential Natural Colorant. *Journal of Food Science*, 76(9), C1335–C1341. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02415.x>

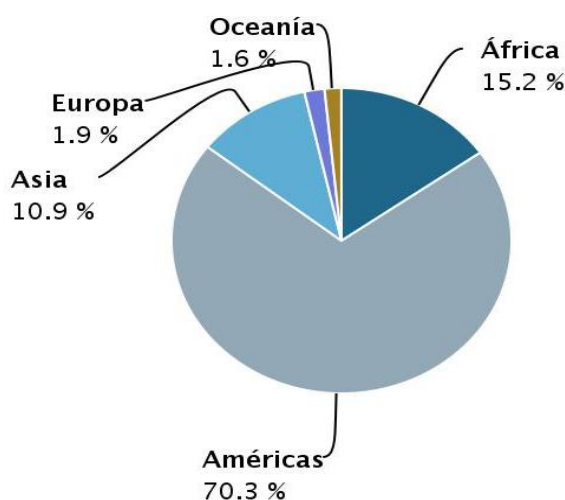
antocianinas<sup>20</sup>, ácido abscísico, proantocianidinas, y polifenoles; también han informado de la presencia de catequina, epicatequina, dímeros y trímeros de procianidinas de tipo B, tetrámeros, entre otros<sup>21</sup>.

### 3.3.1.2 Situación actual del cultivo de aguacate en Ecuador

De acuerdo a “FAOSTAT”, (2013), el continente americano posee la mayor producción de aguacate a nivel mundial con 3’317.609 toneladas anuales.

Gráfico 1.

#### Producción mundial de aguacates



Fuente: “FAOSTAT,”(2013)

El principal país productor es México cuya producción durante el 2013 fue de 1’467.837 toneladas, convirtiéndose en el mayor exportador a nivel mundial. Estados Unidos es el mayor importador del fruto, seguido de otros países como Francia, Japón y Canadá. Donde Morales Reyes et., al, (2014) establece que existen más de 400 variedades de aguacate en el mundo, según el clima en el que se cultiven; éstas dan

<sup>20</sup> Leite, J. J. G., Brito, É. H. S., Cordeiro, R. A., Brilhante, R. S. N., Sidrim, J. J. C., Bertini, L. M., ... Rocha, M. F. G. (2009). Chemical composition, toxicity and larvicidal and antifungal activities of *Persea americana* (avocado) seed extracts. *Revista Da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 42(2), 110–113.

<sup>21</sup> Dabas, D., Elias, R. J., Lambert, J. D., & Ziegler, G. R. (2011). A Colored Avocado Seed Extract as a Potential Natural Colorant. *Journal of Food Science*, 76(9), C1335–C1341. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02415.x>

frutos con formas, sabores, texturas, colores y olores de gran diversidad. El aguacate Hass es la variedad que más se consume en el mundo<sup>22</sup>. De acuerdo al Instituto Nacional de Estadística y Censos (INEC), en el Ecuador existen 286.579 plantaciones de aguacate, cuya producción durante el 2013 fue de 27.602 toneladas de frutos, con un rendimiento del producto de 10 Ton/Ha sembrada<sup>23</sup>. Entre las principales provincias de mayor producción se encuentran: El Carchi, Imbabura, Pichincha y Tungurahua, cuyos cultivos se basan en las variedades Hass y Fuerte<sup>24</sup>.

En el Ecuador, el aguacate es empleado para el consumo del fruto como tal y la manufactura de aceite extra virgen obtenido a través del uso de la pulpa del fruto, mientras que la semilla y cáscara no son consideradas en el transcurso de producción, formando parte de desechos industriales.

---

<sup>22</sup> Secretaría de Economía, (2016). México: México es el primer exportador y productor de aguacate en el mundo. Recuperado el 2 de febrero del 2016 <http://www.gob.mx/se/articulos/mexico-es-el-principal-productor-y-exportador-de-aguacate-en-el-mundo>

<sup>23</sup> FAOSTAT. (2013). Retrieved August 14, 2016, from <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/S>

<sup>24</sup> Reinoso, M. (2016). El aguacate EN ECUADOR |. Retrieved from <http://www.revistaelagro.com/el-aguacate-en-ecuador/>

Tabla 2.

**Estudios realizados a la semilla del aguacate**

<b>Estudios realizados a la semilla de aguacate</b>			
<b>Residuo</b>	<b>Métodos de extracción y referencias</b>	<b>Usos potenciales</b>	<b>Compuestos aislados</b>
<b>Semilla</b>	Extracción sólida-líquido asistida con ultrasonido empleando metanol <sup>25</sup>	Colorante natural	Polifenoles, catequina, hexámeros, entre otros compuestos.
<b>Semilla</b>	Maceración empleando agua destilada <sup>26</sup>	Ratas macho adultas no hubo ningún cambio significativo en el plasma marcadores de hepatotoxicidad pero disminuyo e ritmo cardiaco de los ratones.	N.A.
<b>Semilla</b>	Extracción por reflujo (Soxhlet), usando hexano y metano <sup>27</sup>	N.A.	Flavonoides antocianinas, taninos condensados y alcaloides.
<b>Semilla</b>	Maceración con etanol a diferentes concentraciones asistida con ultrasonido <sup>28</sup>	Colorante natural en alimentos	Compuestos fenólicos.
<b>Semilla</b>	Extracción por hexano <sup>29</sup>	N.A.	Ácido graso (Palmítico).

Fuente: Cristina Bazurto y Ana García

<sup>25</sup> Dabas, D., Elias, R. J., Lambert, J. D., & Ziegler, G. R. (2011). A Colored Avocado Seed Extract as a Potential Natural Colorant. *Journal of Food Science*, 76(9), C1335–C1341. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02415.x>

<sup>26</sup> Ozolua, R. I., Anaka, O. N., Okpo, S. O., & Idogun, S. E. (2009). Acute and Sub-Acute Toxicological Assessment of the Aqueous Seed Extract of *Persea Americana* Mill (Lauraceae) in Rats. *African Journal of Traditional, Complementary, and Alternative Medicines*, 6(4), 573–578.

<sup>27</sup> Leite, J. J. G., Brito, É. H. S., Cordeiro, R. A., Brilhante, R. S. N., Sidrim, J. J. C., Bertini, L. M., ... Rocha, M. F. G. (2009). Chemical composition, toxicity and larvicidal and antifungal activities of *Persea americana* (avocado) seed extracts. *Revista Da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 42(2), 110–113.

<sup>28</sup> Arlene, A. A., Prima, K. A., Utama, L., & Anggraini, S. A. (2015). The Preliminary Study of the Dye Extraction from the Avocado Seed Using Ultrasonic Assisted Extraction. *Procedia Chemistry*, 16, 334–340. <https://doi.org/10.1016/j.proche.2015.12.061>

<sup>29</sup> Bora, P. S., Narain, N., Rocha, R. V., & Queiroz Paulo, M. (2001). Characterization of the oils from the pulp and seeds of avocado (cultivar: Fuerte) fruits. *Grasas Y Aceites*, 52(3–4), 171–174.



### 3.3.2 Colorantes.

Estos compuestos confieren, acentúan o modifican el color de cereales, bebidas embotelladas, postres, sopas, yogures, quesos, cárnicos y muchos otros alimentos<sup>30</sup>. La primera sensación de un alimento que percibe el consumidor es su color, el cual incluso influye en la aprobación o devolución del mismo, los alimentos son coloreados de manera artificial para hacerlos más atractivos. Con este fin pueden utilizarse colorantes obtenidos de fuentes naturales o mediante tratamientos físicos y químicos. Sin embargo, ciertos colorantes no son empleados en alimentos, ya que pueden provocar problemas para la salud<sup>31</sup>. El color es esa parte de la energía radiante que el ser humano percibe mediante la estimulación de la retina del ojo a amplitudes de onda entre 380 y 780nm<sup>32</sup>.

#### 3.3.2.1 Colorantes artificiales

Este tipo de colorantes han sido utilizados para cambiar los colores de muchos artículos, desde los textiles hasta los alimentos. Sin embargo, en la última década, el número de pigmentos sintéticos se ha reducido drásticamente gracias a la investigación toxicológica<sup>33</sup>. La mayoría son químicos sintéticos, en algunos con más seguros que otros, los nombres de los colorantes no aparece usualmente en las etiquetas, existen pruebas que indican que estos pueden ocasionar hiperactividad y alergias en algunos niños sensibles<sup>34</sup>.

---

<sup>30</sup> Badui, S. (2012). *La ciencia de los alimentos en la práctica*. México: PEARSON EDUCACIÓN

<sup>31</sup> Hashem, M. M., Atta, A. H., Arbid, M. S., Nada, S. A., & Asaad, G. F. (2010). Immunological studies on Amaranth, Sunset Yellow and Curcumin as food colouring agents in albino rats. *Food and Chemical Toxicology*, 48(6), 1581–1586. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.03.028>

<sup>32</sup> Badui, S. (2013). *Química de los alimentos* (Quinta Edición). Mexico: PEARSON EDUCACIÓN

<sup>33</sup> Kang, Y. J., Jung, S. W., & Lee, S. J. (2014). An optimal extraction solvent and purification adsorbent to produce anthocyanins from black rice (*Oryza sativa* cv. Heugjinjubyeo). *Food Science and Biotechnology*, 23(1), 97–106. <https://doi.org/10.1007/s10068-014-0013-8>

<sup>34</sup> Morales, A. R. (2011). *Frutoterapia, nutrición y salud*. EDAF.

De acuerdo a Badui, (2013) los riesgos derivados del consumo de adictivos sintéticos, se ha legislado respecto a las posible toxicidad de los pigmentos. La Unión Europea elaboró una lista que comprenden 42 materiales pigmentantes para uso en alimentos, de los cuales 15 son sintéticos de tipo orgánico; los demás son naturales o idénticos a ellos. Por ellos se deben realizar estudios exhaustivos antes de su aplicación. Por lo general son derivados azoicos como tartrazina, azorubina, rojo cochinilla, negro brillante y amaranto, entre otros<sup>35</sup>.

Tabla 3.

**Principales características de los colorantes sintéticos utilizados en la industria alimentaria**

Colorantes	Fuente	Color	Aplicación	Efectos tóxicos
<b>Tartazina (amarillo núm. 5)</b>	Derivado trisódico del ácido pirazal-carboxílico	Amarillo	Productos repostería Productos cárnicos Bebidas refrescantes Licores Algunos quesos	de Baja toxicidad Reacciones alérgicas IDA: 7.5mg/Kg
<b>Amaranto (rojo núm.2)</b>	Sal trisódica del ácido naftol trisulfónico	Rojo	Bebidas Caviar	Posibles efectos cancerígenos por impurezas durante su fabricación (evaluada en ratones) IDA: 0.5 mg/Kg
<b>Eritrosina (rojo núm. 3)</b>	Sal trisódica de la tetraiodofluore s-ceína	Rojo	Productos cárnicos Productos de confiterías Postrer lácteos	Baja toxicidad IDA: 0.6

<sup>35</sup> Calvo Carrillo, M. de la C., & Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos (PRIMERA)*. México: MCGRAW-HILL EDUCACIÓN.

<b>Rojo cochinilla</b>	Sal trisódico del ácido naftol	Rojo	Productos cárnicos	Posibles efectos cancerígenos (en análisis)		
			Productos reposterías		de	IDA: 4 mg/ kg
			Productos confiterías		de	

Fuente : Calvo Carrillo & Mendoza Martínez, 2012

### 3.3.2.2 Colorantes naturales

Los colorantes naturales o pigmentos naturales, la situación y perspectivas actuales de los colorantes naturales se puede ejemplificar con los carotenos, que son uno de los grupos más importantes en el área de los alimentos, medicamentos, y cosméticos<sup>36</sup>, es decir la materia colorante por su estructura molecular están clasificados en: carotenoides, flavonoides, antocianinas y betaleinas<sup>37</sup>. Se considera inofensivos y las condiciones específicas para su utilización son inferiores que los colorantes sintéticos<sup>38</sup>.

Tabla 4.

#### Principales características de los colorantes naturales utilizados en las industrias alimentarias

Colorantes	Fuente	Color	Aplicación	Efectos tóxicos
<b>Carotenoides</b>	Semillas, zanahoria, mandarinas, aji tomate, pimentón, etc.	Marrón Violeta Rojo	Sopas de tomate Salsas Bebidas refrescantes Embutidos	Baja toxicidad Absorción intestinal muy baja IDA: 5mg/kg
<b>Antocianinas</b>	Uvas	Rojo Púrpura Azul	Bebidas refrescantes Productos de confitería	Baja toxicidad IDA: no establecida

<sup>36</sup> Ugaz, O. L. S. de. (1997). *Colorantes Naturales*. Perú: Fondo Editorial PUCP.

<sup>37</sup> Gibaja, S. (1998). *pigmentos naturales*. Perú: Fondo Editorial UNMSM.

<sup>38</sup> Calvo Carrillo, M. de la C., & Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos (PRIMERA)*. México: MCGRAW-HILL EDUCACIÓN.

<b>Clorofilas</b>	Algas Hojas vegetales	Verde	Bebidas refrescantes Helados Chicles	Baja toxicidad Absorción intestinal IDA: no establecida
<b>Betalainas</b>	Remolacha Acelgas Buganvillas	Rojo	Productos de reposterías Derivados cárnicos y lácteos Helados Bebidas refrescantes Mermeladas	Baja toxicidad Absorción intestinal IDA: no establecida
<b>Ácidos carmínicos</b>	Cochinilla	Naranja Rojo	Pastelería Mermeladas Conservas Helados Productos cárnicos Bebidas refrescantes	Baja toxicidad Alergia IDA: no establecida
<b>Caramelo</b>	Calentamiento o controlado de hidratos de carbono de calidad alimentaria	Marrón	Productos de reposterías Bebidas carbonatadas Cervezas Dulces Productos cárnicos	Baja toxicidad Efecto laxante (en altas concentraciones ) IDA: no establecida
<b>Curcumina</b>	Cúrcuma	Amarillos	Mostazas Productos de confitería Productos cárnicos Mermeladas	Baja absorción intestinal Posible efectos teratogénicos IDA: 0.1 mg/kg

Fuente : Calvo Carrillo & Mendoza Martínez, 2012

Actualmente la polémica con relación a la toxicidad de colorantes artificiales ha llevado a los organismos responsables de varios países a restringir, y en muchos casos a prohibir el uso de varios de estos, existiendo un creciente interés con relación al uso de colorantes naturales el cual se sujeta por aspectos toxicológicos<sup>39</sup> Valderrama, (2001), también afirma de

<sup>39</sup> Valderrama, J. O. (2001). *Información Tecnológica* (71st ed., Vol. 12). Centro de Información Tecnológica.

forma genérica que la mayor de colorantes sintéticos generan toxicidad a altas dosis, por lo que sus dosis de empleo están siendo restringidas. Hoy en día existe una tendencia en la industria alimenticia a emplear más los colorantes naturales<sup>40</sup>.

### 3.3.3 Polifenoles.

En la naturaleza existe una amplia variedad de compuestos que presentan una estructura molecular caracterizada por la presencia de uno o varios anillos fenólicos. Estos compuestos podemos denominarlos polifenoles<sup>41</sup>.

Los polifenoles predominan en las verduras de hoja, las cebollas, las frutras y hojas de té<sup>42</sup>. Estos pueden clasificarse en diferentes grupos, de acuerdo al número de anillos fenol que poseen y determinadas estructurales que unen a estos anillos entre sí<sup>43</sup>, que de acuerdo a Hernández, (2010) en este grupo se destacan los flavonoides, los estilbenos y los curcuminoides.

#### 3.3.3.1 Flavonoides

Son compuestos fenólicos caracterizados por una estructura benzo- $\gamma$ -pirano que están ampliamente distribuidos en el reino vegetal<sup>44</sup> los cuales

---

<sup>40</sup> Astiasarán, I. (2003). *Alimentos y nutrición en la práctica sanitaria*. Madrid-España: Ediciones Díaz de Santos.

<sup>41</sup> Quiñones, M., Miguel, M., & Aleixandre, A. (2012). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición Hospitalaria*, 27(1), 76–89.

<sup>42</sup> Martínez, C. V., Blanco, A. I. D. C., & Nomdedeu, C. L. (2005). *Alimentación y nutrición: manual teórico-práctico*. Ediciones Díaz de Santos. pag-. 115

<sup>43</sup> Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L. (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 79(5), 727–747.

<sup>44</sup> Cartaya, O., & Reynaldo, I. (2001). Flavonoides: características químicas y aplicaciones. *Cultivos Tropicales*, 22(2), 5–15.

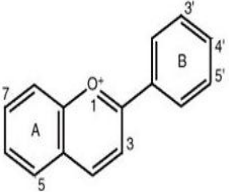
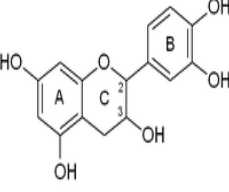
poseen bajo peso molecular y son producidos por plantas vasculares<sup>45</sup>. Estas sustancias poseen dos anillos aromáticos bencénicos enlazados por un puente de tres átomos de carbono<sup>46</sup>.

De acuerdo a Martínez et al., (2002), se clasifican en:

- Flavanos.
- Flavonoles
- Flavonas
- Antocianidinas.

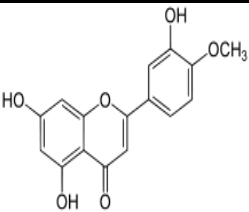
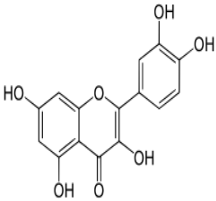
Tabla 5.

### Clasificación de los flavonoides

Nombre	Descripción	Ejemplo	Estructura
<b>Antocianidinas</b>	Tiene un –OH en la posición 3, pero además poseen (=) entre los carbonos 3 y 4 del anillo C.	Antocianidina	
<b>Flavanos</b>	Con un grupo –OH en posición 3 del anillo C.	Catequina	

<sup>45</sup> Barberan, T., & Wollenweber, E. (1990). Flavonoid aglycones from the leaf surfaces of some Labiatae species. Retrieved September 29, 2016, from [http://www.academia.edu/23627245/Flavonoid\\_aglycones\\_from\\_the\\_leaf\\_surfaces\\_of\\_someLabiatae\\_species](http://www.academia.edu/23627245/Flavonoid_aglycones_from_the_leaf_surfaces_of_someLabiatae_species)

<sup>46</sup> Tomás-Barberán, F. A. (1994). *Estudio sobre el contenido en flavonoides de las Mielles de La Alcarria: su aplicación a la caracterización geográfico-botánica*. Editorial CSIC - CSIC Press.

<b>Flavonas</b>	Poseen un grupo (-C=O) en cuartar posición del anillo C.	Diosmetina	
<b>Flavonoles</b>	Grupo (-C=O) en posición 4 y un grupo -OH en posición 3 del anillo C	Quercetina	

Fuente: Jiménez, Martínez, & Fonseca, 2009

- **Antocianinas**

Las antocianinas son compuestos no nitrogenados pertenecientes a la familia de los flavonoides, de amplia distribución en la naturaleza<sup>47</sup>, las cuales son responsables de una variedad de colores en los vegetales, que van desde el azul, pasando por el púrpura, el violeta, rojo y amarillo<sup>48</sup>.

Las diferencias entre las antocianinas individuales son: lo grupos hidroxilo, el grado de metilación de dichos grupos y el número y la ubicación de los azúcares unidos a las moléculas<sup>49</sup>.

- **Estructura de las antocianinas**

Las antocianinas son glicósidos que tienen un azúcar en posición 3, y en ocasiones en alguna otra posición<sup>50</sup>; están constituidos por una molécula

<sup>47</sup> Badui, S. (2013). *Química de los alimentos* (Quinta Edición). Mexico: PEARSON EDUCACIÓN.

<sup>48</sup> Damodaran, S., Parkin, K. L., & Fennema, O. R. (2010). *Fennema Química de los Alimentos* (Tercera edición). Zaragoza (España): Acribia, S.A.

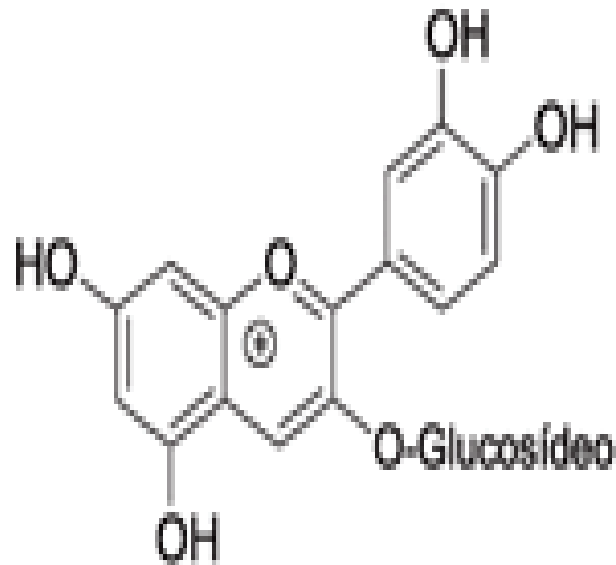
<sup>49</sup> Hernandez, A. G. (DRT). (2010). *Tratado de nutrición / Nutrition Treatise: Composición Y Calidad Nutritiva De Los Alimentos / Composition and Nutritional Quality of Foods*. Ed. Médica Panamericana.

<sup>50</sup> Zeiger, E. (2006). *Fisiología vegetal*. USA: Universitat Jaume I.

de antocianidina, que es la aglicona, al cual se une el azúcar a través de un enlace  $\beta$ -glicosídico, y en algunos casos por un enlace  $\alpha$ -glicosídico<sup>51</sup>.

Gráfico 2.

**Estructura química de antocianinas**



Fuente: Março, Poppi, & Scarminio, 2008

---

<sup>51</sup> Ocampo, R., Ríos, L., Betancur, L. A., & Ocampo, D. (2008). *Curso práctico de química orgánica. Enfocado a biología y alimentos*. Universidad de Caldas.



Tabla 6.

**Estructura fundamental del catión flavilio**

<b>Grupos sustituyentes y absorbancias de las antocianinas.</b>			
<b>Aglicona</b>	<b>Substitución</b>		<b>λ<sub>máx</sub> (nm) Espectro visible</b>
	<b>R<sub>1</sub></b>	<b>R<sub>2</sub></b>	
<b>Pelargonidina</b>	H	H	494(naranja)
<b>Cianidina</b>	OH	H	506(naranja-rojo)
<b>Delfinidina</b>	OH	OH	508(azul-rojo)
<b>Peonidina</b>	OCH <sub>3</sub>	H	506 (naranja-rojo)
<b>Petunidina</b>	OCH <sub>3</sub>	OH	508 (azul-rojo)
<b>Malvinidina</b>	OCH <sub>3</sub>	OCH <sub>3</sub>	510 (azul-rojo)

Fuente: (Ocampo et al., 2008) y clasificación de antocianinas (Garzón, 2008).

Como se observa en la figura 1, el catión flavilio consta de dos grupos aromáticos: un sistema hetero anular fusionado tipo benzopirilio formados por los anillos A y C y un anillo B de naturaleza fenólica. Entre los sacáridos que comúnmente forman parte de las antocianinas esta: glucosa, galactosa, xilosa, ramnosa y gentobiosa<sup>52</sup>, que se une a la molécula en la ubicación 3 del grupo fenólico, aunque puede hacerlo en las posiciones 5 y 7<sup>53</sup>.

- **Estabilidad y color de las antocianinas.**

Una de las funciones mejor establecidas de antocianinas es formación de color de la flor y la provisión de colores atractivos para los polinizadores de plantas. Es considerable dar explicaciones de las variaciones de color expresadas por las antocianinas en las plantas. Varios factores, incluyendo la concentración y la naturaleza de las formas de equilibrio de antocianidina, el

<sup>52</sup> Stintzing FC, Stintzing AS, Carle R, Frei B, Wrolstad RE. Color and Antioxidant Properties of Cyanidin-based Anthocyanin Pigments. *J Agric Food Chem.* 2002;50:6172-81.

<sup>53</sup> Aguilera-Otíz, M., del Carmen Reza-Vargas, M., Chew-Madinaveita, R. G., & Meza-Velázquez, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *BIOtecnia*, 13(2), 16–22.

grado de acilación de antocianinas, la naturaleza y concentración de copigmentación, complejos metálicos, los mecanismos de asociación intra e intermoleculares, y la influencia de factores externos como el pH, sales, etc., se ha encontrado que tienen impacto en los colores de antocianina<sup>54</sup>.

Entre los factores que degradan a las antocianinas se encuentra: el pH, la temperatura y la cantidad de oxígeno; aunque existen factores de menor importancia como: enzimas, ácido ascórbico, SO<sub>2</sub>, iones metálicos y azúcares<sup>55</sup>.

- **PH**

Las velocidades de degradación varían en gran medida debido a sus distintas estructuras. En general, un aumento de hidroxilación disminuye la estabilidad, mientras que un aumento en metilación aumenta la estabilidad<sup>56</sup>.

En soluciones líquidas cuyo pH < 2, el pigmento se encuentra en su forma más estable o de ion oxonio (AH) de coloración roja intensa. Al aumentar el pH se promueve la desprotonación del catión flavilo<sup>57</sup>, dando lugar a un equilibrio entre la pseudobase carbinol o hemiacetal (B)<sup>58</sup>. Las aplicaciones de antocianinas en los alimentos son preferentemente usadas en medios ácidos intermedios para que predomine el catión flavilio<sup>59</sup>.

- **Temperatura**

Las antocianinas son inestables a mayor temperatura (60°C), ya que tiende a una elevada degradación del color, mientras que a temperaturas

---

<sup>54</sup> Andersen, O. M., & Markham, K. R. (2005). *Flavonoids: Chemistry, Biochemistry and Applications*. CRC Press.

<sup>55</sup> Damodaran, S., Parkin, K. L., & Fennema, O. R. (2010). *Fennema Química de los Alimentos* (Tercera edición). Zaragoza (España): Acribia, S.A.

<sup>56</sup> Damodaran, S., Parkin, K. L., & Fennema, O. R. (2010). *Fennema Química de los Alimentos* (Tercera edición). Zaragoza (España): Acribia, S.A.

<sup>57</sup> Cheynier, V. 1999. "Structure and colour properties of anthocyanins and related pigments", *Proc. 1st Int. Cong. Pigments in Foods*. Sevilla, España.

<sup>58</sup> Hutchings, J. (1999). *Food Color and Appearance* (2nd Ed.). Gaithersburg: Aspen Publishers.

<sup>59</sup> Aguilera-Otíz, M., del Carmen Reza-Vargas, M., Chew-Madinaveita, R. G., & Meza-Velázquez, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *BIOtecnica*, 13(2), 16–22.

inferiores (4°C) permanecen con menor pérdida de color<sup>60</sup>. Por lo tanto, la hidroxilación da menos estabilidad térmica que las metiladas, glicosiladas o acetiladas<sup>61</sup>.

- **Oxígeno**

El oxígeno disuelto tiene un efecto negativo en la estabilidad de antocianinas<sup>62</sup>, ya que tiende a degradarlas, de forma directa o indirectamente, por los compuestos oxidantes, que a su vez, pueden degradar las antocianinas<sup>63</sup>.

- **Ácido ascórbico**

El ácido ascórbico decolora a las antocianinas ante iones Cu o Fe debido a la formación del 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 presenta la máxima estabilidad<sup>64</sup>. Se supone que la condensación de las antocianinas con flavonoides previene la formación de complejos entre antocianinas y ácido ascórbico, ya que el deterioro de ácido ascórbico se reduce<sup>65 66</sup>.

---

<sup>60</sup> Aguilera-Otíz, M., del Carmen Reza-Vargas, M., Chew-Madinaveita, R. G., & Meza-Velázquez, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *BIOtecnia*, 13(2), 16–22.

<sup>61</sup> Fennema, O. R. (2000). *Química de los Alimentos* (2 ed). Zaragoza (España): ACRIBIA EDITORIAL.

<sup>62</sup> Lopez-Hernandez, E., Ponce-Alquicira, E., Cruz-Sosa, F., & Guerrero-Legarreta, I. (2001). Characterization and Stability of Pigments Extracted from Terminalia Catappa Leaves. *Journal of Food Science*, 66(6), 832–836. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2001.tb15182.x>

<sup>63</sup> Jackman, R. L., & Yada, R. Y. (1987). A Review: Separation and Chemical Properties of Anthocyanins Used for Their Qualitative and Quantitative Analysis. Retrieved October 12, 2016, from [http://www.academia.edu/25819105/A\\_Review\\_Separation\\_and\\_Chemical\\_Properties\\_of\\_Anthocyanins\\_Used\\_for\\_Their\\_Qualitative\\_and\\_Quantitative\\_Analysis](http://www.academia.edu/25819105/A_Review_Separation_and_Chemical_Properties_of_Anthocyanins_Used_for_Their_Qualitative_and_Quantitative_Analysis)

<sup>64</sup> Pangestuti, R., & Kim, S.-K. (2011). Biological activities and health benefit effects of natural pigments derived from marine algae. *Journal of Functional Foods*, 3(4), 255–266. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2011.07.001>

<sup>65</sup> Jackman, R. L., & Yada, R. Y. (1987). A Review: Separation and Chemical Properties of Anthocyanins Used for Their Qualitative and Quantitative Analysis. Retrieved October 12, 2016, from [http://www.academia.edu/25819105/A\\_Review\\_Separation\\_and\\_Chemical\\_Properties\\_of\\_Anthocyanins\\_Used\\_for\\_Their\\_Qualitative\\_and\\_Quantitative\\_Analysis](http://www.academia.edu/25819105/A_Review_Separation_and_Chemical_Properties_of_Anthocyanins_Used_for_Their_Qualitative_and_Quantitative_Analysis)

- **Otros factores**

La luz tiene efecto negativo sobre las antocianinas provocando la aceleración de degradación. La sustitución del hidroxilo en el C-5, hace que la antocianina sea más susceptible a la fotodegradación cuando ésta se presenta con flavonas polidroxiladas, isoflavonas y auronas sulfonadas<sup>67</sup>.

Las formas coloreadas de las antocianinas pueden estabilizarse por interacción con componentes, llamados copigmentos, que existen en las células de las flores, frutas y berries<sup>68</sup>. Aunque la copigmentación puede también ocurrir con otra parte de la molécula de la antocianina misma y esto se conoce como copigmentación intramolecular.

Esto sucede cuando la antocianina no está asociada a otros flavonoides, en cuyo caso la unión tiene lugar entre dos unidades de éster del tipo cinamoilo que se presenta como sustituyentes de la porción de azúcar<sup>69</sup>

### 3.3.4 Extracción

Entre el concepto de extracción y separación existe escasa diferencia, basada en el establecimiento de un equilibrio de reparto, pues ambos implican de manera genérica la transferencia de materia de una fase a otra<sup>70</sup>. La extracción es un proceso común en el laboratorio y de las industrias<sup>71</sup>.

---

<sup>66</sup> Garzón, G. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. *Acta Biol. Colomb*, 13(3), 27–36.

<sup>67</sup> Delgado-Vargas, F., Jiménez, A. R., & Paredes-López, O. (2000). Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains — Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 40(3), 173–289. <https://doi.org/10.1080/10408690091189257>

<sup>68</sup> Rein, M. (2005). *Copigmentation reactions and color stability of berry anthocyanins*. University of Helsinki, Helsinki.

<sup>70</sup> D, L. de C., M., Valcárcel, M., & Cases, M. V. (1993). Extracción con fluidos supercríticos en el proceso analítico. España: EDITORIAL REVERTÉ

<sup>71</sup> Wankat, P. C., & y Pozo, V. G. (2008). *Ingeniería de procesos de separación*. Pearson Educación. Retrieved from [http://www.academia.edu/download/38977594/16062014Ingenieria\\_de\\_procesos\\_de\\_separacion\\_2edi\\_Wankat.PDF](http://www.academia.edu/download/38977594/16062014Ingenieria_de_procesos_de_separacion_2edi_Wankat.PDF)

En la extracción intervienen dos fases pueden ser una sólida y otra líquida, llamada extracción sólido-líquido; o bien las dos líquidas, llamada extracción líquido-líquido<sup>72</sup>.

#### **3.3.4.1 Extracción en fase sólido- líquido**

La extracción sólido-líquido, también se la conoce como lixiviación<sup>73</sup>, consiste en disolver un componente que forma parte de determinada estructura con un solvente adecuado en el que es insoluble al resto de sólidos conocidos como inerte<sup>74</sup>.

Los solventes para extracción pueden ser soluciones diluidas de ácidos o bases, cuando se desea aprovechar la basicidad o la acidez de las moléculas, como por ejemplo los alcaloides. Más frecuentemente, se usa la extracción con solventes orgánicos de punto de ebullición bajo como (Alcohol, acetato de etilo) y de baja reactividad.<sup>75</sup>

### **3.3.5 Métodos de extracción**

#### **3.3.5.1 Extracción química**

La extracción con solvente orgánicos, consiste en la técnica de remoción de un componente contenido en otro, de carácter sólido con un solvente líquido, también llamada lixiviación. Existen muchos elementos que influyen en la extracción como el tamaño de partícula, temperatura y la agitación del solvente y entre otros. El líquido elegido debe ser un solvente

---

<sup>72</sup> Ferraro, G. E., Martino, V. S., Bandoni, A. L., & Nadinic, J. L. (2016). *Fitocosmética: Fitoingredientes y otros productos naturales*. Barcelona: EUDEBA

<sup>73</sup> Orozco, M. (1998). *Operaciones unitarias*. México: Editorial Limusa.

<sup>74</sup> Ullauri, P. G. (2010). *Transporte de masa en extracción fase sólido-líquido* (2010th ed., Vol. 10). Revista ReCiTeIA.

<sup>75</sup> Marcano, D., & Hasegawa, M. (2002). *Fitoquímica Organica*. Caracas: CDCH UCV.

selectivo y su viscosidad debe ser suficientemente baja para circular libremente<sup>76</sup>.

De acuerdo Coulson et al., (1981) señala que existen cuatros factores importantes que afectan a la velocidad de extracción como son:

- **El tamaño de partícula**

Afecta la celeridad de extracción de diversas maneras. Cuándo más pequeño es el tamaño, mayor es el área de contacto sólido- líquido por lo tanto, la velocidad de transferencia del material se acelera.

- **El disolvente**

Este debe ser selectivo, de baja viscosidad que permita circular con facilidad. En general se utilizan solventes relativamente puro, que al tener lugar la lixiviación la concentración de soluto aumentará y la velocidad disminuirá progresivamente.

- **La temperatura**

La solubilidad del soluto que se está extrayendo aumentará con la temperatura produciendo mayor velocidad de extracción y el coeficiente de difusión ascenderá ante temperaturas elevadas mejorando la velocidad.

- **Agitación del fluido**

Esta acelera la difusión, aumentando la transferencia de material desde la superficie de las partículas hacia la masa de la disolución. La agitación de la solución evita la sedimentación, y hace que se utilice de una forma más eficaz.

---

<sup>76</sup> Martínez, J. M. R., & Lora, E. E. S. (2015). *Bioenergía: Fuentes, conversión y sustentabilidad*. José María Rincón Martínez, Electo Eduardo Silva Lora.

### 3.3.5.2 Métodos de extracción tradicionales

Se basan en la selección de solventes, temperaturas o agitación, para incrementar la solubilidad de los materiales y la tasa de transferencia de masa<sup>77</sup>.

- **Extracción mediante aparato de soxhlet**

Es un método de extracción continuo empleado para materiales sólidos. El material a extraer se coloca, molido y pesado, en una envoltura de celulosa introduciéndose en la cámara de extracción, que está conectada a un balón de destilación y a un refrigerante. Este proceso se repite hasta conseguir el agotamiento deseado del material<sup>78</sup>.

- **Extracción mediante agitación magnética**

Este método utiliza una barra magnética recubierta de fase en lugar de una fibra. La principal diferencia de otras técnicas es que la cantidad de fase en la barra magnética es mayor que en la fibra lo que le confiere una mayor sensibilidad y reproductividad<sup>79</sup>. Se utiliza un agitador de alta velocidad, que induce cavitación hidrodinámica, aumentando el rendimiento de extracción, ya que se aumenta el contacto entre el material vegetal y solvente y el proceso de difusión se incrementa<sup>80</sup>.

---

<sup>77</sup> Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). 2007, 20. Retrieved from [http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec\\_marcha/article/viewFile/449/377](http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377)

<sup>78</sup> Lamarque, A. (2008). Fundamentos teórico-prácticos de química orgánica/ Theoretical and practical organic chemistry. Argentina: Editorial Encuentro.

<sup>79</sup> Calvo Carrillo, M. de la C., & Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos* (PRIMERA). México: MCGRAW-HILL EDUCACIÓN.

<sup>80</sup> Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). 2007, 20. Retrieved from [http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec\\_marcha/article/viewFile/449/377](http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377)

### 3.3.5.3 Extracciones no tradicionales

Se basan en la mejora de los métodos tradicionales por acción física sobre el medio<sup>81</sup>. Entre estas se encuentran, extracción asistida por microondas, fluidos supercríticos, turbo, eléctrica y asistida por ultrasonido.

- **Extracción asistida con ultrasonido**

Es utilizada para a acelerar la los procesos de extracción<sup>82</sup>. En la EAU, las partículas sólidas y líquidas vibran, acelerando la acción ultrasónica, como resultado el soluto pasa rápidamente al solvente<sup>83</sup>. Está demostrado que la energía de ultrasonidos facilita y acelera los procesos como la disolución y lixiviación, los cuales originan vibraciones que proporcionan agitación de la muestra por generación de burbujas microscopias que se contraen y expanden donde pueden alcanzar un tamaño crítico dando lugar a altas temperaturas y presiones locales<sup>84</sup>, con una frecuencia más baja y mayor potencia producen cambios físicos y químicos en medio de la generación y subsiguiente colapso de burbujas de cavitación, las cuales aparecen, crecen y colapsa dentro del liquido<sup>85</sup>, la aplicación de ondas de ultrasonido y especificaciones de alta intensidad ha sido considerada como una técnica que aumenta el rendimiento en la extracción<sup>86</sup>.

---

<sup>81</sup> Gao, M., & Liu, C.-Z. (2005). Comparison of Techniques for the Extraction of Flavonoids from Cultured Cells of *Saussurea medusa* Maxim. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 21(8–9), 1461–1463. <https://doi.org/10.1007/s11274-005-6809-1>

<sup>82</sup> Cespon Romero, R. M. (2007). *Desarrollo de métodos analíticos automáticos para la determinación de metales en el medio ambiente laboral*. Univ Santiago de Compostela.

<sup>83</sup> Gao, M., & Liu, C.-Z. (2005). Comparison of Techniques for the Extraction of Flavonoids from Cultured Cells of *Saussurea medusa* Maxim. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 21(8–9), 1461–1463. <https://doi.org/10.1007/s11274-005-6809-1>

<sup>84</sup> Cespon Romero, R. M. (2007). *Desarrollo de métodos analíticos automáticos para la determinación de metales en el medio ambiente laboral*. Univ Santiago de Compostela.

<sup>85</sup> Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). 2007, 20. Retrieved from [http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec\\_marcha/article/viewFile/449/377](http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377)

<sup>86</sup> Prieto, R. E., Gonzales, G., & Abella, J. P. (2011). *Extracción con ultrasonido de compuestos fenólicos presentes en la cáscara de uva variedad Isabella (Vitis labrusca)* (Vol. 11). Cali- Valle-Colombia: Revista ReCiTeIA.



De acuerdo a Mane et al., (2015) el ultrasonido mejora la cantidad de antocianina extraída, atribuyendo a una mejora en la transferencia de masa debido a la cavitación producida durante la extracción ultrasónica. Además está dentro de las últimas técnicas desarrolladas, la cual es económica por poseer requerimientos instrumentales de bajo costo<sup>87</sup> (Ferraro et al., 2016).

- **Extracción asistida por microonda**

Consiste en la absorción de energía de microondas por los disolventes y la muestra, produciendo un incremento de la temperatura que facilita la difusión de compuestos desde la matriz al solvente<sup>88</sup>, la irradiación de microondas causa el desplazamiento de las moléculas por migración de iones y rotación de dipolos que contribuyen a una rápida transferencia de energía al disolvente y materia vegetal<sup>89</sup> (Ferraro et al., 2016).

### **3.3.6 Extracción de antocianinas.**

La extracción de los pigmentos es similar porque se emplea la extracción sólido-líquido empleando una solución acuosa como solvente, las cuales tiene especificidad<sup>90</sup>.

Existen muchos mecanismos de extracción de antocianinas que actualmente están desarrollándose, como son los métodos tradicionales y no tradicionales. La extracción ultrasónica tiene una transferencia de masa efectiva, permitiendo mejor contacto ante la ruptura de las paredes celulares

---

<sup>87</sup> Ferraro, G. E., Martino, V. S., Bandoni, A. L., & Nadinic, J. L. (2016). *Fitocosmética: Fitoingredientes y otros productos naturales*. Barcelona: EUDEBA.

<sup>88</sup> Castillo, J. M. S. del. (2007). *Micotoxinas en alimentos*. España: Ediciones Díaz de Santos.

<sup>89</sup> Ferraro, G. E., Martino, V. S., Bandoni, A. L., & Nadinic, J. L. (2016). *Fitocosmética: Fitoingredientes y otros productos naturales*. Barcelona: EUDEBA.

<sup>90</sup> Pineda, J. E. D., & others. (2012). Pulverización de colorantes naturales por secado por atomización. *Cuadernos de Investigación*, (33). Retrieved from <http://publicaciones.eafit.edu.co/index.php/cuadernos-investigacion/article/view/1309>

de las plantas por la cavitación producida<sup>91</sup>. Mientras que la extracción acelerada con disolvente es una técnica que se efectúa a elevadas temperaturas y la presión, condiciones que mejoran la cinética de extracción y reducir el tiempo de extracción y volumen de disolvente<sup>92</sup> (Abdel-Aal et al., 2014)

### **3.3.7 Métodos de identificación de antocianinas.**

#### **3.3.7.1 Total de antocianina por el pH diferencial.**

El método pH-diferencial, es la reacción que sufren los pigmentos de antocianinas ante transformaciones estructurales reversibles con un cambio en el pH que se manifiesta por diferentes espectros de absorbancia, esta técnica permite la medición precisa y rápida de las antocianinas totales, incluso en presencia de pigmentos degradados, polimerizados y otros componentes de interferencia. Las antocianinas presentan características espectrales en dos bandas distintivas de absorción, uno en la región UV (260 a 280 nm) y otro en la región perceptible (490 a 550 nm)<sup>93</sup>. Nótese que esos valores cambian con el solvente, son menores en agua que en metanol (o etanol) y sufren un corrimiento del máximo de absorción a mayores amplitudes de onda en medio ácido. Por ejemplo, la cianidina-3-ramnósido absorbe a 507, 523, 535 y 545nm en agua, metanol, etanol y etanol-ácido clorhídrico respectivamente<sup>94</sup>.

---

<sup>91</sup> Rastogi, N. K. (2011). Opportunities and Challenges in Application of Ultrasound in Food Processing. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 51(8), 705–722. <https://doi.org/10.1080/10408391003770583>

<sup>92</sup> Abdel-Aal, E.-S. M., Akhtar, H., Rabalski, I., & Bryan, M. (2014). Accelerated, microwave-assisted, and conventional solvent extraction methods affect anthocyanin composition from colored grains. *Journal of Food Science*, 79(2), C138-146. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.12346>

<sup>93</sup> Guisti, M., & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. Retrieved September 30, 2016, from [http://www.academia.edu/6873755/Characterization\\_and\\_Measurement\\_of\\_Anthocyanins\\_by\\_UV-Visible\\_Spectroscopy](http://www.academia.edu/6873755/Characterization_and_Measurement_of_Anthocyanins_by_UV-Visible_Spectroscopy)

$$\text{Antocianinas monomérica (mg/L)} = \frac{(A)(PM)(FD)(1000)}{\epsilon(l)}$$

La absorbancia (A) se calcula de la forma siguiente:

$$A = (A_{\lambda_{max}} - A_{700})_{pH=1.0} - (A_{\lambda_{max}} - A_{700})_{pH=4.5}$$

$$\text{Antocianinas totales (mg/L)} = \frac{(\epsilon A)(PM)(FD)(1000)}{\epsilon(l)}$$

$$\epsilon A = (A_{\lambda_{max}} - A_{700})_{pH=1.0}$$

### 3.3.7.2 Ley de lambert-beer.

Expresa la relación que existe entre la longitud de onda fija y aglutinación de un cromóforo en solución<sup>95</sup>

Donde la porción de luz absorbida por la muestra es proporcional a la concentración de la muestra (a mayor concentración mayor absorción y menor transmisión) y a la longitud del atravesado por el haz (ancho de la cubeta). Por lo tanto:

$$A = \epsilon \cdot c \cdot l$$

Dado que  $\epsilon$ , es una constante para cada sustancia, y el diámetro de la cubeta (l), es también fijo, la absorbancia depende directamente de la proporción de la sustancia<sup>96</sup>.

---

<sup>95</sup> Guisti, M., & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. Retrieved September 30, 2016, from [http://www.academia.edu/6873755/Characterization\\_and\\_Measurement\\_of\\_Anthocyanins\\_by\\_UV-Visible\\_Spectroscopy](http://www.academia.edu/6873755/Characterization_and_Measurement_of_Anthocyanins_by_UV-Visible_Spectroscopy)

<sup>96</sup> Quesada, S. (2007). *Manual de experimentos de laboratorio para bioquímica* (Primera Edición). Costa Rica: EUNED.

### 3.3.7.3 Espectrofotometría

La espectrofotometría es una técnica que mide la interacción de moléculas con la radiación electromagnética<sup>97</sup>. La región visible del espectro se utiliza principalmente para la determinación de elementos químicos, en contraste con el ultravioleta, empleado mayormente para identificar y determinar compuestos orgánicos<sup>98</sup>.

Las moléculas pueden absorber energía luminosa y almacenarla en forma de energía interna. Esto permite poner en funcionamiento ciclos vitales como la fotosíntesis en plantas y bacterias. En espectroscopía el término luz no sólo se aplica a la forma visible de radiación electromagnética, sino también a las formas de UV e IR, que son invisibles. En espectrofotometría de absorbancias se utilizan las regiones del ultravioleta (UV cercano, de 195-400nm) y el visible (400-780nm)<sup>99</sup>.

---

<sup>97</sup> Sosa, I. A., & López, J. L. L. (2004). Instituto de Biotecnología. *Espectrofotometría de absorción*. Recuperado a partir de [http://www.academia.edu/download/45507938/espectrometria\\_de\\_absorcionteoria.pdf](http://www.academia.edu/download/45507938/espectrometria_de_absorcionteoria.pdf)

<sup>98</sup> Walton, H. F., & Reyes, J. (1983). *Análisis químico e instrumental moderno*. España: EDITORIAL REVERTÉ pag., 180

<sup>99</sup> Díaz, N. A., Ruiz, J. A. B., Reyes, E. F., Cejudo, A. G., Novo, J. J., Peinado, J. P., Fiñana, I. T. (2000). 8. Espectrofotometría: Espectros de absorción y cuantificación colorimétrica de biomoléculas. *Universidad de Córdoba*. [En línea] España. [Fecha de acceso: 15 de mayo de 2014] Disponible en URL: [http://www.uco.es/dptos/bioquimica-biolumol/pdfs/08\\_ESPECTROFOTOMETR%C3%8DA.pdf](http://www.uco.es/dptos/bioquimica-biolumol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETR%C3%8DA.pdf). Recuperado a partir de [http://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biolumol/pdfs/08\\_ESPECTROFOTOMETR%C3%8DA.pdf](http://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biolumol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETR%C3%8DA.pdf)

#### **4. VISUALIZACIÓN DEL ALCANCE DEL ESTUDIO**

La presente investigación tuvo como finalidad la obtención de antocianinas a partir de semillas de aguacate (*Persea americana*) a través de diferentes métodos físicos de extracción. Por lo cual se emplearon tanto métodos tradicionales como no tradicionales, haciendo uso de solventes orgánicos e inorgánicos.

Los métodos empleados para la extracción del colorante fueron asistidos con ultrasonido y agitación magnética, bajo diferentes condiciones físico-químicas por lo cual se evaluará el rendimiento, intensidad del color, concentración de antocianinas, tiempo y tipo de solventes empleados.

A partir del análisis cualitativo y cuantitativo se determinó qué método de los empleados en el proceso era el adecuado en la extracción antocianinas; cuyos resultados finales sirven como base o referencia para estudios posteriores que se realicen.

Este estudio contribuirá con investigaciones futuras como alternativa de sustitución de pigmentos sintéticos que están generando complicaciones en la salud y contaminación ambiental. El cual presenta varias ventajas entre ellas su bajo índice de toxicidad e intensidad del color.

A través de esta investigación se extrajo el pigmento natural que es obtenido de un residuo (semillas de aguacate), el cual contribuye al uso de residuos que no son aprovechados, motivando a futuras investigaciones en la obtención de nuevos productos que podrían sustituir a los colorantes artificiales causantes de serios problemas para la salud hasta la actualidad.

## 5. HIPÓTESIS Y VARIABLES

Los procesos físicos de extracción empleados, permitirán obtener antocianinas a partir de los residuos de semillas de aguacate.

### 5.1 VARIABLES Y SU OPERACIONALIZACIÓN

- **Variable independiente**

Procesos físicos de extracción.

- **Variable dependiente**

Obtención de antocianinas a partir de residuos de semillas del aguacate.

### 5.2 OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES

#### 5.2.1 Variable independiente

Procesos físicos de extracción

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORÍA	INDICADOR	TÉCNICA
El mecanismo de extracción involucra dos fenómenos físicos: difusión a través de la pared celular y el lavado de los contenidos celulares, una vez que las paredes han roto. Entre los métodos de extracción se encuentran los tradicionales por solventes, y no tradicionales como el asistido por ultrasonido.	Evaluación del pigmento obtenido mediante los diferentes procesos realizados.	Tiempo, temperatura, pH, solvente polar y no polar.	Ensayo de laboratorio

### 5.2.2 Variable dependiente

Obtención de antocianinas a partir de residuos de semillas del aguacate.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORÍA	INDICADOR	TÉCNICA
Existen diferentes métodos para la extracción de antocianinas, donde cada uno posee procedimientos en específicos a partir del sustrato que se emplee para su obtención.	Métodos de extracción: solido-liquido asistido con ultrasonido, agitación magnética, microondas, entre otros.	Intensidad del color, concentración de antocianinas, rendimiento, pH final del pigmento	Ensayos de laboratorio Espectrofotometría

## **6. DISEÑO EXPERIMENTAL**

### **6.1 OBJETIVOS**

#### **6.1.1 Objetivo general**

- Evaluar procesos de obtención de antocianinas a partir de semillas de aguacate para el uso en la industria textil.

#### **6.1.2 Objetivos específicos**

- Extraer antocianinas de semilla de aguacate asistida con solventes orgánicos e inorgánicos bajo diferentes condiciones físico-químicas.
- Calcular los rendimientos de los métodos de extracción.
- Determinar las implicaciones termodinámicas y cinéticas del proceso de extracción de antocianinas.

### **6.2 CAMPO DE ACCIÓN**

La presente investigación está orientada al campo de acción de operaciones unitarias, ya que se evaluó los procesos de extracción para la extracción de antocianinas a partir de semillas de aguacate (*Persea americana*) mediante métodos físicos, asistidas con solvente orgánicos e inorgánicos.

### **6.3 DISEÑO METODOLÓGICO**

#### **6.3.1 Tipo de investigación**

La ejecución de esta investigación se realiza algunos tipos de investigación como son:



- **Investigación bibliográfica.-** se seleccionó información de estudios previamente realizados a semillas de aguacate (*Persea americana*) los cuales proporcionan resultados de dichos colorantes.
- **Investigación de campo.-** En el presente estudio se observó que las semillas de aguacate (*Persea americana*) no están siendo aprovechando actualmente, por lo cual se justifica como pueden ser aprovechados este tipo de residuo para obtener un pigmento, mediante la utilización de diferentes técnicas y métodos de extracción que se han realizados durante estudios experimentales.
- **Investigación experimental.-** se realizaron ensayos para obtener la antocianina en el laboratorio empleándose tanto equipos tecnológicos como tradicionales, además se apreciaron los comportamientos cinéticos y termodinámicos implicados en el sistema.

### 6.3.2 Métodos de investigación

- **Método cuantitativo.-** A través de las mediciones se logró determinar la cantidad de antocianinas presente en semillas de aguacate y calcular el rendimiento del colorante obtenido mediante los métodos de extracción empleados.
- **Método cualitativo.-** mediante técnicas de laboratorio se observaron los parámetros que identifica la presencia o ausencia de antocianinas.
- **Método teórico.-** este métodos recopila la información necesaria para establecer concentraciones, temperatura y tipos de solventes estudiados para extraer antocianinas.
- **Método de observación científica.-** El pigmento extraído por los diferentes métodos, establece diferencia de coloración, cambios y

modificaciones que sufren durante su proceso de obtención, logrando establecer relación con la investigación bibliográfica realiza.

#### **6.4 MATERIA PRIMA**

Se utilizó semillas de aguacate con una humedad entre el 14-16 %, la cual no procedía de ningún tipo de secado y no se especificó especie determinada. Para la extracción de antocianinas a partir de semillas de aguacate se realizaron previos ensayos, se constató la presencia de este pigmento natural con pruebas químicas de titulación cualitativa.

#### **6.5 OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS DE ANTOCIANINAS**

Para la extracción de antocianinas de las semillas de aguacate se emplearon dos métodos de extracción, la tradicional agitación magnética (EAM) y por el método no tradicional asistida por ultrasonido (EAU), con dos tipos de solventes como es el etanol 70% y el NaOH en su presentación como sello rojo al 0,5% a diferentes concentraciones y tiempos, este proceso se lo identificó como “Extracción sólido-líquido de antocianinas”.

##### **6.5.1 Extracción sólido –líquido de antocianinas**

La extracción del pigmento (antocianinas), se realizó mediante el proceso de extracción sólido-líquido por lo cual se emplearon solventes orgánico e inorgánico.

Las extracciones fueron asistidas por métodos tradicionales se usó la agitación magnética y no tradicionales el ultrasonido; el hidróxido de sodio se usó al 0.5% de concentración y el etanol a 70%. Se realizó a esta concentración debido a estudios realizados, que afirman la presencia de antocianinas con mayor rendimiento como producto final, en una relación 1/12 sólido-líquido, a temperatura constante de 40°C.

## 6.6 DISEÑO EXPERIMENTAL

### 6.6.1 Descripción del proceso.

**Selección.-** se recolectan semillas de aguacate que estén en buen estado, estas no deben contener impurezas (piel, pulpa y otro tipo de residuos).

**Lavado:** se lava la semilla con agua para eliminar residuos de pulpa de aguacate e impurezas adheridas a esta.

**Troceado y molienda:** Las semillas son cortadas en cubos pequeños para facilitar el proceso de molienda, del cual se obtiene una masa granular.

**Extracción:** Previo a la extracción en el ultrasonido, las muestras son colocadas en tubos de ensayos, mientras las que son sometidas en agitación magnética son envasadas en Erlenmeyer. Las semillas molidas son mezcladas con solventes y se realiza la extracción durante los tiempos establecidos.

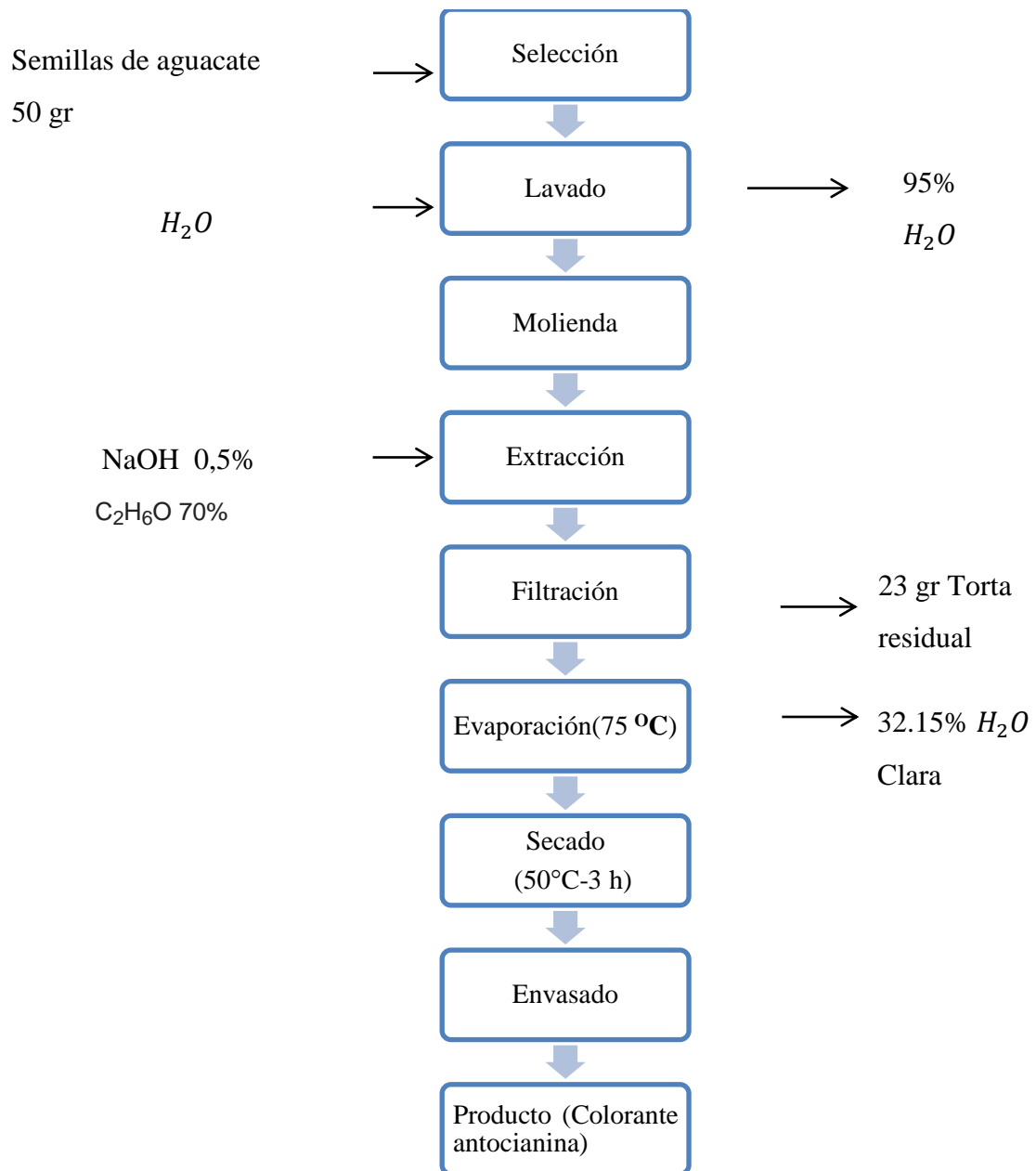
**Filtrado:** Una vez agitado o llevado al ultrasonido, se tiende a separar la masa sólida del líquido mediante un lienzo fino reteniendo así la mayor parte del residuo sólido. De este proceso se obtiene una solución coloreada.

**Evaporación:** La solución coloreada es sometida a evaporación para eliminar parte del agua y solvente que se empleó presente en el líquido.

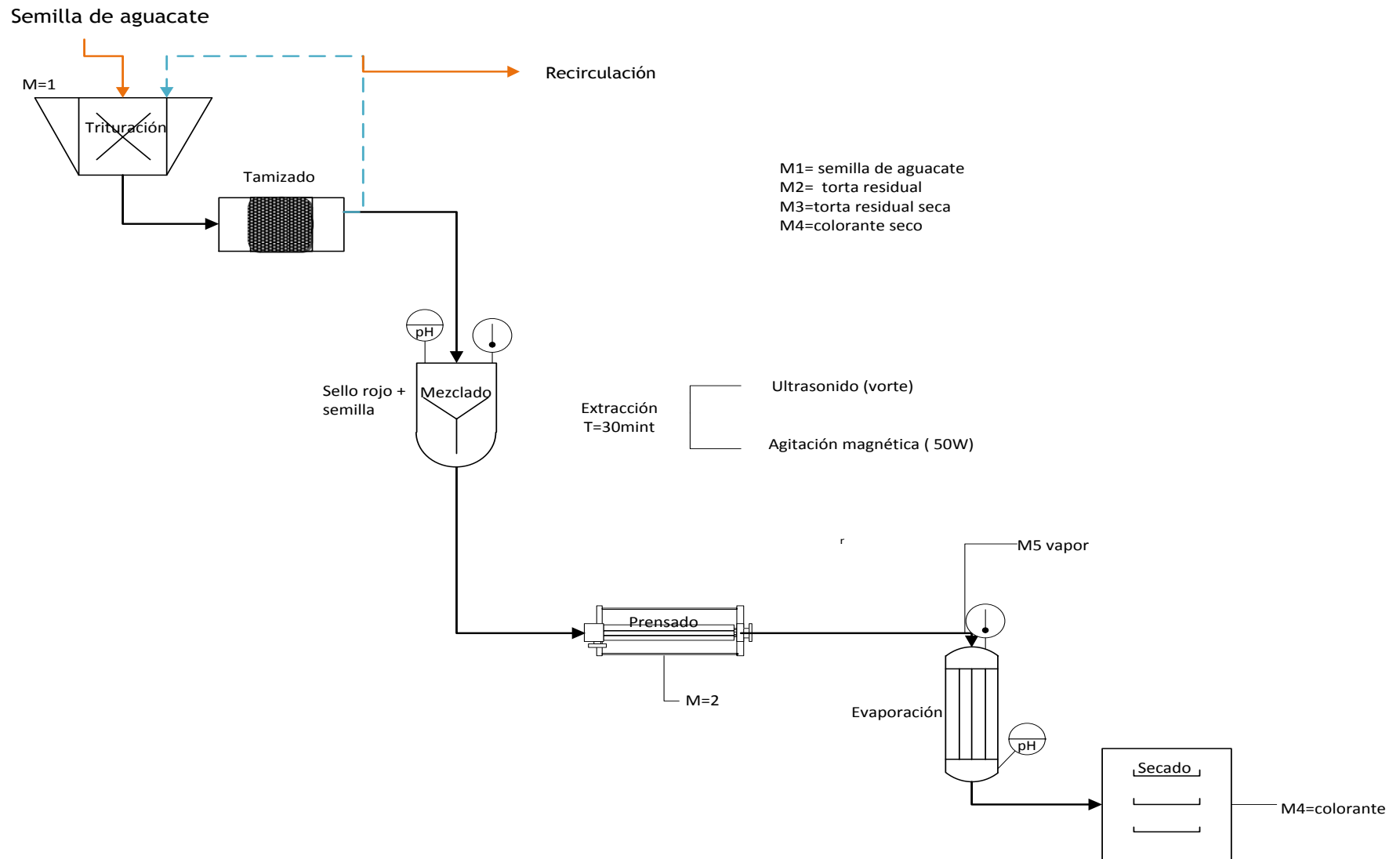
**Secado:** La solución concentrada se esparce sobre caja Petri u aluminio formando finas capas sobre este, el cual se somete a secar en una estufa a 40°C durante 2:30 horas.

**Envasado:** El extracto seco es extraído del papel de aluminio o filtro y es almacenado en recipientes de vidrio o plásticos previamente esterilizados para su posterior almacenamiento.

### 6.6.2 Diagrama de proceso



### 6.6.3 Esquema del proceso



## **6.6.4 Materiales y reactivos.**

### **6.6.4.1 Materiales**

- Tubo de ensayos 9ml.
- Probeta 100ml
- Pipeta graduada
- Matraz Erlenmeyer
- Matraz balón con desprendimiento
- Fiola
- Cajas Petri
- Vidrio de reloj
- Vaso de precipitación
- Espátula
- Peras de tres vías
- Papel de aluminio
- Barra magnética-imán

### **6.6.4.2 Reactivos**

- Etanol
- Hidróxido de sodio (NaOH)
- Buffer pH 1 de cloruro de potasio
- Buffer pH 4.5 de acetato de sodio
- Ácido clorhídrico
- Ácido sulfúrico
- Agua destilada
- Acetato de sodio

## 6.6.5 Identificación de colorantes naturales en los extractos de semillas de aguacate en las diferentes muestras que se extrajeron.

### 6.6.5.1 Pruebas de identificación para flavonoides

- **Ensayo de Reosenheim**

Se tomó una alícuota de 1 ml del extracto metanólico, se agregó 1 ml de HCl y se calentó durante 10 min; dejar enfriar y se adiciona 1 ml de agua y 2 ml de alcohol amílico; dejar en reposo separándose las fases.

Observar la coloración de la fase amílica, siendo la evidencia positiva:

Tabla 7.

#### Ensayo de Reosenheim

Ensayo de Reosenheim	
Pigmento	Coloración
Leucoantocianidinas	Rojo a marrón.
Antocianidinas	Anaranjado o rojo azulado

Fuente: Ríos, Varón, & Garzón, 2015)

- **Prueba con NAOH 1N**

Tomar 10.0 mL de cada uno de los extractos obtenidos sin concentrar.

Calentar en baño de vapor y concentrar hasta 5.0 mL.

En un tubo de ensayo colocar 2.5 mL del extracto concentrado.

Añadir 0.5 mL de NaOH 1N.

Tabla 8.

**Prueba con NaOH 1N**

Ensayo			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
<b>Prueba con NaOH 1N</b>	Hidróxido de sodio al 1N	Coloración amarilla	Flavonas y Flavonoles
		Diferentes tonos de rojo	Flavanonas e isoflavononas
		Coloración púrpura rojiza	Chalconas
		Coloración café anaranjado	Flavonoles
		Coloración azul	Antocianinas

Fuente : (Castillo Membreño & Ramírez González, 2006)

- **Prueba de identificación de antocianinas con un pH ácido**

Medir 1.0 mL de cada uno de los extractos obtenidos sin concentrar.

Transferir a un tubo de ensayo.

Agregar unas gotas de ácido clorhídrico concentrado hasta llevar a pH ácido, utilizando papel Litmus para verificar el pH.

Observar coloración obtenida y comparar con los colores



Tabla 9.

**Prueba de identificación de antocianinas en pH ácido**

Ensayo			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
<b>Identificación para antocianinas con pH ácido</b>	Ácido clorhídrico concentrado	Coloraciones rojas, violetas y moradas	Antocianinas

Fuente : (Castillo Membreño & Ramírez González, 2006)

- **Prueba de identificación de antocianinas con un pH alcalino**

Medir 1.0 mL de cada muestra obtenida sin concentrar.

Transferir a un tubo de ensayo.

Agregar unas gotas de NaOH 1N hasta llevar a pH alcalino, utilizando papel Litmus para verificar el pH.

Observar coloración obtenida y comparar con los colores

Tabla 10.

**Prueba de identificación de antocianinas con un pH alcalino**

Ensayo			
PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
<b>Identificación para antocianinas con pH alcalino</b>	Hidróxido de sodio 1N	Coloraciones verde y azul	Antocianinas

Fuente : (Ríos, Varón, & Garzón, 2015)

### 6.6.6 PH

En el proceso se tomó la lectura del el pH con el potenciómetro pH del cada ensayo realizado desde su inicio a ser mezclada con el solvente y materia prima luego antes de evaporar y como producto final del pigmento.

### 6.6.7 Antocianinas totales

#### 6.6.7.1 Cuantificación de antocianinas por pH diferencial

Se utilizó el método del pH diferencial. Para lo cual se prepararon soluciones de KCl 0,025M, pH 1,0 y tampón de acetato de sodio 0,4 M pH 4,5.

Encender el espectrofotómetro y poner en cero el espectrofotómetro con agua destilada a todas las longitudes de onda que se utilizarán

Preparar dos diluciones de la muestra, una con tampón de cloruro de potasio, pH 1,0 y la otra con tampón de acetato de sodio, pH 4,5, diluyendo cada uno por el factor de dilución previamente determinada. Deje reposar las diluciones durante 15 minutos.

Medir la absorbancia de cada dilución en el vis-λ máx. y 700nm. Todas las mediciones se deben hacer entre 15 min y 1 hora después de la preparación.

La absorbancia (A) se calculó de la forma siguiente:

$$\text{Antocianinas monomérica (mg/L)} = \frac{(A)(PM)(FD)(1000)}{\epsilon(l)}$$

La absorbancia (A) se calcula de la forma siguiente:

$$A = (A_{\lambda_{max}} - A_{700})_{pH=1.0} - (A_{\lambda_{max}} - A_{700})_{pH=4.5}$$

$$\text{Antocianinas totales (mg/L)} = \frac{(\prime A)(PM)(FD)(1000)}{\epsilon(l)}$$

$$\prime A = (A_{\lambda_{max}} - A_{700})_{pH=1.0}$$

### **6.6.7.2 Intensidad del color**

Es medida a través del método de color Red Green Blue (RGB), es decir la suma de los colores individuales rojo, verde y azul, dan como resultado la coloración de la muestra tomada. Se empleó el software Color Grab, programa que permitió obtener las medidas RGB, que posteriormente fueron ingresadas a Paint para obtener los colores reales de las muestras analizadas.

## 7. DEFINICIÓN Y SELECCIÓN DE LA MUESTRA

### 7.1 SEMILLA DE AGUACATE

El presente estudio tomó como muestras semillas de aguacate (*Persea americana*) procedentes de la provincia de Manabí del cantón Portoviejo, obteniendo el residuo de los locales de elaboración de bebidas (batidos de frutas), quienes hacen uso de la pulpa del fruto, cuyas semillas y corteza son desechado. Entre estos se encuentran restos del fruto de aguacate, al cual no se les da uso y son depositados para su posterior recolección por el recolector de basura de la ciudad.

Las semillas se recolectaron por lapso de una semana con anticipación, ante la parte experimental el cual se codificaron con fechas de día de recolección en dicho lugares para ser guardadas a  $3 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$  en una nevera donde no existía ningún otro producto permaneciendo hasta ser transportado y procesado en laboratorio para sus respectivos ensayos.

Tabla 11.

#### Diseño experimental para la extracción sólido-líquido de antocianinas

ENSAYOS			
T(min)	MÉTODOS	RELACIÓN (S/L)	SOLVENTE
10	U	1/12	ETANOL 70%
20	U	1/12	ETANOL 70%
30	U	1/12	ETANOL 70%
10	U	1/12	NaOH 0,5%
20	U	1/12	NaOH 0,5%
30	U	1/12	NaOH 0,5%
10	M	1/12	ETANOL 70%
20	M	1/12	ETANOL 70%
30	M	1/12	ETANOL 70%

<b>10</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>20</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>30</b>	M	1/12	NaOH 0,5%

Fuente: Cristina Bazarro y Ana García

Después del análisis realizado a las muestras obtenidas en los tiempos establecidos (10, 20 y 30 min) con los dos solventes se procedió a realizar los siguientes ensayos con tres repeticiones respectivas para cada periodo con el solvente que se obtuvo mejor concentración.

Tabla 12.

**Repeticiones en base al mejor solvente de acuerdo a previos ensayos realizados.**

<b>ENSAYOS</b>			
<b>T(min)</b>	<b>MÉTODOS</b>	<b>RELACIÓN (S/L)</b>	<b>SOLVENTE</b>
<b>5</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>10</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>15</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>20</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>25</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>30</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>35</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>40</b>	U	1/12	NaOH 0,5%
<b>5</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>10</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>15</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>20</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>25</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>30</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>35</b>	M	1/12	NaOH 0,5%
<b>40</b>	M	1/12	NaOH 0,5%

Fuente: Cristina Bazarro y Ana García

## 8. RECOLECCIÓN DE LOS DATOS.

Tabla 13.

### Contenido total de antocianinas asistidas con ultrasonido

Extracción Asistida con Ultrasonido		
Tiempo	Antocianinas totales (NaOH)	Antocianinas totales (Etanol)
(min)	A Total(mg/L)	A Total(mg/L)
10	107,407	55,306
20	129,85	65,726
30	172,332	64,123

Fuente: Cristina Bazarro, Ana García

Tabla 14.

### Contenidos de antocianinas totales por agitación magnética

Extracción Agitación Magnética		
Tiempo	Antocianinas totales (NaOH)	Antocianinas totales (Etanol)
(min)	AT (mg/L)	AT (mg/L)
10	92,177	41,68
20	115,422	57,711
30	166,721	48,092

Fuente: Cristina Bazarro, Ana García

Tabla 15.

**Red Green Blue (RGB) y pH tomados a las muestras.**

Tiempo (min)	RGB	pH
<b>ULTRASONIDO (etanol 70%)</b>		
<b>10</b>	166-99-90	5,45
<b>20</b>	123-64-69	5,56
<b>30</b>	154-58-46	5,63
<b>AGITACIÓN MAGNÉTICA (etanol 70%)</b>		
<b>10</b>	219-174-169	5,67
<b>20</b>	131-45-34	5,54
<b>30</b>	181-59-42	5,58

Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

Tabla 16.

**Total de antocianinas mediante extracción asistida por ultrasonido con NaOH 0,5%**

Extracción Asistida con Ultrasonido				
Antocianinas totales				
Buffer KCl pH 1				
Tiempo	R1 A Total(mg/L)	R2 A Total(mg/L)	R3 A Total(mg/L)	Promedio A Total(mg/L)
<b>5</b>	90,574	91,37	90,574	90,839
<b>10</b>	106,601	107,407	107,407	107,138
<b>15</b>	115,422	116,224	115,422	115,689
<b>20</b>	130,652	131,45	129,85	130,651
<b>25</b>	136,262	137,06	137,06	136,794
<b>30</b>	171,531	172,332	172,332	172,065
<b>35</b>	168,324	169,12	169,927	169,124
<b>40</b>	151,492	152,29	151,492	151,758

Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

Tabla 17.

**Réplicas del rendimiento obtenido por agitación magnética y ultrasonido con NaOH 0.5%**

Tiempo de extracción	R1	R2	R3	Rend 1	Rend 2	Rend 3	Promedio
<b>Ultrasonido</b>							
<b>5</b>	8,502	7,983	7,765	17,004	15,966	15,53	16,167
<b>10</b>	9,882	9,034	8,858	19,764	18,068	17,716	18,516
<b>15</b>	10,004	10,194	9,305	20,008	20,388	18,61	19,669
<b>20</b>	9,749	9,298	8,890	19,498	18,596	17,78	18,625
<b>25</b>	10,303	9,852	9,873	20,606	19,704	19,746	20,019
<b>30</b>	10,693	11,012	10,127	21,386	22,024	20,254	21,221
<b>35</b>	9,610	9,262	9,161	19,22	18,524	18,322	18,689
<b>40</b>	9,541	9,183	9,041	19,082	18,366	18,082	18,510
<b>Magnética</b>							
<b>5</b>	4,184	4,785	5,042	8,368	9,57	10,084	9,341
<b>10</b>	7,175	7,804	7,502	14,35	15,608	15,004	14,987
<b>15</b>	9,291	8,856	9,466	18,582	17,712	18,932	18,409
<b>20</b>	9,018	9,443	8,175	18,036	18,886	16,35	17,757
<b>25</b>	10,054	9,671	9,993	20,108	19,342	19,986	19,812
<b>30</b>	9,426	9,882	9,291	18,852	19,764	18,582	19,066
<b>35</b>	9,497	9,673	9,332	18,994	19,346	18,664	19,001
<b>40</b>	9,254	8,613	8,91	18,508	17,226	17,82	17,851

Fuente: Cristina Bazurto, Ana García



Tabla 18.

**Total de antocianinas extracción con agitación magnética NaOH 0.5%**

Antocianinas totales en NaOH				
Buffer KCl pH 1				
Tiempo	R1 A Total(mg/L)	R2 A Total(mg/L)	R3 A Total(mg/L)	Promedio A Total(mg/L)
5	88,972	89,773	88,972	89,239
10	91,376	91,376	92,177	91,643
15	122,636	122,636	121,033	122,102
20	114,621	113,819	115,422	114,621
25	137,865	136,262	137,865	137,331
30	167,523	167,523	166,721	167,256
35	134,659	135,461	134,659	134,926
40	115,422	117,827	117,025	116,758

Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

Tabla 19.

**Red Green Blue (RGB) y pH tomados a las muestras obtenidas por ultrasonido**

Tiempo (min)	RGB	pH
<b>ULTRASONIDO</b>		
5	124-93-64	10,78
10	103-60-51	10,63
15	114-72-48	10,58
20	119-71-48	10,61
25	106-59-51	10,64
30	85-51-49	10,71
35	78-47-44	10,68
40	85-55-55	10,67

Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

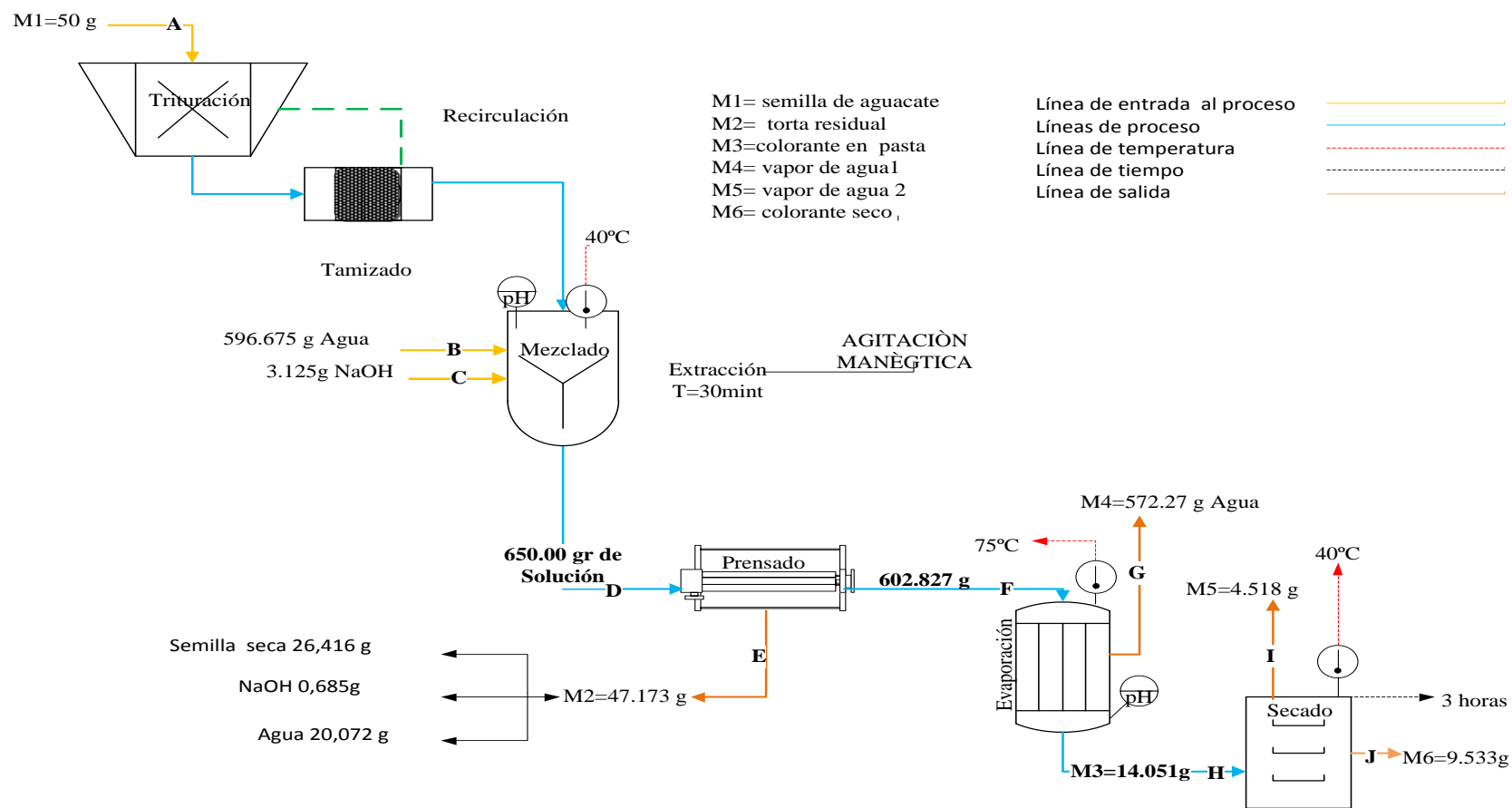
Tabla 20.

**Red Green Blue (RGB) y pH tomados a las muestras obtenidas por agitación magnética**

Tiempo (min)	RGB	pH
<b>AGITACIÓN MAGNÉTICA</b>		
<b>5</b>	119-75-52	10,78
<b>10</b>	117-76-48	10,63
<b>15</b>	94-48-35	10,59
<b>20</b>	102-52-91	10,72
<b>25</b>	93-46-40	10,56
<b>30</b>	68-45-39	10,74
<b>35</b>	76-43-26	10,71
<b>40</b>	114-73-53	10,69

Fuente: Cristina Bazurto y Ana García

**Esquema del proceso de la extracción del pigmento con agitación magnética con 30 minutos con el solvente NaOH 0,5%.**



## BALANCE DE MATERIA

- **Balance de agua**

$$596.87g = E + F$$

$$596.87g = E + F$$

$$F = 576,79 g H_2O$$

- **NaOH**

$$D = E + F$$

$$3.125g = 0.685g + F$$

$$F = 2.44g \text{ NaOH}$$

### **Semilla**

$$D = E + F$$

$$50g = 26.416g + F$$

$$F = 23.584g$$

- **Secador**

$$H_2O$$

$$H = I + J$$

$$14.051 g \%H = 4.518 g$$

$$\%H = 32.15\% H_2O$$

- **Antocianinas**

$$H = I + J$$

$$14.051 g \%H = 7.093g$$

$$\%H = 50.1$$

- **NaOH**

$$H = I + J$$

$$14.051 g \%H = 2.44g$$

$$\%H = 17.3\%$$

## Evaporador

- $H_2O$

$$F = G + H$$

$$576.79g = G + 14.051(32.1\%)$$

$$G = 572.27g$$

- **Antocianinas**

$$F = G + H$$

$$23,584g \%F = 7.093$$

$$\%F = 30\%$$

### Soluciones en entrada F

$$\frac{572.27}{602.827} = 95\%H_2O$$

$$\frac{23.584}{602.827} = 3.91\% \textit{Antocianina}$$

$$\frac{2.44}{602.827} = 0,40 \%H_2O$$

### Solución de salidas H

17.3 % NaOH

50.1 % Antocianinas

32.15%  $H_2O$

## BALANCE DE ENERGÍA

### 30-M-NaOH 0,5%

#### • MEZCLADOR

$$Q = \sum \Delta H.n$$

$$Q = (\Delta H.n)_{H_2O} + (\Delta H.n)_{NaOH} + (\Delta H.n)_{semilla}$$

$$Q = (1,055 \frac{KJ}{mol} \cdot 33,158 mol) + (8,682 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,078 mol) + (36,778 \frac{KJ}{kg} \cdot 0,05 kg)$$

$$Q = 37,52 KJ$$

#### • EVAPORADOR

$$Q_E = (\Delta H.n)_{H_2O} + (\Delta H.n)_{NaOH} + (\Delta H.n)_{Antocianinas}$$

$$Q = (1,055 \frac{KJ}{mol} \cdot 32,04 mol) + (45,654 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,060 mol) + (3,442 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,052 mol)$$

$$Q_E = 36,72 KJ$$

$$Q_S = (\Delta H.n)_{vapor\ de\ agua} + (\Delta H.n)_{sol.concentrada}$$

$$Q_{VaporH_2O} = (\Delta H.n) = (1,656 \frac{KJ}{mol} \cdot 31,79 mol) = 52,64 KJ$$

$$Q_{Solución} = (3,442 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,015 mol) + (45,654 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,060 mol) + (1,809 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,251 mol)$$

$$Q_{Solución} = 3,244 KJ$$

$$Q_S = (52,64 + 3,244) KJ = 55,88 KJ$$

#### • SECADOR

$$Q_E = 3,244 KJ$$

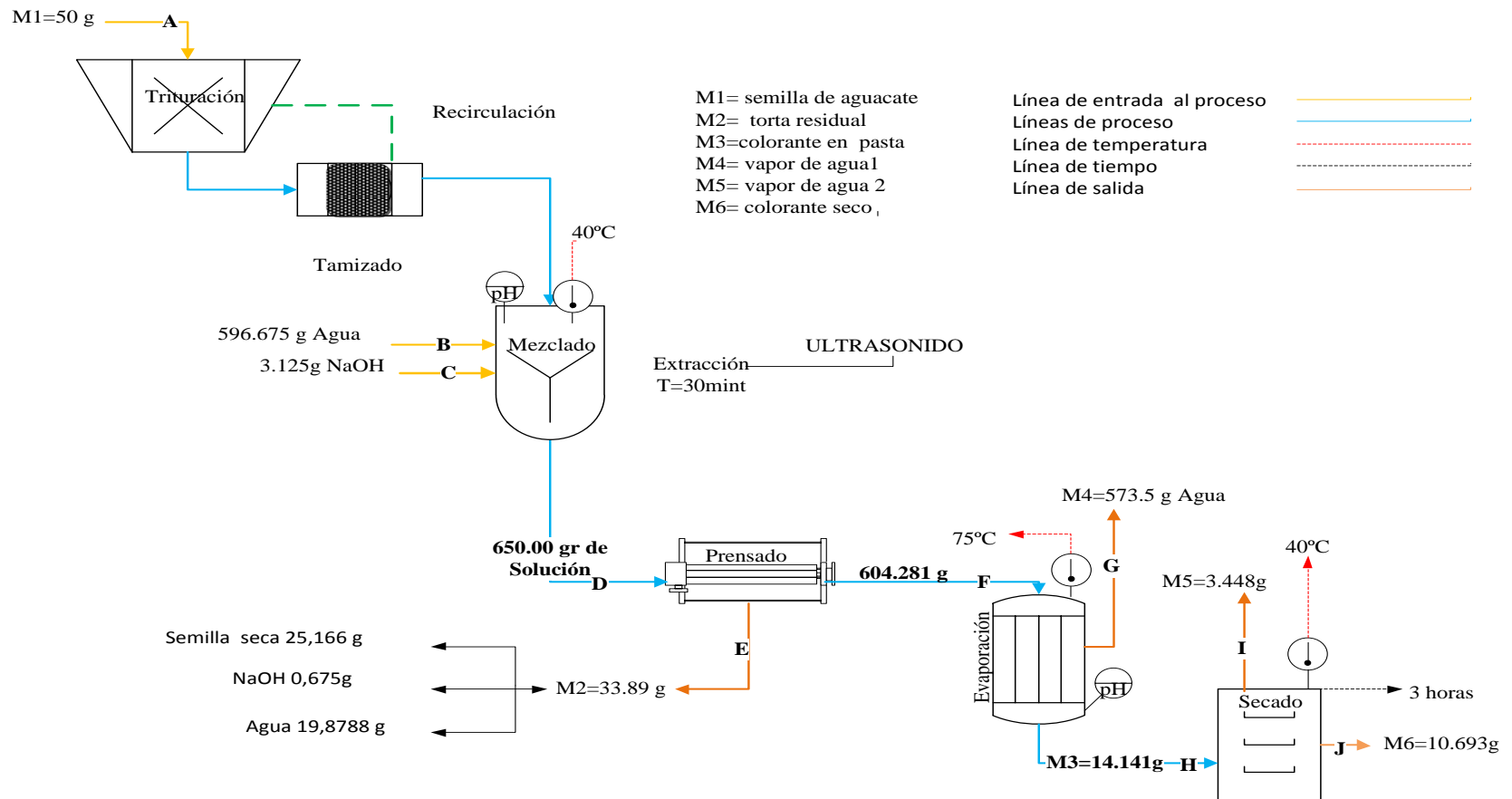
$$Q_S = (\Delta H.n)_{H_2O} + (\Delta H.n)_{colorante}$$

$$Q_S = (0,809 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,251 mol) + ((1,679 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,015 mol) + (17,78 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,06 mol))$$

$$Q_S = 1,294 KJ$$

$$Q_T = Q_E - Q_S = (3,244 - 1,294) KJ = 1,949 KJ$$

**Esquema del proceso de la extracción del pigmento asistida con ultrasonido en 30 minutos con el solvente de NaOH 0,5%.**



## BALANCE DE MATERIA

- **Balance de agua**

$$596.87g = E + F$$

$$596.87g = 19,878g + F$$

$$F = 576,79 g H_2O$$

- **NaOH**

$$D = E + F$$

$$3.12g = 0.675g + F$$

$$F = 2.44g \text{ NaOH}$$

- **Semilla**

$$D = E + F$$

$$50g = 25.166g + F$$

$$F = 24.834g$$

- **Secador**

$$H_2O$$

$$H = I + J$$

$$14.141 g \%H = 3.448g$$

$$\%H = 24.38\% H_2O$$

- **Antocianinas**

$$H = I + J$$

$$14.141 g \%H = (10.693)(0.77)$$

$$\%H = 58,29\%$$

- **NaOH**

$$H = I + J$$

$$14.141 g \%H = 2.45g$$

$$\%H = 17.5\%$$



## Evaporador

- $H_2O$

$$F = G + H$$

$$576.992g = G + 14.141g(24.3\%)$$

$$G = 573.544g$$

- Antocianinas

$$F = G + H$$

$$24,834g \%F = 14.141(0.582)$$

$$\%F = 33.1\%$$

## Soluciones en entrada F

$$\frac{573.54}{604.28} = 94.9\%H_2O$$

$$\frac{24.834}{604.28} = 4.1\% \text{ Antocianina}$$

$$\frac{2.44}{604.28} = 0,40 \%H_2O$$

## Solución de salidas H

17.5 % NaOH

58.29 % Antocianinas

24.21%  $H_2O$

## BALANCE DE ENERGIA

30-U-NaOH 0,5%

MEZCLADOR

$$Q = \sum \Delta H_{an}$$

$$Q = (\Delta H.n)_{H_2O} + (\Delta H.n)_{NaOH} + (\Delta H.n)_{semilla}$$

$$Q = (1,055 \frac{KJ}{mol} \cdot 33,158 mol) + (8,682 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,078 mol) + (36,778 \frac{KJ}{kg} \cdot 0,05 kg)$$

$$Q = 37,52 KJ$$

### EVAPORADOR

$$Q_E = (\Delta H.n)_{H_2O} + (\Delta H.n)_{NaOH} + (\Delta H.n)_{Antocianinas}$$

$$Q = (1,055 \frac{KJ}{mol} \cdot 32,05 mol) + (45,654 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,061 mol) + (3,442 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,055 mol)$$

$$Q_E = 36,79 KJ$$

$$Q_S = (\Delta H.n)_{vapor\ de\ agua} + (\Delta H.n)_{sol.concentrada}$$

$$Q_{VaporH_2O} = (\Delta H.n) = (1,656 \frac{KJ}{mol} \cdot 31,86 mol) = 52,76 KJ$$

$$Q_{Sol} = (3,442 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,018 mol) + (45,654 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,060 mol) + (1,809 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,191 mol)$$

$$Q_{Solución} = 3,187 KJ$$

$$Q_S = (52,76 + 3,187) KJ = 55,94 KJ$$

### SECADOR

$$Q_E = 3,187 KJ$$

$$Q_S = (\Delta H.n)_{H_2O} + (\Delta H.n)_{colorante}$$

$$Q_S = (0,809 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,191 mol) + ((1,679 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,018 mol) + (17,78 \frac{KJ}{mol} \cdot 0,061 mol))$$

$$Q_S = 1,268 KJ$$

$$Q_T = Q_E - Q_S = (3,187 - 1,268) KJ = 1,919 KJ$$

## 9. ANÁLISIS DE RESULTADOS.

Tabla 21.

**Análisis cualitativos realizados a las muestras extraídas con solventes orgánicos e inorgánicos**

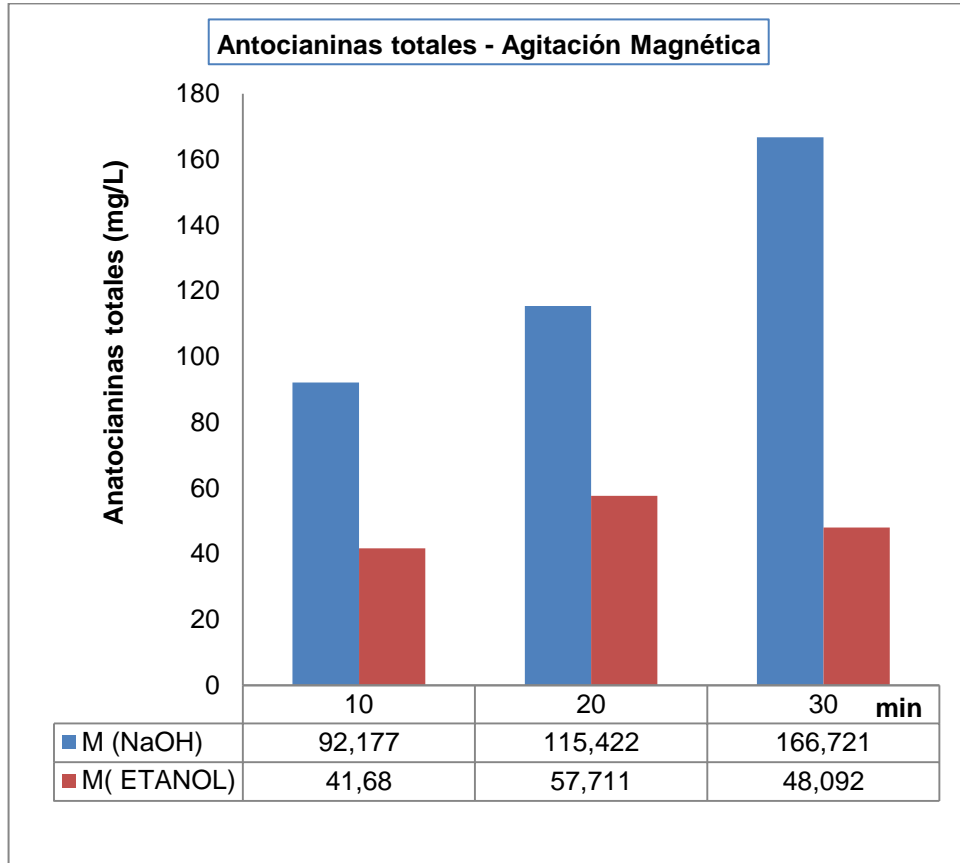
ANÁLISIS CUALITATIVOS					
Solvente	Tipo de extracción	Tiempo (min)	Reactivo	Color	Interpretación
<b>NaOH 0,5%</b>	U-M	10	HCL	Naranja	Presencia de antocianinas
<b>Etanol 70%</b>	U-M	10	HCL	Café naranja	Presencia de antocianinas
<b>Agua</b>	U-M	10	HCL	-----	Ausencia de antocianinas
<b>Quita esmalte</b>	U-M	10	HCL	Amarillo	Ausencia de antocianinas

Fuente: Cristina Bazurto y Ana García

La tabla 13, corresponde al análisis cualitativo de antocianinas, para el cual se realizaron previos ensayos con diferentes solventes, (etanol, hidróxido de sodio, agua y quita esmalte). A través del análisis cualitativo se realizó la extracción de antocianinas asistidas por ultrasonido y agitación magnética.

Gráfico 3

**Comparación del contenido de antocianinas totales extraídas por los solventes NaOH al 0,5% y etanol 70% con agitación magnética.**

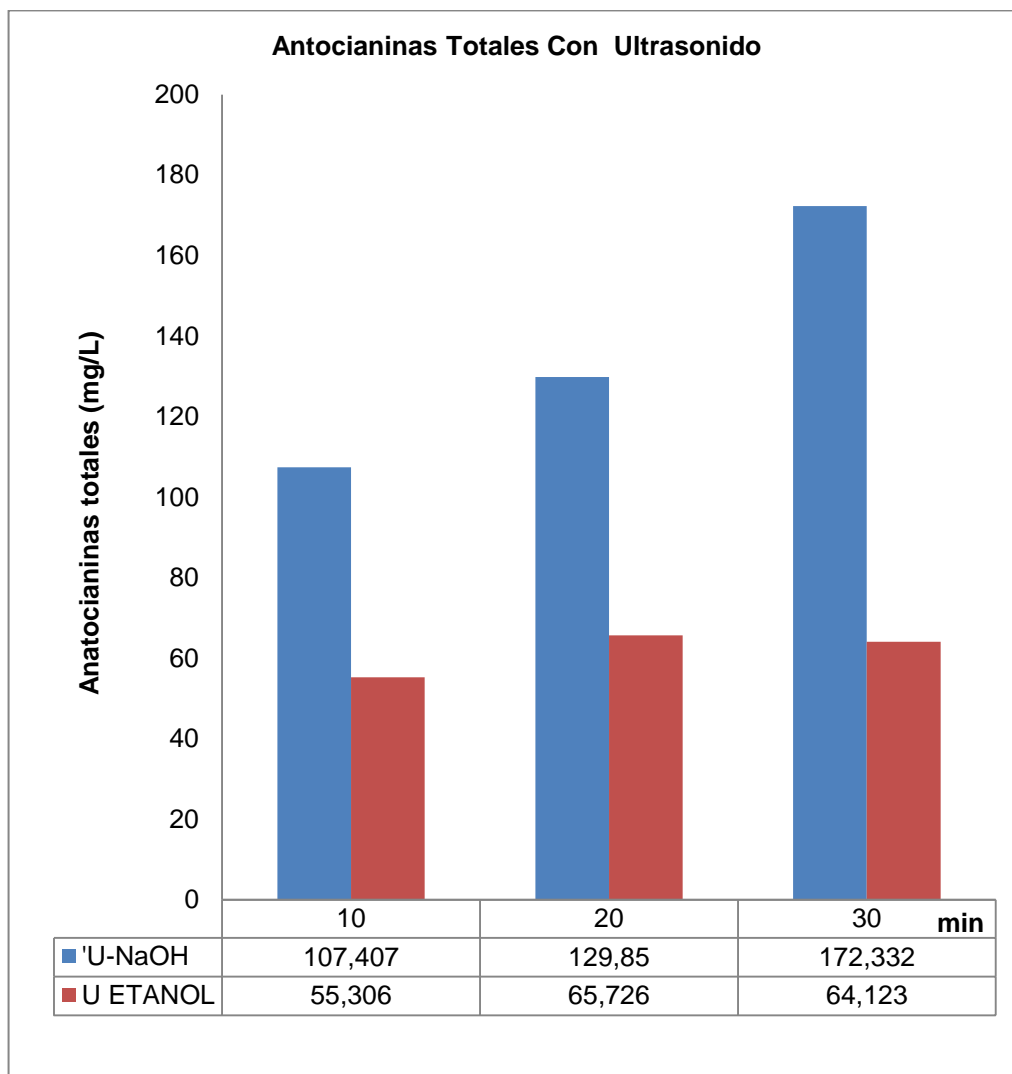


Fuente: Cristina Bazurto y Ana García

El gráfico 3, presenta el contenido de antocianinas totales (mg/L), asistido por agitación magnética, a través de solventes etanol 70% e NaOH 0,5%. Se compara los solventes empleados en el mismo tipo de extracción para tres periodos diferentes.

Gráfico 4

**Comparación del contenido de antocianinas totales extraídas por dos solvente NaOH al 0,5% y etanol 70% asistida con ultrasonido**

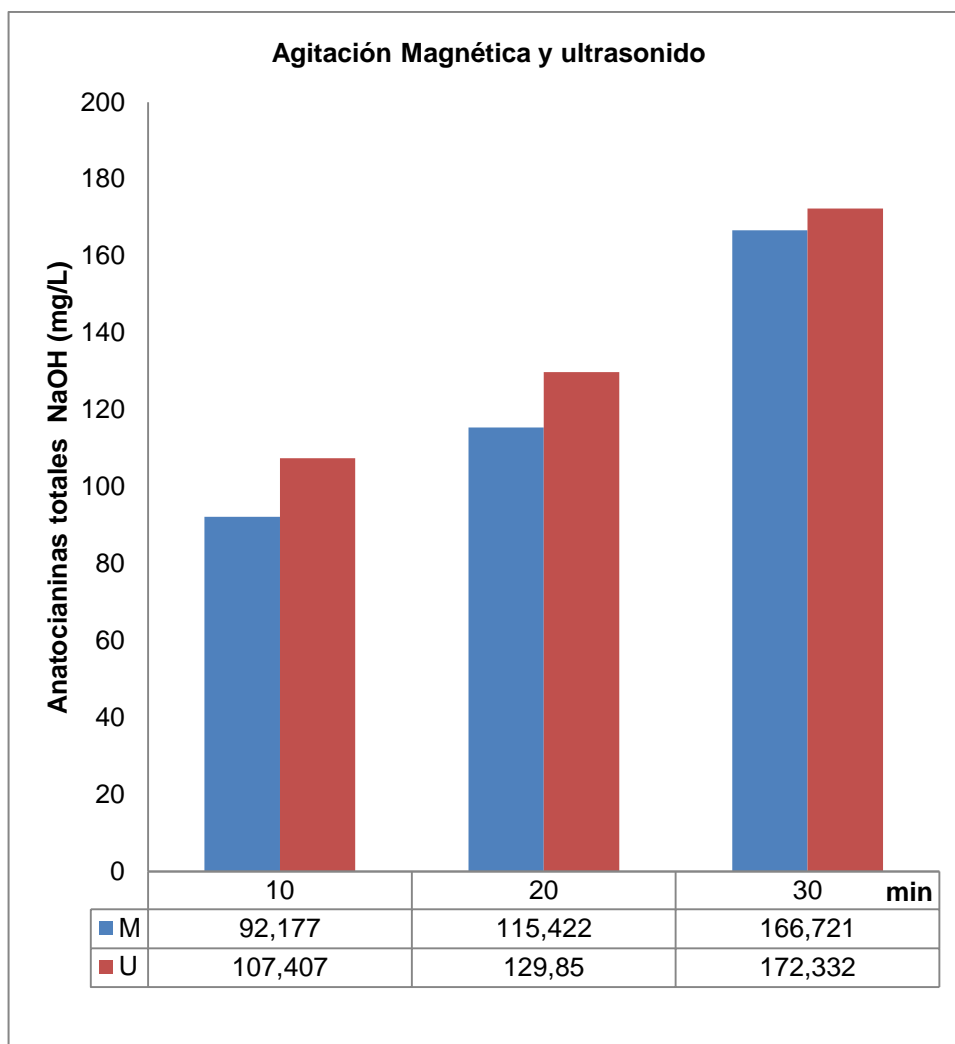


Fuente: Cristina Bazarro y Ana García

El gráfico 4, se evalúan la extracción ultrasónica mediante dos solventes etanol 70% e NaOH 0,5% al igual que el gráfico 3. Se comparan los cambios observados de la concentración total de antocianinas (mg/L), a través de los solventes empleados, cuya concentración varía significativamente en tres tiempos (10, 20 y 30 min).

Gráfico 5

**Comparación del contenido de antocianinas totales extraída por agitación magnética y asistida con ultrasonido con el solvente de NaOH**

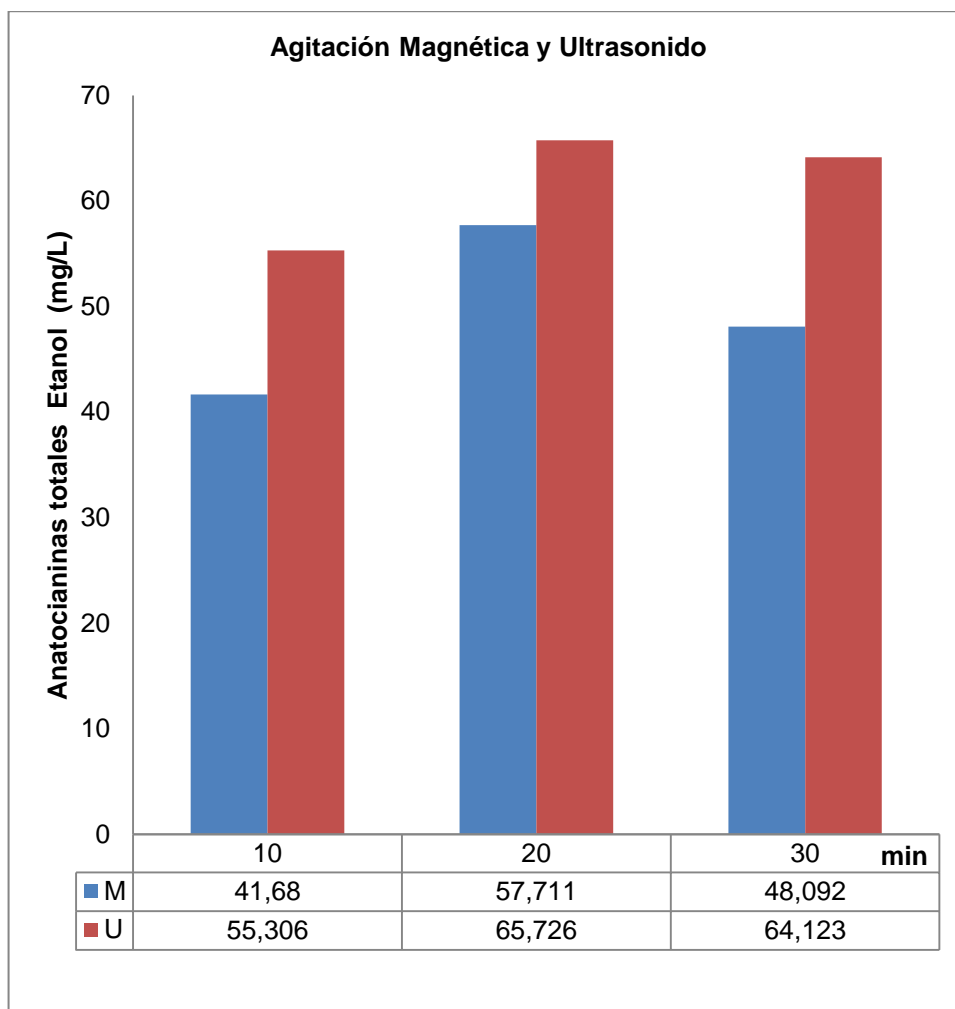


Fuente: Cristina Bazarro y Ana García

El gráfico 5, representa la contenido total de antocianinas (mg/L) asistida por ultrasonido y agitación magnética con el solvente NaOH 0,5% en tres tiempos (10, 20 y 30 min).

Gráfico 6

**Comparación del contenido de antocianinas totales extraída por agitación magnética y asistida con ultrasonido con el solvente etanol.**

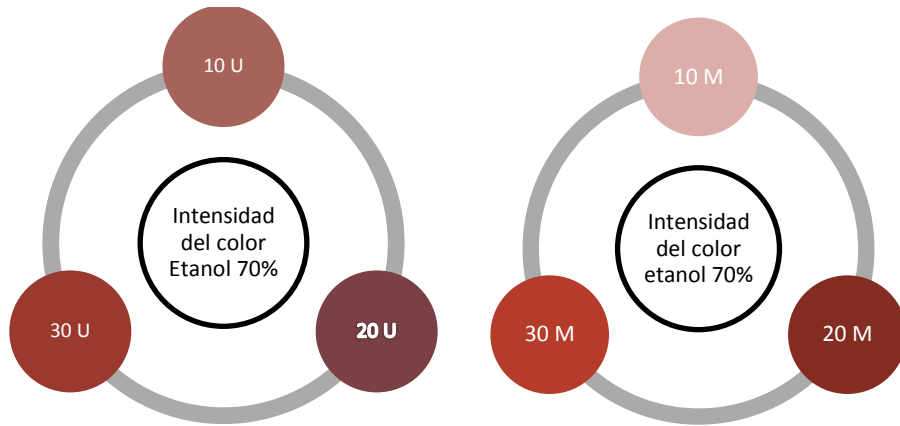


Fuente: Cristina Bazurto y Ana García

El gráfico 6, representa la cantidad de antocianinas totales obtenidas mediante la extracción asistida por agitación magnética (EAM) y ultrasonido (EAU). Se evalúan dos tipos de extracción empleando solvente orgánico etanol 70%.

Gráfico 7

**Comparación de la intensidad del color ultrasonido y agitación magnética (etanol 70%), a través del modelo Red Green Blue.**



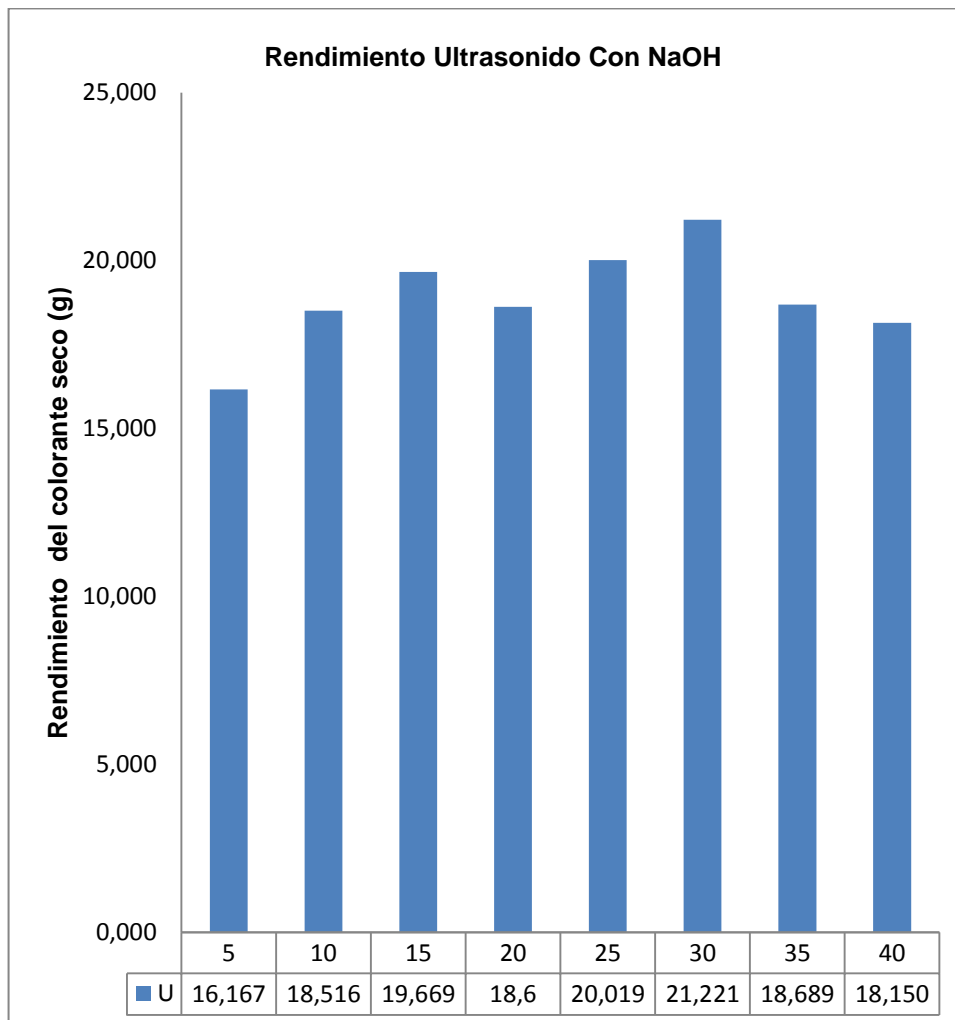
Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

En el gráfico 7, se observa la coloración que posee cada una de las extracciones realizadas en intervalos de tiempo 10, 20 y 30 minutos, mediante agitación magnética y ultrasonido. EL color fue medido a través del método RGB (Red, Green, Blue).



Gráfico 8

**Rendimiento del pigmento seco obtenida a partir de las semillas de aguacate asistido con ultrasonido con solvente de NaOH**

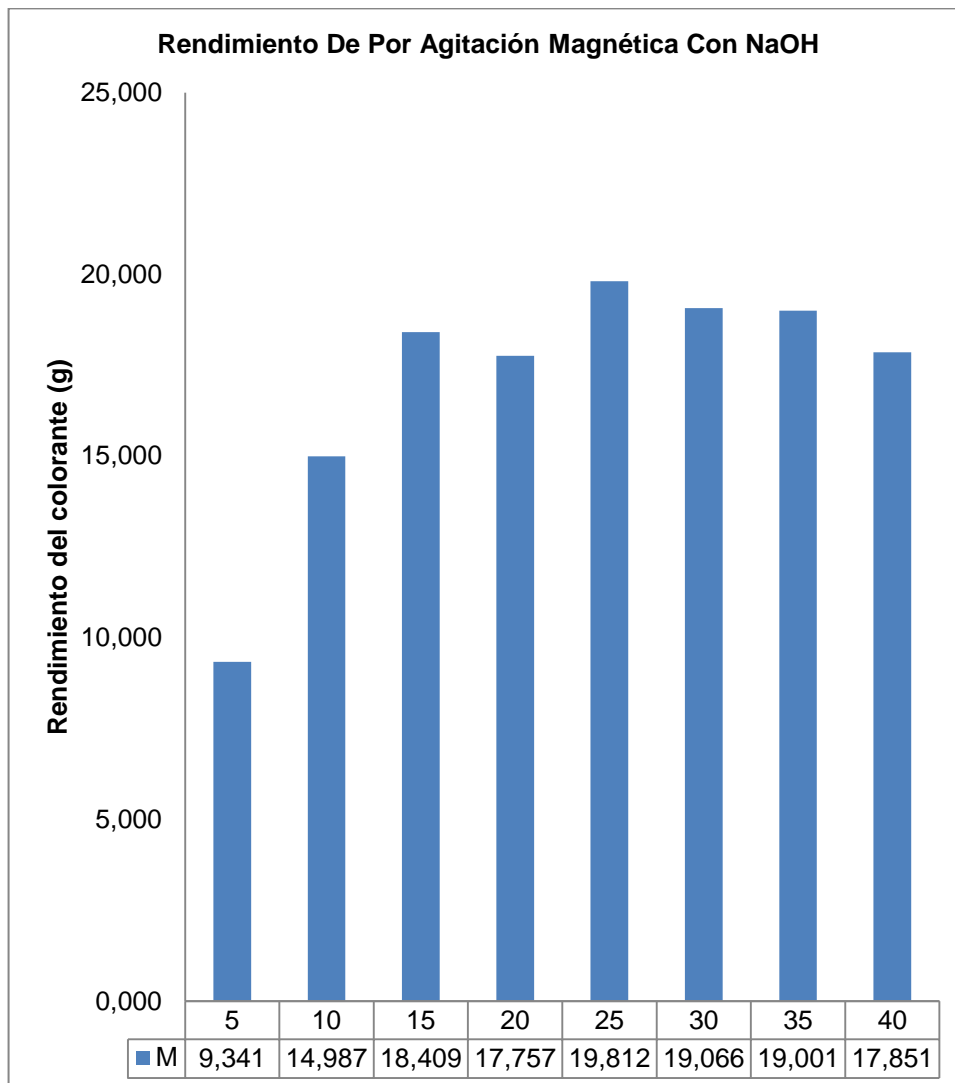


Fuente: Cristina Bazurto y Ana García

El gráfico 8, muestra el rendimiento (g) que se obtuvo de los 50 gramos de semilla de aguacate empleados, la extracción es asistida por ultrasonido (EAU) con NaOH 0,5% por los periodos establecidos 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 y 40 minutos para así observar que en cuál de estos tiempos es el idóneo con mayor rendimiento.

Gráfico 9

**Rendimiento del pigmento seco obtenida a partir de las semillas de aguacate extraída por agitación magnética con solvente de NaOH**

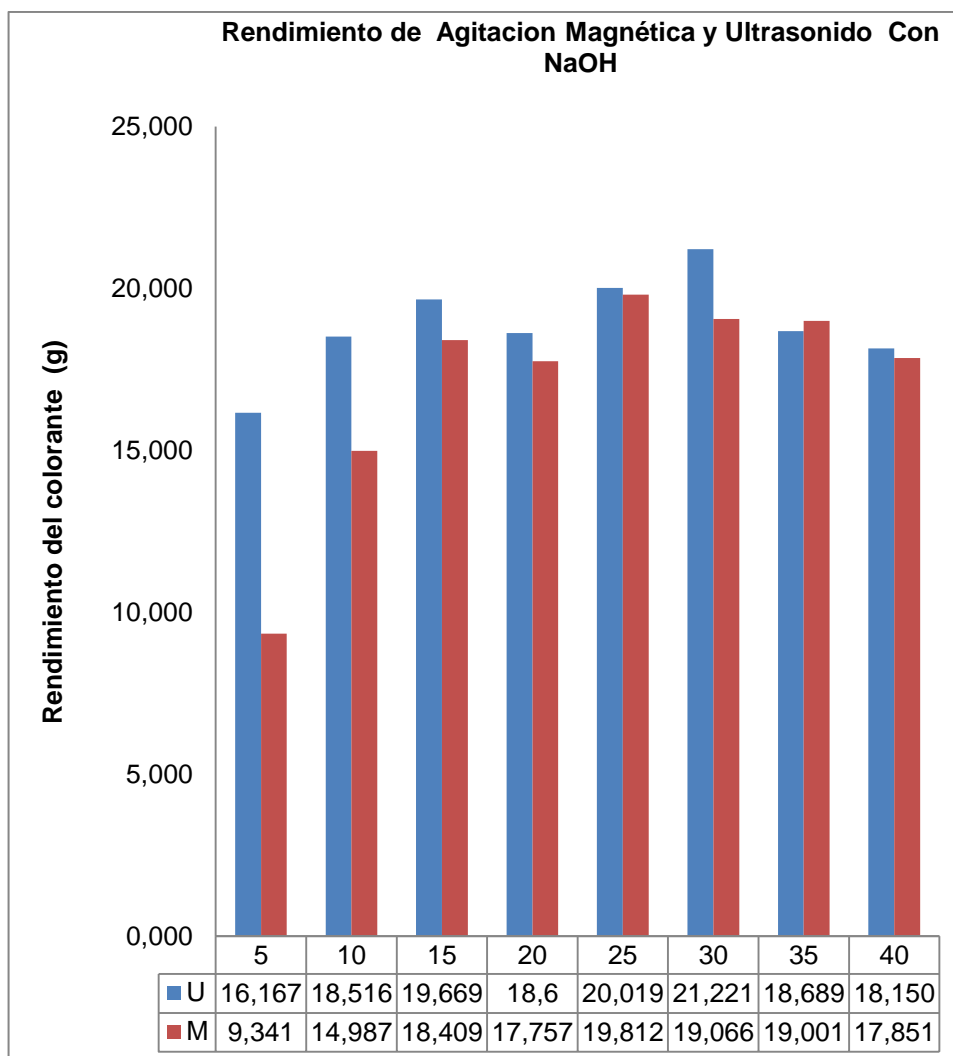


Fuente: Cristina Bazarro y Ana García

La grafica 9, representa el rendimiento del pigmento seco a partir de 50g semillas de aguacate, extraídas por agitación magnética (EAM) en los diferentes periodos (5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 y 40 minutos) el cual se observan sus comportamientos con el solvente inorgánico NaOH.

Gráfico 10

**Comparación de rendimiento del pigmento seco obtenido a partir de las semillas de aguacate extraído por agitación magnética y asistida por ultrasonido con el solvente de NaOH.**

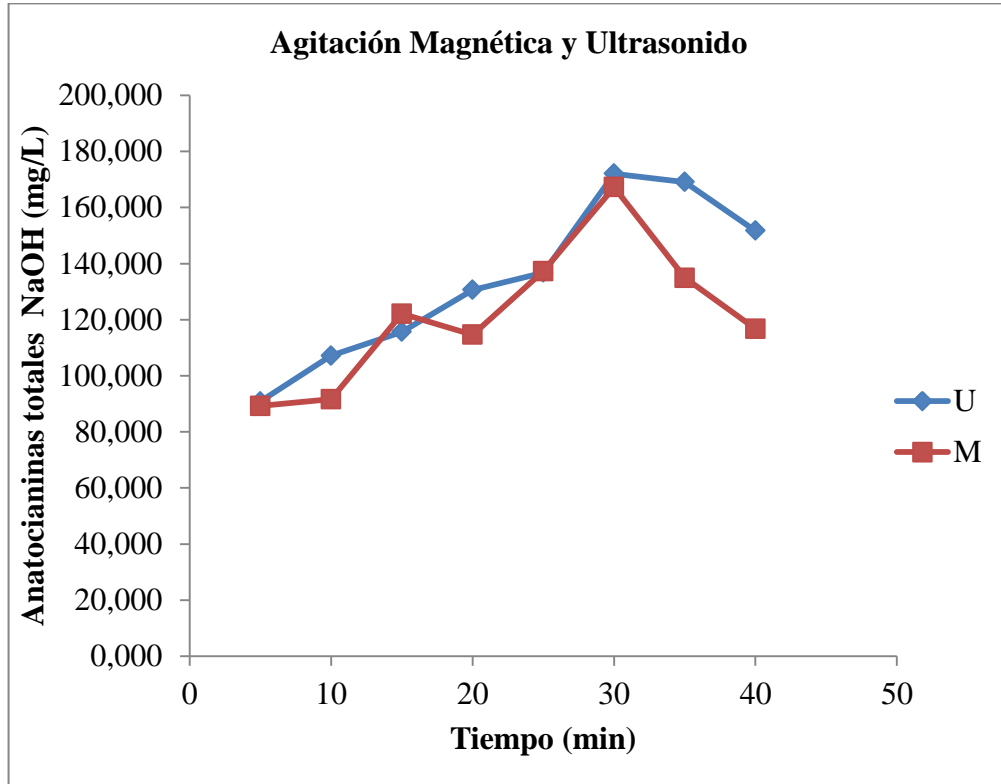


Fuente: Cristina Bazarro y Ana García

El gráfico 10, muestra el rendimiento del pigmento seco (g) obtenido a partir de las semillas de aguacate extraída por agitación magnética (EAM) y asistida por ultrasonido (EAU) en diferentes tiempos 5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 y 40 minutos. Se observan cambios del colorante en masa seca existen en diferentes tiempos y con una temperatura constante de 40°C.

Gráfico 11

**Comparación del contenido total de antocianinas extraídas por agitación magnética y ultrasonido con NaOH AL 05%.**

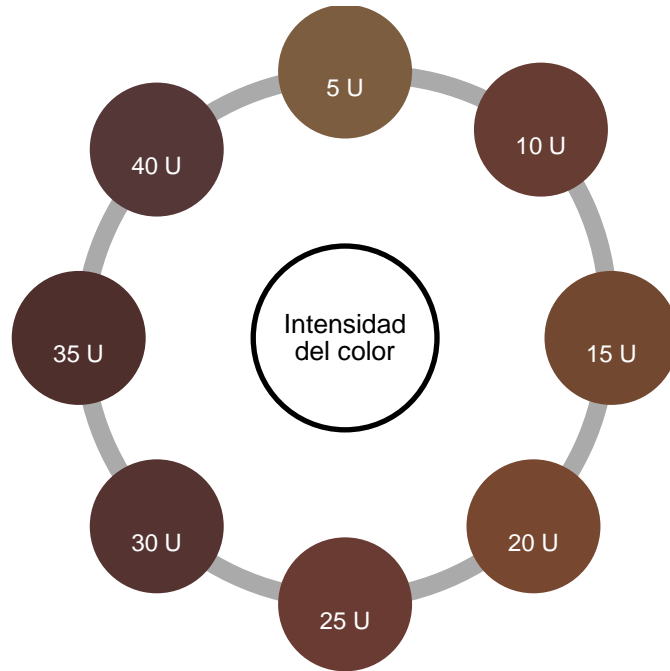


Fuente: Cristina Bazurto y Ana García

El gráfico 11, representa la concentración de antocianinas totales (mg/L) presentes en la semilla de aguacate al extraerlas con NaOH 0,5%, mediante agitación magnética (EAM) y asistida por ultrasonido (EAU), en diferentes tiempos (min).

Gráfico 12

**Medición del color de las muestras asistidas con ultrasonido por el método RGB.**

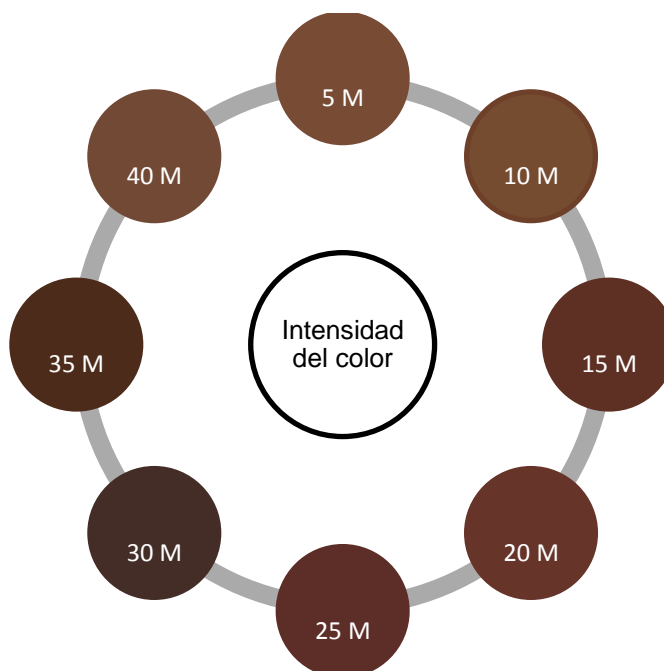


Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

El gráfico 12, representa el color del colorante obtenido de cada una de las extracciones asistida con ultrasonido EAU, en intervalos de tiempo (5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 y 40) minutos. La intensidad del color fue medida a través del método RGB (Red, Green, Blue)

Gráfico 13

**Medición del color de las muestras asistidas con agitación magnética por el método RGB.**



Fuente: Cristina Bazarro, Ana García

El gráfico 13, presenta el color del colorante obtenido de cada una de las extracciones realizadas por agitación magnética EAM, en diferentes intervalos de tiempo 5, 10, 15, 20,25, 30, 35 y 40 minutos. La intensidad del color fue medida a través del método RGB (Red, Green, Blue)

## 10.DISCUSIÓN

Los cambios existentes tanto en concentraciones de antocianinas como en rendimiento de masa seca, dependen del tiempo de extracción empleado, los solventes utilizados y temperatura de extracción de 40<sup>0</sup>C, lo cual permite obtener los siguientes resultados:

En la tabla 13, se observa los diferentes solventes empleados en la obtención de antocianinas obteniendo óptimos resultados con los solventes NaOH 0,5% y etanol al 70%, mientras, que con agua y quita esmalte no se evidencia la presencia del pigmento. De acuerdo a Kang et al., (2014), reporta la presencia y extracción de antocianinas a partir de arroz negro empleando como solvente etanol 70%, así mismo, Pineda & Saldarriaga, (2005) evidencia la presencia de antocianinas en semillas de aguacate extraídas con NaOH 0,5%, al mostrar bandas de absorción en la región visible, 507nm, esto debido a los cambios de adsorción que presentan el compuesto.

Por lo tanto, se determina el mejor solvente para la extracción de antocianinas, por lo cual se procede a realizar el estudio cinético de la concentración de pigmento extraído en diferentes escalas de tiempos.

En el grafico 3 se observa, que a medida que transcurre el tiempo la cantidad de antocianinas varía, indicando mayor concentración y rendimiento en la extracción con solvente inorgánico (NaOH 0,5%) a los 30 minutos. Por tanto, con NaOH al 0,5% se tiene 166,721 mg/L de antocianinas mientras, con etanol 48,092mg/L. Cabe indicar que el tiempo óptimo para el etanol es 20 minutos, con un rendimiento 57,711mg/L siendo tres veces menor en comparación a la cantidad obtenida con el solvente inorgánico.

En la gráfica 4 se observa, conforme el tiempo transcurre varía la concentración de antocianinas totales con respecto a los solventes empleados a través de la extracción con ultrasonido. No obstante, la mayor concentración de antocianinas totales se da a un tiempo de 30 minutos para el solvente NaOH 0,5%, con 172,332 mg/L de antocianinas. Mientras que en etanol se extraen 65,726 mg/L de

antocianinas, cuya concentración es baja con respecto a lo extraído con el solvente inorgánico.

En la gráfica 5 se realiza una comparación de los solventes. Se observa, que la extracción realizada por ambos métodos alcanzan el máximo rendimiento a los 30 minutos, siendo el EAU con mayor cantidad extraída 172,332 mg de antocianinas/L en comparación a la agitación magnética es de 166,721 mg/L de antocianinas. Esta diferencia se debe que el ultrasonido mejora la cantidad de pigmento extraído, de acuerdo a Mane et al., (2015) el ultrasonido mejora la transferencia de masa debido a la cavitación producida durante la sonificación.

En la gráfica 6, se realiza el mismo análisis realizado en la gráfica 5 el cual indica que al emplear etanol como solvente se alcanza un punto máximo a los 20 minutos donde las concentraciones para cada método varían considerablemente, obteniéndose 57,711 mg/L (EAM) y 65,726 mg/L (EAU). Investigaciones realizadas, muestran la cantidad de antocianinas en diferentes frutas y verduras. Por ejemplo, Teixeira et al., (2015), establece que todas las fuentes de antocianinas presentan niveles entre 21,63 y 641,01 mg / 100 g de difracción evaluada, mientras que Giusti & Wrolstad, (2001) difieren que el contenido de antocianinas en diferentes frutas y verduras se encuentra entre 50 a 500 mg / litro del pigmento. Por lo tanto, la cantidad del pigmento extraído se encuentra dentro de las estimaciones que mencionan los autores.

En el gráfico 7, se observa la coloración del pigmento extraído por EAM y EAU con etanol 70%.

Las antocianinas presentan diversos tipos de coloración debido que en soluciones muy ácidas ( $\text{pH} < 1$ ) el equilibrio se desplaza hacia el catión existiendo sólo esta forma (Guzmán F. et al, 2010). Al extraer el pigmento con etanol 70%, presentó un pH promedio 5,7 donde la intensidad del color se ve reducida a medida que se acidifican las antocianinas. De acuerdo a Rentzsch et al., (2007) estas pierden cerca del 80% de la intensidad de su color en un pH entre (1y5) como resultado de la formación de la base carbinol. Mientras tanto que la coloración en las muestras obtenidas con NaOH 0,5%, presenta mayor coloración con un  $\text{pH} = 10,42$  a pesar que en este punto las antocianinas son muy inestables



debido que un aumento en el grado de hidroxilación disminuye la estabilidad de antocianinas Damodaran, (2010).

Los resultados obtenidos hasta el presente estudio lleva a evaluar por los dos métodos de extracción EAM y EAU, empleando como solvente NaOH al 0,5%, que de acuerdo a los resultados de los gráficos 3 y 4 se determina como mejor solvente para la extracción de antocianinas. No obstante se procede a evaluar cómo influye el tiempo en la extracción (5, 10, 15, 20, 25, 30, 35 y 40) minutos a determinada concentración en la relación sólido/solvente.

En la tabla 8, indica que de 50 gramos de semilla de aguacate (materia prima), ingresados al proceso de extracción asistida por ultrasonido (EAU) con NaOH 0.5%; señala que el mayor rendimiento se obtiene a los 30 minutos,  $R=21,221\%$ . Mientras que a los 35 minutos empieza a descender el contenido de colorante; esto coincide con la cuantificación de antocianinas totales, indicando que el tiempo óptimo de extracción es 30 minutos.

En la gráfica 9, se observa que el mayor rendimiento es de  $R=19,812\%$  a los 25 minutos pero es preciso indicar que también existen valores muy cercanos en los tiempos de 30 y 35 minutos el cual está entre el rango que indican las tabla 3, de extracción con agitación magnética y el solvente de NaOH de L contenido de antocianinas totales.

La gráfica 10, señala que la EAU empieza ascender desde los 5 min., obteniéndose el máximo rendimiento de colorante seco a 30 minutos  $R= 21,221\%$ , pasado este tiempo empieza a decaer la curva hasta llegar a un  $R=18,150\%$  a los 40 min. Mientras que, la agitación magnética presenta un  $R=19,812\%$  máximo a los 25 minutos de su extracción. Por lo tanto, se establece que la EAU logra extraer mayor cantidad de pigmento que la extracción con respecto a la EAM, tal como lo establece Mane et al., (2015) en su estudio, que la extracción ultrasónica acelera el proceso de transferencia de masa al encontrarse en contacto con el solvente.

El gráfico 11, se observa la concentración de antocianinas totales (mg/L) vs tiempo (min), ambos métodos (Ultrasonido y magnético)

presentan la misma tendencia: incrementos en la extracción de antocianinas hasta los 30 minutos y luego de ello, decrece el rendimiento.

Hasta los 20 minutos, se presenta un comportamiento cuasi lineal de extracción de antocianinas en ambos; mientras que a los 30 min., se presenta el pico máximo para ambos métodos con una concentración de 172,065mg/L en EAU y 167,256 mg/L para EAM. En específico a los 30 minutos el ultrasonido permite obtener 5mg/L por encima de la agitación magnética, cuya diferencia no es significativa.

A través del estudio termodinámico realizado a los métodos de extracción EAU y EAM, se realizó el balance de energía el cual permitió obtener la cantidad de energía requerida para la obtención del pigmento. Por tanto, se obtiene que tanto la extracción asistida con ultrasonido y agitación magnética requieren 95,37 KJ y 95,34KJ. Cabe indicar que mediante la EAU se obtiene mayor concentración del pigmento.

## 11. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 11.1. CONCLUSIONES

- Las variables establecidas (pH, temperatura, tiempo y tipo de extracción), influyeron en el proceso notablemente, obteniendo mayor concentración del extracto a los 30 minutos a través del solvente NaOH 0,5% asistida con ultrasonido y a temperatura de 40°C, obteniendo mayor coloración aún pH 10,62.
- El rendimiento logrado por los procesos de extracción difieren de cada uno, obteniéndose el 53% del extracto seco para la extracción asistida con ultrasonido y el 47% para la agitación magnética. Sin embargo, el máximo rendimiento obtenido en agitación magnética se da en menor tiempo, no obstante se evidencia mayor rendimiento por la extracción ultrasónica.
- La cantidad de energía requerida para cada método empleado es de 95,37 KJ para ultrasonido y 95,34KJ en agitación magnética, cuya diferencia no es significativa. A través del estudio cinético se determina el punto máximo de extracción de antocianinas (30 minutos), posterior al tiempo indicado esta disminuye su concentración por la ruptura del enlace azo, provocando la degradación de la estructura molecular del pigmento.

## **11.2. RECOMENDACIONES**

- La temperatura, la relación sólido-líquido de extracción son factores influyentes en la obtención de antocianinas, por cual se deben establecer temperaturas y cantidad óptima a emerger en el solvente.
- Se debe evitar prolongaciones del tiempo en la extracción de antocianinas por ultrasonido, para evitar la degradación del pigmento.
- Es necesario emplear la temperatura y tiempo óptimo para optimizar la cantidad de energía requerida por el sistema.

## PRESUPUESTO

Descripción	total
<b>Materiales de laboratorio</b>	\$ 345,10
<b>Reactivos</b>	\$ 101,60
<b>Materiales de oficina</b>	\$ 57,50
<b>Alimentación</b>	\$ 175,00
<b>Transporte</b>	\$ 65,00
<b>Gastos varios</b>	\$ 50,00
Valor Total	<b>\$ 794,20</b>

### CRONOGRAMA.

ACTIVIDADES	1 <sup>er</sup> Mes				2 <sup>do</sup> Mes				3 <sup>er</sup> Mes			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Elaboración del proyecto												
Entrega de proyecto												
Reunión con tutor de trabajo de titulación												
Recolección del material bibliográfico												
Toma de muestras.												
Ensayos y pruebas												
Recopilación de datos												
Reunión con tutor de trabajo de titulación												
Tabulación y análisis estadístico												
Corrección y entrega y del trabajo final												
Fijación de fecha de sustentación												
Sustentación ante el tribunal de defensa de trabajo de titulación												

## BIBLIOGRAFÍA

Abdel-Aal, E.-S. M., Akhtar, H., Rabalski, I., & Bryan, M. (2014). Accelerated, microwave-assisted, and conventional solvent extraction methods affect anthocyanin composition from colored grains. *Journal of Food Science*, 79(2), C138-146. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.12346>

Aguilera-Ortíz, M., Alanis-Guzmán, M. G., García-Díaz, C. L., & Hernández Brenes, C. M. (2009). Caracterización y estabilidad de antocianinas de higo, variedad Mission. *Universidad Y Ciencia*, 25(2), 151–158.

Aguilera-Otíz, M., del Carmen Reza-Vargas, M., Chew-Madinaveita, R. G., & Meza-Velázquez, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *BIOtecnica*, 13(2), 16–22.

Andersen, O. M., & Markham, K. R. (2005). *Flavonoids: Chemistry, Biochemistry and Applications*. CRC Press.

Ángel, M. H., & González, E. A. P. (1999). Plantas que contienen polifenoles. Antioxidantes dentro del estilo de vida. *Rev Cubana Invest Biomed*, 18(1), 12–4.

Anjaneyulu, Y., Sreedhara Chary, N., & Samuel Suman Raj, D. (2005). Decolourization of Industrial Effluents Available Methods and Emerging Technologies – A Review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 4(4), 245–273. <https://doi.org/10.1007/s11157-005-1246-z>

Arlene, A. A., Prima, K. A., Utama, L., & Anggraini, S. A. (2015). The Preliminary Study of the Dye Extraction from the Avocado Seed Using Ultrasonic Assisted Extraction. *Procedia Chemistry*, 16, 334–340. <https://doi.org/10.1016/j.proche.2015.12.061>

Astiasarán, I., Lasheras, B., Ariño, A., y Martínez J. (2003). *Alimentos y nutrición en la práctica sanitaria*. Madrid-España. Ediciones Díaz de Santos.

Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). 2007, 20. Retrieved from [http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec\\_marcha/article/viewFile/449/377](http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377)

Baublis, A., Spomer, A., & Berber-Jiménez, M. d. (1994). Anthocyanin Pigments: Comparison of Extract Stability. *Journal of Food Science*, 59(6), 1219-1221. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1994.tb14681.x>

Barberan, T., & Wollenweber, E. (1990). Flavonoid aglycones from the leaf surfaces of some Labiatae species. Retrieved September 29, 2016, from

[http://www.academia.edu/23627245/Flavonoid\\_aglycones\\_from\\_the\\_leaf\\_surfaces\\_of\\_someLabiatae\\_species](http://www.academia.edu/23627245/Flavonoid_aglycones_from_the_leaf_surfaces_of_someLabiatae_species)

Badui, S. (2012). *La ciencia de los alimentos en la práctica*. México: PEARSON EDUCACIÓN

Badui, S. (2013). *Química de los alimentos (Quinta Edición)*. México: PEARSON EDUCACIÓN

Bora, P. S., Narain, N., Rocha, R. V., & Queiroz Paulo, M. (2001). Characterization of the oils from the pulp and seeds of avocado (cultivar: Fuerte) fruits. *Grasas Y Aceites*, 52(3–4), 171–174.

Calvo Carrillo, M. de la C., & Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos (Primera edición)*. México: MCGRAW-HILL EDUCACIÓN.

Cartaya, O., & Reynaldo, I. (2001). Flavonoides: características químicas y aplicaciones. *Cultivos Tropicales*, 22(2), 5–15.

Castillo Membreño, S. A., & Ramírez González, I. E. (2006). Ensayo preliminar para la obtención de colorantes naturales a partir de especies vegetales comestibles. Universidad de El Salvador. Retrieved from <http://ri.ues.edu.sv/4989/>

Castillo, J. M. S. (2007). *Micotóxicas en alimentos*. España. Ediciones Díaz de Santos.

Ceballos P., A. M., & Montoya B., S. (2013). Evaluación química de la fibra en semilla, pulpa y cáscara de tres variedades de aguacate chemical evaluation of fiber nib, pulp and three shell avocado varieties. Retrieved from <http://www.scielo.org.co/pdf/bsaa/v11n1/v11n1a13>

Cespon Romero, R. M. (2007). *Desarrollo de métodos analíticos automáticos para la determinación de metales en el medio ambiente laboral*. Univ Santiago de Compostela.

Coulson, J. M., Richardson, J. F., & Backhurst, J. R. (1981). *Ingeniería química: unidades SI. Operaciones básicas*. Barcelona: EDITORIAL REVERTÉ S.A.

Dabas, D., Elias, R. J., Lambert, J. D., & Ziegler, G. R. (2011). A Colored Avocado Seed Extract as a Potential Natural Colorant. *Journal of Food Science*, 76(9), C1335–C1341. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02415.x>

Dabas, D., Shegog, R., Ziegler, G., & Lambert, J. (2013). Avocado (*Persea americana*) Seed as a Source of Bioactive Phytochemicals. *Current Pharmaceutical Design*, 19(34), 6133–6140. <https://doi.org/10.2174/1381612811319340007>



Damodaran, S., Parkin, K. L., & Fennema, O. R. (2010). *Fennema Química de los Alimentos* (Tercera edición). Zaragoza (España): Acribia, S.A.

Delgado-Vargas, F., Jiménez, A. R., & Paredes-López, O. (2000). Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains — Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 40(3), 173–289. <https://doi.org/10.1080/10408690091189257>

Díaz, N. A., Ruiz, J. A. B., Reyes, E. F., Cejudo, A. G., Novo, J. J., Peinado, J. P., Fiñana, I. T. (2007). Espectrofometría: Espectros de absorción y cuantificación colorimétrica de biomoléculas. *Sf Http://www.Uco. Es/dptos/bioquimica-biolmol/pdfs/08\_ESPECTROFOTOMETR% C3% 8DA. Pdf* (Último Acceso: 9 de Febrero de 2016)

Díaz, N. A., Ruiz, J. A. B., Reyes, E. F., Cejudo, A. G., Novo, J. J., Peinado, J. P., Fiñana, I. T. (2000). 8. Espectrofometría: Espectros de absorción y cuantificación colorimétrica de biomoléculas. *Universidad de Córdoba.[En línea] España.[Fecha de acceso: 15 de mayo de 2014] Disponible en URL: http://www. uco. es/dptos/bioquimica-biolmol/pdfs/08\_ESPECTROFOTOMETR% C3% 8DA. pdf*. Recuperado a partir de [http://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biolmol/pdfs/08\\_ESPECTROFOTOMETR% C3% 8DA.pdf](http://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biolmol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETR% C3% 8DA.pdf)

D, L. de C., M., Valcárcel, M., & Cases, M. V. (1993). *Extracción con fluidos supercríticos en el proceso analítico*. España: EDITORIAL REVERTÉ

Cheynier, V. 1999. “Structure and colour properties of anthocyanins and related pigments”, *Proc. 1st Int. Cong. Pigments in Foods*. Sevilla, España.

FAOSTAT. (2013). Retrieved August 14, 2016, from <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/S>

Fennema, O. R. (2000). *Química de los Alimentos* (2 ed). Zaragoza (España): ACRIBIA EDITORIAL.

Ferraro, G. E., Martino, V. S., Bandoni, A. L., & Nadinic, J. L. (2016). *Fitocosmética: Fitoingredientes y otros productos naturales*. Barcelona: EUDEBA.

García-Fajardo, J. A., Ramos-Godínez, M. del R., & Mora-Galindo, J. (1999). Estructura de la semilla de aguacate y cuantificación de la grasa extraída por diferentes técnicas. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 5, 123–128.

Garzón, G. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. *Acta Biol. Colomb*, 13(3), 27–36.

Gao, M., & Liu, C.-Z. (2005). Comparison of Techniques for the Extraction of Flavonoids from Cultured Cells of *Saussurea medusa* Maxim. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 21(8–9), 1461–1463. <https://doi.org/10.1007/s11274-005-6809-1>

Geankoplis, C. J. (1998). *Procesos de transporte y operaciones unitarias (Tercera)*. Mexico: COMPAÑÍA EDITORIAL CONTINENTAL, S.A. DE C.V. MÉXICO.

Gibaja, S. (1998). *Pigmentos naturales*. Perú: Fondo Editorial UNMSM.

Giusti, M. M., & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*. Retrieved from [http://www.academia.edu/6873755/Characterization\\_and\\_Measurement\\_of\\_Anthocyanins\\_by\\_UV-Visible\\_Spectroscopy](http://www.academia.edu/6873755/Characterization_and_Measurement_of_Anthocyanins_by_UV-Visible_Spectroscopy)

Guaña, R. (2016). Evaluación del pigmento obtenido de la semilla de dos variedades de aguacate (*Persea americana* var. Hass y *Persea americana* var. Fuerte) como alternativa de uso en la industria de alimentos (B.S. thesis). Politécnica Estatal del Carchi, Tulcán. Retrieved from <http://181.198.77.140:8080/handle/123456789/485>

Guzmán F, M. del P., Ortega, A., & Berrios, C. (2010). Piranoantocianinas: modificaciones estructurales de antocianinas. Retrieved from [http://www.udlap.mx/WP/tsia/files/No4-Vol-1/TSIA-4\(1\)-Guzman-Figueroa-et-al-2010.pdf](http://www.udlap.mx/WP/tsia/files/No4-Vol-1/TSIA-4(1)-Guzman-Figueroa-et-al-2010.pdf)

Hernandez, A. G. (DRT). (2010). *Tratado de nutrición / Nutrition Treatise: Composición Y Calidad Nutritiva De Los Alimentos / Composition and Nutritional Quality of Foods*. Ed. Médica Panamericana.

Hashem, M. M., Atta, A. H., Arbid, M. S., Nada, S. A., & Asaad, G. F. (2010). Immunological studies on Amaranth, Sunset Yellow and Curcumin as food colouring agents in albino rats. *Food and Chemical Toxicology*, 48(6), 1581–1586. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.03.028>

Hutchings, J. (1999). *Food Color and Appearance (2nd Ed.)*. Gaithersburg: Aspen Publishers.

Jackman, R. L., & Yada, R. Y. (1987). A Review: Separation and Chemical Properties of Anthocyanins Used for Their Qualitative and Quantitative Analysis. Retrieved October 12, 2016, from [http://www.academia.edu/25819105/A\\_Review\\_Separation\\_and\\_Chemical\\_Properties\\_of\\_Anthocyanins\\_Used\\_for\\_Their\\_Qualitative\\_and\\_Quantitative\\_Analysis](http://www.academia.edu/25819105/A_Review_Separation_and_Chemical_Properties_of_Anthocyanins_Used_for_Their_Qualitative_and_Quantitative_Analysis)

Jiménez, C. I. E., Martínez, E. Y. C., & Fonseca, J. G. (2009). Flavonoides y sus acciones antioxidantes. *Rev Fac Med UNAM*, 52(2), 73–75.

Jorge A., & Morera M. (1983). *El Aguacate*. Costa Rica: Bib. Orton IICA /CATIE. Retrieved from <https://books.google.com.ec/books?id=JNAOAQAAlAAJ&printsec=frontcover&dq=El+aguacate&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwiX8PTfu7LPAhVLWz4KHeziDbwQ6AEILTAB#v=onepage&q=El%20aguacate&f=false>

Kalogeropoulos, N., & Tsimidou, M. Z. (2014). Antioxidants in Greek Virgin Olive Oils. *Antioxidants*, 3(2), 387–413. <https://doi.org/10.3390/antiox302038>

Kang, Y. J., Jung, S. W., & Lee, S. J. (2014). An optimal extraction solvent and purification adsorbent to produce anthocyanins from black rice (*Oryza sativa* cv. Heugjinjubyeo). *Food Science and Biotechnology*, 23(1), 97–106. <https://doi.org/10.1007/s10068-014-0013-8>

Lamarque, A. (2008). *Fundamentos teórico-prácticos de química orgánica/ Theoretical and practical organic chemistry*. Argentina: Editorial Encuentro.

Leite, J. J. G., Brito, É. H. S., Cordeiro, R. A., Brilhante, R. S. N., Sidrim, J. J. C., Bertini, L. M., ... Rocha, M. F. G. (2009). Chemical composition, toxicity and larvicidal and antifungal activities of *Persea americana* (avocado) seed extracts. *Revista Da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 42(2), 110–113.

Lobato, A. R., Maldonado, F., Pérez, O. A., & Martir, E.-H. S. C. (2001a). Cinética y Extracción de Colorantes Naturales. In *Xvi Congreso Latino-Americano De Química Têxtil*. Quito. Retrieved from <http://artisam.org/descargas/pdf/EXTRACCION%20DE%20COLORANTES%20NATURALES.pdf>

Lopez-Hernandez, E., Ponce-Alquicira, E., Cruz-Sosa, F., & Guerrero-Legarreta, I. (2001). Characterization and Stability of Pigments Extracted from *Terminalia Catappa* Leaves. *Journal of Food Science*, 66(6), 832–836. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2001.tb15182.x>

Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L. (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 79(5), 727–747.

Mane, S., Bremner, D. H., Tziboula-Clarke, A., & Lemos, M. A. (2015a). Effect of ultrasound on the extraction of total anthocyanins from Purple Majesty potato. *Ultrasonics Sonochemistry*, 27, 509–514. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2015.06.021>

Marcano, D., & Hasegawa, M. (2002). *Fitoquímica Orgánica*. Caracas: CDCH UCV.

Março, P. H., Poppi, R. J., & Scarminio, I. S. (2008). Analytical procedures for identifying anthocyanins in natural extracts. *Química Nova*, 31(5), 1218–1223. <https://doi.org/10.1590/S0100-40422008000500051>

Martínez-Flórez, S., González-Gallego, J., Culebras, J. M., & others. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición Hospitalaria*, 17(n06). Retrieved from <http://www.aulamedica.es/gdcr/index.php/nh/article/download/3338/3338>

Martínez, J. M. R., & Lora, E. E. S. (2015). Bioenergía: Fuentes, conversión y sustentabilidad. José María Rincón Martínez, Electo Eduardo Silva Lora.

Martínez, C. V., Blanco, A. I. D. C., & Nomdedeu, C. L. (2005). *Alimentación y nutrición: manual teórico-práctico*. Ediciones Díaz de Santos. pag-. 115

Mazza, G., & Miniati, E. (1993). *Anthocyanins in fruits, vegetables, and grains*. Boca Raton.

McCabe, W. L., Smith, J. C., & Harriott, P. (1991). *Operaciones unitarias en ingeniería química*. Madrid [etc.: McGraw-Hill.

M. Villanueva, S. V. (2007). EL AGUACATE: ORO VERDE DE MÉXICO, ORGULLO DE MICHOACÁN. 2007. Retrieved from <http://www.avocadosource.com/WAC6/es/Extenso/5c-234.pdf>

Morales, A. R. (2011). *Frutoterapia, nutrición y salud*. EDAF. [https://books.google.com.ec/books?id=owvxEMHEHLgC&printsec=frontcover&dq=Morales,+A.+R.+\(2011\).+Frutoterapia,+nutrici%C3%B3n+y+salud.+EDAF.&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjtlPbw8u3RAhVW0WMKHeecDr4Q6AEIKjAD#v=onepage&q&f=false](https://books.google.com.ec/books?id=owvxEMHEHLgC&printsec=frontcover&dq=Morales,+A.+R.+(2011).+Frutoterapia,+nutrici%C3%B3n+y+salud.+EDAF.&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjtlPbw8u3RAhVW0WMKHeecDr4Q6AEIKjAD#v=onepage&q&f=false)

Morales Reyes, I., & others. (2014). Generalidades, métodos y tecnologías aplicadas durante el almacenamiento pos-cosecha en frutos de aguacate mínimamente procesado. Recuperado a partir de <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/handle/123456789/508>

Munguía, S. (2015). Producen bioplasticos a partir de semilla de aguacate. Retrieved from <http://www.conacytprensa.mx/index.php/tecnologia/biotecnologia/1324-joven-mexicano-produce-bioplastico-a-partir-de-semillas-de-aguacate>

Ocampo, R., Ríos, L., Betancur, L. A., & Ocampo, D. (2008). Curso práctico de química orgánica. Enfocado a biología y alimentos. Universidad de Caldas.

Orozco, M. (1998). Operaciones unitarias. México. Editorial Limusa. [https://books.google.com.ec/books?id=\\_zrNwOEKfAMC&printsec=frontcover&dq=Orozco,+M.+\(1998\).+Operaciones+unitarias.+Editorial+Limusa.&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwibnYWl8-3RAhVK6mMKHVk6BXcQ6AEIGjAA#v=onepage&q=Orozco%2C%20M.%20\(1998\).%20Operaciones%20unitarias.%20Editorial%20Limusa.&f=false](https://books.google.com.ec/books?id=_zrNwOEKfAMC&printsec=frontcover&dq=Orozco,+M.+(1998).+Operaciones+unitarias.+Editorial+Limusa.&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwibnYWl8-3RAhVK6mMKHVk6BXcQ6AEIGjAA#v=onepage&q=Orozco%2C%20M.%20(1998).%20Operaciones%20unitarias.%20Editorial%20Limusa.&f=false)

Ozolua, R. I., Anaka, O. N., Okpo, S. O., & Idogun, S. E. (2009). Acute and Sub-Acute Toxicological Assessment of the Aqueous Seed Extract of *Persea Americana* Mill (Lauraceae) in Rats. *African Journal of Traditional, Complementary, and Alternative Medicines*, 6(4), 573–578.

Pangestuti, R., & Kim, S.-K. (2011). Biological activities and health benefit effects of natural pigments derived from marine algae. *Journal of Functional Foods*, 3(4), 255–266. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2011.07.001>

Patiño, A. (1998). Introducción a la ingeniería química: balances de masa y energía. *Tomo I*. Mexico: Universidad Iberoamericana.

Pineda, J. E. D., & Saldarriaga, D. F. (2005). Proceso. *REVISTA Universidad EAFIT*, 41(137), 36–43.

Pineda, J. E. D., & others. (2012). Pulverización de colorantes naturales por secado por atomización. *Cuadernos de Investigación*, (33). Retrieved from <http://publicaciones.eafit.edu.co/index.php/cuadernos-investigacion/article/view/1309>

Polania Barreto, W., & others. (2014). Actividad antioxidante de residuos del aguacate Hass (*Persea americana* Mill. var Hass) sometidos a extracciones clásicas ya fluidos presurizados. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. Retrieved from <http://www.bdigital.unal.edu.co/49408/>

Prieto, R. E., Gonzales, G., & Abella, J. P. (2011). Extracción con ultrasonido de compuestos fenólicos presentes en la cáscara de uva variedad Isabella (*Vitis labrusca*) (Vol. 11). Cali- Valle-Colombia: Revista ReCiTeIA.

Quesada, S. (2007). Manual de experimentos de laboratorio para bioquímica (Primera Edición). Costa Rica: EUNED.

Quiñones, M., Miguel, M., & Aleixandre, A. (2012). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición Hospitalaria*, 27(1), 76–89.

Ramos-Jerz, M. del R. (2007). Phytochemical analysis of avocado seeds (*Persea americana* Mill., c.v. Hass). Cuvillier Verlag.

Rastogi, N. K. (2011). Opportunities and Challenges in Application of Ultrasound in Food Processing. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 51(8), 705–722. <https://doi.org/10.1080/10408391003770583>

Rein, M. (2005). Copigmentation reactions and color stability of berry anthocyanins. University of Helsinki, Helsinki.

Reinoso, M. (2016). El aguacate EN ECUADOR |. Retrieved from <http://www.revistaelagro.com/el-aguacate-en-ecuador/>

Rentsch, M., Schwarz, M., & Winterhalter, P. (2007). Pyranoanthocyanins an overview on structures, occurrence, and pathways of formation., 526–534.

Ríos, N. C. B., Varón, F. A., & Garzón, L. P. (2015a). EXTRACCIÓN DE PIGMENTOS COLORANTES TIPO FLAVONOIDES, FLOR DEL POMO (*Syzygium jambos*). ZONA VERDE DEL IEAR. FLORENCIA CAQUETÁ. *Amazonia Investiga*, 3(5). Retrieved from <http://www.udla.edu.co/revistas/index.php/amazonia-investiga/article/view/55>

Roger, J. D. P. (2003). *Salud por los alimentos*. España: Editorial Safeliz

Secretaría de Economía, (2016). México: México es el primer exportador y productor de aguacate en el mundo. Recuperado el 2 de febrero del 2016 <http://www.gob.mx/se/articulos/mexico-es-el-principal-productor-y-exportador-de-aguacate-en-el-mundo>

Sosa, I. A., & Sánchez, J. L. L. (2004). Instituto de Biotecnología. ESPECTROFOTOMETRÍA DE ABSORCIÓN. Retrieved from [http://www.academia.edu/download/45507938/espectrometria\\_de\\_absorcionteoria.pdf](http://www.academia.edu/download/45507938/espectrometria_de_absorcionteoria.pdf)

Stintzing FC, Stintzing AS, Carle R, Frei B, Wrolstad RE. Color and Antioxidant Properties of Cyanidin-based Anthocyanin Pigments. *J Agric Food Chem*.2002;50:6172-81.

Teixeira, L. N., Stringheta, P. C., & de Oliveira, F. A. (2015). Comparação de métodos para quantificação de antocianinas. *Ceres*, 55(4). Retrieved from <http://www.ceres.ufv.br/ojs/index.php/ceres/article/view/3320>

Tomás-Barberán, F. A. (1994). *Estudio sobre el contenido en flavonoides de las Mielles de La Alcarria: su aplicación a la caracterización geográfico-botánica*. Editorial CSIC - CSIC Press.

Ugaz, O. L. S. de. (1997). *Colorantes Naturales*. Perú: Fondo Editorial PUCP.

Ullauri, P. G. (2010). Transporte de masa en extracción fase sólido-líquido (2010th ed., Vol. 10). *Revista ReCiTeIA*.

UNIVERSO, E. (2013, Noviembre 12). Aceite de aguacate, de Carchi, gana un premio en innovación. Retrieved August 14, 2016, from <http://www.eluniverso.com/noticias/2013/11/12/nota/1717921/aceite-aguacate-carchi-gana-premio-innovacion>

Valderrama, J. O. (2001). *Información Tecnológica* (71st ed., Vol. 12). Centro de Información Tecnológica.

Wankat, P. C., & y Pozo, V. G. (2008). *Ingeniería de procesos de separación*. Pearson Education. Retrieved from [http://www.academia.edu/download/38977594/16062014Ingenieria\\_de\\_p rocesos\\_de\\_separacion\\_2edi\\_Wankat.PDF](http://www.academia.edu/download/38977594/16062014Ingenieria_de_p rocesos_de_separacion_2edi_Wankat.PDF)

Walton, H. F., & Reyes, J. (1983). *Análisis químico e instrumental moderno*. España: EDITORIAL REVERTÉ

Zeiger, E. (2006). *Fisiología vegetal*. USA: Universitat Jaume I.

## **ANEXO**

### **Anexo 1.**

#### **Pelado y cortado de semilla de aguacate**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García

### **Anexo 2.**

#### **Semilla tricturada**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García



Anexo 3.  
**Semilla de aguate ya triturada**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 4.  
**Extracción del pigmento asistida por ultrasonido**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 5.  
**Extracción del pigmento por agitación magnética**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 6.  
**Prensado de la solución (semilla + solvente)**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 7

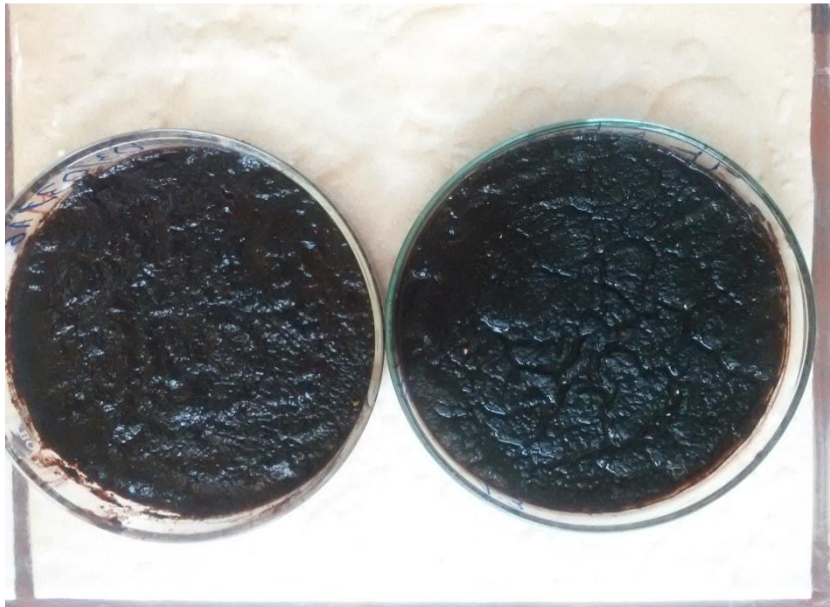
**Evaporación de la colorante para concentrarlo**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 8

**Muestra evaporada para ser llevada al secador tunel**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 9  
**Secador tunel donde procedio al secado**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 10  
**Secador tunel donde procedio al secado**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 11  
**Colorante seco en polvo**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 11  
**Dilución del colorante en polvo extraída con ultrasonido, para la medir la intensidad de color**



**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

## Anexo 12

### **Dilución del colorante en polvo extraída con ultrasonido, para la medir la intensidad de color**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García

## Anexo 13

### **Equipo espectrofotometro para medir las absorbancia del pigmento**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 13

**Buffer para medir las absorvancias con el colorante**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 14

**Buffer para medir las absorvancias con el colorante**



**Fuente:** Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 14

**Titulación de la masa residual par adeterminar la cantidad de NaOH**



Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 15

**Tablas de extracción de asistida con ultrasonido con solventes etanol y hidróxido de sodio en contenidos de antocianinas totales**

Extracción Asistida con Ultrasonido		
Tiempo	Antocianinas totales (NaOH)	Antocianinas totales (Etanol)
t(min)	A Total(mg/L)	A Total(mg/L)
10	107,407	55,306
20	129,85	65,726
30	172,332	64,123

Fuente: Cristina Bazurto, Ana García



Anexo 16

**Tablas de extracción con agitación magnética con solventes etanol y hidróxido de sodio en contenidos de antocianinas totales**

<b>Extracción Agitación Magnética</b>		
<b>Tiempo</b>	<b>Antocianinas totales (NaOH)</b>	<b>Antocianinas totales (Etanol)</b>
<b>t (min)</b>	<b>AT (mg/L)</b>	<b>AT (mg/L)</b>
10	92,177	41,68
20	115,422	57,711
30	166,721	48,092

Fuente: Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 17

**Tablas de extracción de asistida con ultrasonido NaOH determinación de antocianinas totales**

<b>Extracción Asistida con Ultrasonido</b>				
<b>Antocianinas totales en NaOH</b>				
<b>Buffer pH 1</b>				
<b>Tiempo</b>	<b>R1 A Total(mg/L)</b>	<b>R2 A Total(mg/L)</b>	<b>R3 A Total(mg/L)</b>	<b>Promedio A Total(mg/L)</b>
5	90,574	91,37	90,574	90,839
10	106,601	107,407	107,407	107,138
15	115,422	116,224	115,422	115,689
20	130,652	131,45	129,85	130,651
25	136,262	137,06	137,06	136,794
30	171,531	172,332	172,332	172,065
35	168,324	169,12	169,927	169,124
40	151,492	152,29	151,492	151,758

Fuente: Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 18

**Tablas de extracción con agitación magnética NaOH determinación de antocianinas totales**

<b>Extracción Agitación Magnética</b>				
<b>Antocianinas totales en NaOH</b>				
<b>Buffer pH 1</b>				
<b>Tiempo</b>	<b>R1 A Total(mg/L)</b>	<b>R2 A Total(mg/L)</b>	<b>R3 A Total(mg/L)</b>	<b>Promedio A Total(mg/L)</b>
5	88,972	89,773	88,972	89,239
10	91,376	91,376	92,177	91,643
15	122,636	122,636	121,033	122,102
20	114,621	113,819	115,422	114,621
25	137,865	136,262	137,865	137,331
30	167,523	167,523	166,721	167,256
35	134,659	135,461	134,659	134,926
40	115,422	117,827	117,025	116,758

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 19

**Tablas de extracción con agitación magnética y asistida con ultrasonido con NaOH donde se obtiene datos de todo del proceso desde que ingresa hasta cuando sale como masa en polvo, pH inicial y final del primer ensayo.**

NaOH 0,5%								
Tipo de agitación	Tiempo de extracción	M <sub>1</sub> (gr)	pH <sub>i</sub>	T (°C)	pH <sub>f</sub>	M <sub>2</sub> (gr)	M <sub>3</sub> (gr)	M <sub>4</sub> (gr)
U	5	50	12,4	40	10,78	29,904	11,594	8,502
U	10	50	12,44	40	10,63	26,503	13,615	9,882
U	15	50	12,41	40	10,58	25,595	14,40	10,004
U	20	50	12,43	40	10,61	26,808	13,443	9,749
U	25	50	12,47	40	10,64	26,013	13,684	10,303
U	30	50	12,5	40	10,71	25,166	14,141	10,693
U	35	50	12,47	40	10,68	26,720	13,668	9,610
U	40	50	12,46	40	10,67	26,151	13,309	9,541
M	5	50	12,52	40	10,78	38,054	7,762	4,184
M	10	50	12,54	40	10,63	32,630	10,195	7,175
M	15	50	12,42	40	10,59	26,798	13,911	9,291
M	20	50	12,47	40	10,72	26,902	14,08	9,018
M	25	50	12,44	40	10,56	25,047	14,899	10,054
M	30	50	12,43	40	10,74	26,139	14,435	9,426
M	35	50	12,48	40	10,71	26,130	14,373	9,497
M	40	50	12,45	40	10,69	26,398	14,348	9,254

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 20

**Tablas de extracción con agitación magnética y asistida con ultrasonido con NaOH donde se obtiene datos de todo del proceso desde que ingresa hasta cuando sale como masa en polvo, pH inicial y final del segundo ensayo**

NaOH 0,5%								
Tipo de agitación	Tiempo de extracción	M <sub>1</sub> (gr)	pH <sub>i</sub>	T (°C)	pH <sub>f</sub>	M <sub>2</sub> (gr)	M <sub>3</sub> (gr)	M <sub>4</sub> (gr)
U	5	50	12,45	40	10,78	32,030	9,987	7,983
U	10	50	12,48	40	10,61	27,456	13,51	9,034
U	15	50	12,44	40	10,63	25,504	14,302	10,194
U	20	50	12,45	40	10,61	27,258	13,444	9,298
U	25	50	12,47	40	10,64	26,406	13,742	9,852
U	30	50	12,49	40	10,71	24,448	14,54	11,012
U	35	50	12,47	40	10,68	27,148	13,59	9,262
U	40	50	12,46	40	10,67	27,703	13,114	9,183
M	5	50	12,5	40	10,78	37,884	7,331	4,785
M	10	50	12,53	40	10,63	30,906	11,290	7,804
M	15	50	12,44	40	10,59	27,521	13,623	8,856
M	20	50	12,45	40	10,72	26,753	13,804	9,443
M	25	50	12,48	40	10,56	25,657	14,672	9,671
M	30	50	12,42	40	10,74	26,095	14,023	9,882
M	35	50	12,44	40	10,71	25,722	14,605	9,673

Fuente: Cristina Bazarro, Ana García

Anexo 21

**Tablas de extracción con agitación magnética y asistida con ultrasonido con NaOH donde se obtiene datos de todo del proceso desde que ingresa hasta cuando sale como masa en polvo, pH inicial y final del tercer ensayo**

NaOH 0,5%								
Tipo de agitación	Tiempo	M <sub>1</sub> (gr)	pH <sub>i</sub>	T (°C)	pH <sub>f</sub>	M <sub>2</sub> (gr)	M <sub>3</sub> (gr)	M <sub>4</sub> (gr)
U	5	50	12,4	40	10,66	32,628	9,607	7,765
U	10	50	12,44	40	10,63	28,862	12,28	8,858
U	15	50	12,41	40	10,58	26,715	13,98	9,305
U	20	50	12,43	40	10,61	28,098	13,012	8,890
U	25	50	12,47	40	10,64	26,507	13,62	9,873
U	30	50	12,5	40	10,71	25,465	14,408	10,127
U	35	50	12,47	40	10,68	27,254	13,585	9,161
U	40	50	12,46	40	10,67	27,079	13,88	9,041
M	5	50	12,52	40	10,73	36,978	7,98	5,042
M	10	50	12,54	40	10,58	31,093	11,405	7,502
M	15	50	12,42	40	10,59	26,744	13,79	9,466
M	20	50	12,47	40	10,71	29,033	12,792	8,175
M	25	50	12,44	40	10,56	26,205	13,802	9,993
M	30	50	12,43	40	10,65	27,014	13,695	9,291
M	35	50	12,48	40	10,71	26,026	14,642	9,332
M	40	50	12,45	40	10,69	27,880	13,21	8,91

Fuente: Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 22

**Tablas de extracción con agitación magnética y asistida con ultrasonido con NaOH donde se obtiene datos de todo del proceso desde que ingresa hasta cuando sale.**

Tiempo de extracción	R1	R2	R3	Semilla	Rend 1	Rend 2	Rend 3	Promedio
5	8,502	7,983	7,765	50	17,004	15,966	15,53	16,167
10	9,882	9,034	8,858	50	19,764	18,068	17,716	18,516
15	10,004	10,194	9,305	50	20,008	20,388	18,61	19,669
20	9,749	9,298	8,890	50	19,498	18,596	17,78	18,625
25	10,303	9,852	9,873	50	20,606	19,704	19,746	20,019
30	10,693	11,012	10,127	50	21,386	22,024	20,254	21,221
35	9,610	9,262	9,161	50	19,22	18,524	18,322	18,689
40	9,541	9,183	9,041	50	19,082	18,366	18,082	18,510
5	4,184	4,785	5,042	50	8,368	9,57	10,084	9,341
10	7,175	7,804	7,502	50	14,35	15,608	15,004	14,987
15	9,291	8,856	9,466	50	18,582	17,712	18,932	18,409
20	9,018	9,443	8,175	50	18,036	18,886	16,35	17,757
25	10,054	9,671	9,993	50	20,108	19,342	19,986	19,812
30	9,426	9,882	9,291	50	18,852	19,764	18,582	19,066
35	9,497	9,673	9,332	50	18,994	19,346	18,664	19,001
40	9,254	8,613	8,91	50	18,508	17,226	17,82	17,851

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

## Anexo 23

### Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 1 en la extracción agitación magnética con los tiempos de 10, 20 , 30 minutos con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%

---

Método: Test.mfx (Long(e) de onda)  
Última modific.: 13/12/2016 10:43:47 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autozero: 13/12/2016 10:44:24  
Medida: 13/12/2016 10:47:02 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: PRUEBA ECL M .rfx

Muestra: 10 min M NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,119 A 0,119 A 0,118 A

Muestra: 20 min M NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,149 A 0,148 A 0,148 A

Muestra: 30 min M NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,210 A 0,211 A 0,211 A

## Anexo 24

### Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 4,5 en la extracción agitación magnética con los tiempos de 10, 20 , 30 minutos con el con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%

---

Método: Test.mfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 13/12/2016 10:50:03 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autozero: 13/12/2016 10:51:12  
Medida: 13/12/2016 10:55:22 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: PRUEBA BUFFER 2 ACETATO .rfx

Muestra: 10 min M NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,216 A 0,216 A 0,217 A

Muestra: 20 min M NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,125 A 0,126 A 0,126 A

Muestra: 30 min M NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,241 A 0,241 A 0,241 A

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

## Anexo 25



**Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 1 en la extracción asistida con ultrasonido con los tiempos de 10, 20 y 30 minutos con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%**

---

Método: Test.mfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 30/11/2016 16:36:15 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autozero: 30/11/2016 16:36:35  
Medida: 30/11/2016 16:37:40 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: PRUEBA BUFFER 2 .rfx

Muestra: 30 min U

520 nm	520 nm	520 nm	520 nm
0,082 A	0,081 A	0,082 A	0,082 A

Muestra: 10 min U NaOH

520 nm	520 nm	520 nm	520 nm
0,136 A	0,136 A	0,136 A	0,135 A

Muestra: 20 min U NaOH

520 nm	520 nm	520 nm	520 nm
0,166 A	0,165 A	0,165 A	0,165 A

Muestra: 30 min U NaOH

520 nm	520 nm	520 nm	520 nm
0,218 A	0,217 A	0,217 A	0,218 A

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

**Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 4,5 en la extracción asistida por ultrasonido con los tiempos de 10, 20 y 30 minutos con el solvente de etanol 70%**

---

Método: Test.mfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 30/11/2016 16:55:33 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autozero: 30/11/2016 16:55:45  
Medida: 30/11/2016 16:57:56 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: PRUEBA BUFFER 3 .rfx

Muestra: 10 min U ET  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,069 A 0,069 A 0,069 A

Muestra: 20 min U ET  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,081 A 0,081 A 0,081 A

Muestra: 30 min U ET  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,080 A 0,080 A 0,080 A

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

**Análisis en el espectrofotómetro con buffer pH 4,5 en la extracción asistida con ultrasonido con los tiempos de 10, 20 y 30 minutos con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%**

---

Método: Test.mfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 30/11/2016 16:55:33 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autozero: 30/11/2016 16:58:16  
Medida: 30/11/2016 16:59:15 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: PRUEBA BUFFER 4 .rfx

Muestra: 10 min U NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,181 A 0,181 A 0,182 A

Muestra: 20 min U NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,159 A 0,159 A 0,159 A

Muestra: 30 min U NaOH  
520 nm 520 nm 520 nm  
0,248 A 0,247 A 0,248 A

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

**Análisis en el espectrofotómetro con buffer pH 1 en la extracción agitación magnética con los tiempos de 10, 20 y 30 minutos con el solvente de etanol 70%**

---

Método: Test.mfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 30/11/2016 16:22:30 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autozero: 30/11/2016 16:22:35  
Medida: 30/11/2016 16:23:25 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: PRUEBA BUFFER.rfx

Muestra: 10 min U  
520 nm 520 nm  
0,071 A 0,071 A

Muestra: 20 min U  
520 nm 520 nm  
0,085 A 0,085 A

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

## Anexo 29

**Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 1 en la extracción agitación magnética con los tiempos de 5,10,15, 20, 25, 30, 35 y 40 minutos con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%**

---

Método: Test.mfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 13/12/2016 10:57:32 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autosero: 13/12/2016 10:57:35  
Medida: 13/12/2016 11:02:56 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: CINÉTICA EXTRACCIÓN NaOH.mfx

Muestra: 5 M  
520 nm  
0,113 A

Muestra: 10 M  
520 nm  
0,117 A

Muestra: 15 M  
520 nm  
0,155 A

Muestra: 20 M  
520 nm  
0,145 A

Muestra: 25 M  
520 nm  
0,174 A

Muestra: 30 M  
520 nm  
0,212 A

Muestra: 35 M  
520 nm  
0,170 A

Muestra: 40 M  
520 nm  
0,147 A

## Anexo 30

**Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 4,5 en la extracción asistida con ultrasonido con los tiempos de 5,10,15, 20, 25, 30, 35 y 40 minutos con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%**

---

Método: Test.rfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 13/12/2016 10:57:32 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autosero: 13/12/2016 10:57:35  
Medida: 13/12/2016 12:28:45 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: CINETICA ULTRASONIDO BUFFER 2 ACETATO DE SODIO.rfx

Muestra: 5 U  
520 nm  
0,128 A

Muestra: 10 U  
520 nm  
0,186 A

Muestra: 15 U  
520 nm  
0,182 A

Muestra: 20 U  
520 nm  
0,154 A

Muestra: 25 U  
520 nm  
0,181 A

Muestra: 30 U  
520 nm  
0,254 A

Muestra: 35 U  
520 nm  
0,228 A

Muestra: 40 U  
520 nm  
0,210 A

## Anexo 31

### **Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 1 en la extracción asistida con ultrasonido con los tiempos de 5,10,15, 20, 25, 30, 35, 40 minutos con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%**

---

Método:	Test.mfx (Long(e) de onda)
Última modific.:	13/12/2016 10:57:32 por Usuario-PC\Usuario
Espectrofotómetro:	Evolution 60S
Número de serie:	2R1R020104
Firmware:	4.004
Autozero:	13/12/2016 10:57:35
Medida:	13/12/2016 12:19:47 por Usuario-PC\Usuario
Archivo resultado:	CINETICA ULTRASONIDO kCl.rfx

Muestra: 5 U  
520 nm  
0,115 A

Muestra: 10 U  
520 nm  
0,135 A

Muestra: 15 U  
520 nm  
0,146 A

Muestra: 20 U  
520 nm  
0,165 A

Muestra: 25 U  
520 nm  
0,172 A

Muestra: 30 U  
520 nm  
0,216 A

Muestra: 35 U  
520 nm  
0,212 A

Muestra: 40 U  
520 nm  
0,191 A

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García

Anexo 32

**Análisis en el espectrofotómetro con Buffer pH 4,5 en la extracción agitación magnética con los tiempos de 5,10,15, 20, 25, 30, 35, 40 minutos con el solvente de hidróxido de sodio al 0,5%**

---

Método: Test.mfx (Long(s) de onda)  
Última modific.: 13/12/2016 10:57:32 por Usuario-PC\Usuario  
Espectrofotómetro: Evolution 60S  
Número de serie: 2R1R020104  
Firmware: 4.004  
Autozero: 13/12/2016 10:57:35  
Medida: 13/12/2016 11:28:38 por Usuario-PC\Usuario  
Archivo resultado: CINBTICA BUFFER 2 ACBTATO DE SODIO.rfx

Muestra: 5 M  
520 nm  
0,198 A

Muestra: 10 M  
520 nm  
0,221 A

Muestra: 15 M  
520 nm  
0,225 A

Muestra: 20 M  
520 nm  
0,123 A

Muestra: 25 M  
520 nm  
0,136 A

Muestra: 30 M  
520 nm  
0,244 A

Muestra: 35 M  
520 nm  
0,181 A

Muestra: 40 M  
520 nm  
0,201 A

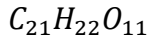
Fuente: Cristina Bazurto, Ana García



Calculos previos para realizar el balance de energía

ANTOCIANINAS

- Ciadidina



Hidrogeno

$$a = 28.84 \times 10^3$$

$$b = 0,00765 \times 10^{-5}$$

$$c = 0,3288 \times 10^{-8}$$

$$d = -0,8698 \times 10^{-12}$$

$$Cp = a + bT + CT^2 + DT^3$$

$$\Delta H = 28.84 \times 10^3 \int dt + 0,00765 \times 10^{-5} \int T dt + 0,3288 \times 10^{-8} \int T^2 dt - 0,8698 \times 10^{-12} \int T^3 dt$$

$$\Delta H = 28.84 \times 10^3 T + \frac{0,00765 \times 10^{-5}}{2} T^2 + \frac{0,3288 \times 10^{-8}}{3} T^3 - \frac{-0,8698 \times 10^{-12}}{4} T^4 \int_{26}^{75}$$

$$\Delta H = 28.84 \times 10^3 (75 - 26) + \frac{0,00765 \times 10^{-5} (75^2 - 26^2)}{2} + \frac{0,3288 \times 10^{-8} (75^3 - 26^3)}{3} - \frac{-0,8698 \times 10^{-12} (75^4 - 26^4)}{4}$$

$$\Delta H = 1,4131 + 1,8924 \times 10^{-4} + 4,4311 \times 10^{-4} - 6,7808 \times 10^{-6}$$

$$\Delta H = \frac{1,4136KJ}{gmol}$$

- Carbono

$$Cp = a + bT + CT^{-2}$$

$$a = 11,18 \times 10^{-3}$$

$$b = 1,095 \times 10^{-5}$$

$$c = -4,891 \times 10^{-10}$$

$$\Delta H = 11,18 \times 10^{-3} \int dt + 1,095 \times 10^{-5} \int T dt - 4,891 \times 10^{-10} \int T^{-2} dt$$

$$\Delta H = 11,18 \times 10^{-3} T + \frac{1,095 \times 10^{-5}}{2} T^2 - \frac{4,891 \times 10^{-10}}{-1} T^{-1} \int_{26}^{75} .$$

$$= 11,18 \times 10^{-3} (75 - 26) + \frac{1,095 \times 10^{-5} (75^2 + 26^2)}{2} - \frac{4,891 \times 10^{-10}}{50 - 26}$$

$$= 0,5478 + 0,0270 - 9,9816 \times 10^{-12}$$

$$\Delta H = \frac{0,5748 KJ}{gmol}$$

- **Oxigeno**

$$Cp = a + bT + cT^{-2}$$

$$a = 29,10 \times 10^{-3}$$

$$b = 1,158 \times 10^{-3}$$

$$c = -0,6076 \times 10^{-8}$$

$$d = 1,311 \times 10^{-12}$$

$$\Delta H = 29,10 \times 10^{-3} T + \frac{1,158 \times 10^{-3}}{2} T^2 - \frac{0,6076 \times 10^{-8}}{3} T^3$$

$$+ \frac{1,311 \times 10^{-12}}{4} T^4 \int_{26}^{75} .$$

$$\Delta H = 29,10 \times 10^{-3} (75 - 26) + \frac{1,158 \times 10^{-3} (75^2 - 26^2)}{2}$$

$$- \frac{0,6076 \times 10^{-8} (75^3 - 26^3)}{3} + \frac{1,311 \times 10^{-12} (75^4 - 26^4)}{4}$$

$$= 1,4259 + 0,0286 - 8,1884 \times 10^{-4} + 1,0220 \times 10^{-5}$$

$$\Delta H = \frac{1,4536 KJ}{gmol}$$

$$\Delta H_T = \frac{1,4536KJ}{gmol} + \frac{0,5748KJ}{gmol} + \frac{1,4136KJ}{gmol}$$

$$\Delta H_T = 3,442 \frac{KJ}{gmol}$$

### SECADOR

- **Hidrógeno**

$$\Delta H = 28.84 \times 10^3 T + \frac{0,00765 \times 10^{-5}}{2} T^2 + \frac{0,3288 \times 10^{-8}}{3} T^3 - \frac{-0,8698 \times 10^{-12}}{4} T^4 \int_{26}^{50} .$$

$$\Delta H = 28.84 \times 10^3 (50 - 26) + \frac{0,00765 \times 10^{-5} (75^2 - 26^2)}{2} + \frac{0,3288 \times 10^{-8} (50^3 - 26^3)}{3} - \frac{-0,8698 \times 10^{-12} (50^4 - 26^4)}{4}$$

$$\Delta H = 0,6921 + 6,976 \times 10^{-5} + 1,1773 \times 10^{-4} - 1,2596 \times 10^{-6}$$

$$\Delta H = \frac{0,6922KJ}{gmol}$$

- **Carbono**

$$\Delta H = 11,18 \times 10^{-3} T + \frac{1,095 \times 10^{-5}}{2} T^2 - \frac{4,891 \times 10^{-10}}{-1} T^{-1} \int_{26}^{50} .$$

$$= 11,18 \times 10^{-3} (50 - 26) + \frac{1,095 \times 10^{-5} (50^2 + 26^2)}{2} - \frac{4,891 \times 10^{-10}}{50 - 26}$$

$$= 0,2683 + 9,986 \times 10^{-3} - 2037 \times 10^{-11}$$

$$\Delta H = \frac{0,2782KJ}{gmol}$$

- **Oxígeno**

$$\Delta H = 29,10 \times 10^{-3}T + \frac{1,158 \times 10^{-3}}{2}T^2 - \frac{0,6076 \times 10^{-8}}{3}T^3 + \frac{1,311 \times 10^{-12}}{4}T^4 \int_{26}^{50} .$$

$$\Delta H = 29,10 \times 10^{-3}(50 - 26) + \frac{1,158 \times 10^{-3}(50^2 - 26^2)}{2} - \frac{0,6076 \times 10^{-8}(50^3 - 26^3)}{3} + \frac{1,311 \times 10^{-12}(50^4 - 26^4)}{4}$$

$$= 0,6422 + 0,01056 - 2,175 \times 10^{-4} + 1,898 \times 10^{-6}$$

$$\Delta H = \frac{0,7087KJ}{gmol}$$

$$\Delta H_T = \frac{0,7087KJ}{gmol} + \frac{0,2782KJ}{gmol} + \frac{0,6922KJ}{gmol}$$

$$\Delta H_T = 1,6791 \frac{KJ}{gmol}$$

- **Hidróxido de sodio**

Mezclador

NaOH

$$\Delta H_{NaOH} = 0,121 + 16,316 \times 10^{-3}T + T^2 + \frac{1,948 \times 10^{-5}}{T^2}$$

$$\Delta H = 0,121 \int_{299}^{313} dT + 16,316 \times 10^{-3} \int_{299}^{313} TdT + 1,948 \times 10^{-5} \int_{299}^{313} T^2dT$$

$$\Delta H = 0,121T + \frac{16,316 \times 10^{-3}}{2}T^2 + \frac{1,948 \times 10^{-5}}{-T} \int_{299}^{313} .$$

$$\Delta H = 0,121(313 - 299) + \frac{16,316 \times 10^{-3}(313^2 - 299^2)}{2} - \frac{1,948 \times 10^{-5}}{(313 - 299)}$$

$$\Delta H = 1,694 + 6,989,1391 \times 10^{-6}$$

$$\Delta H = \frac{8,682KJ}{gmol}$$

### EVAPORADOR

- Hidroxiido de sodio

$$\Delta H = 0,121T + \frac{16,316 \times 10^{-3}}{2} T^2 + \frac{1,948 \times 10^{-5}}{-T} \int_{26}^{75} .$$

$$\Delta H_{NaOH} = 0,121(75 - 26) + \frac{16,316 \times 10^{-3}(75^2 - 26^2)}{2} - \frac{1,948 \times 10^{-5}}{(75 - 26)}$$

$$\Delta H = 5,292 + 40,373 - 3,975 \times 10^{-7}$$

$$\Delta H = \frac{45,664KJ}{gmol}$$

### SECADOR

- Hidroxiido de sodio

$$\Delta H = 0,121T + \frac{16,316 \times 10^{-3}}{2} T^2 + \frac{1,948 \times 10^{-5}}{-T} \int_{26}^{50} .$$

$$\Delta H_{NaOH} = 0,121(50 - 26) + \frac{16,316 \times 10^{-3}(50^2 - 26^2)}{2} - \frac{1,948 \times 10^{-5}}{(50 - 26)}$$

$$\Delta H = 2,904 + 14,88 - 8,116 \times 10^{-7}$$

$$\Delta H = \frac{17,78KJ}{gmol}$$

- **Semilla de aguacate**

$$C_p = 0,837 + 3,349 X_w$$

$$C_p = 0,837 + 3,349 (0,5346)$$

$$C_p = 2,627 \text{ KJ/Kg}^\circ\text{C}$$

$$\Delta H = C_p \cdot \Delta T$$

$$\Delta H = 2,627 \frac{\text{KJ}}{\text{Kg}^\circ\text{C}} \cdot (40-26)^\circ\text{C}$$

$$\Delta H = 36,778 \frac{\text{KJ}}{\text{Kg}}$$

$$Q = \Delta H \cdot m$$

$$Q = 36,778 \frac{\text{KJ}}{\text{Kg}} \cdot 0,050 \text{ Kg} = 1,838 \text{ KJ}$$

## MEZCLADOR

- **H<sub>2</sub>O<sub>liq</sub>**

$$a = 75,4 \times 10^{-3}$$

$$C_p = 75,4 \times 10^{-3}$$

$$\Delta H = 75,4 \times 10^{-3} \int_{26}^{40} dT$$

$$\Delta H = 75,4 \times 10^{-3} T$$

$$\Delta H = 75,4 \times 10^{-3} (40 - 26)$$

$$\Delta H = 1,0556 \text{ KJ}$$

$$\Delta H_L = 75,4 \times 10^{-3} \int_{26}^{75} dT$$

$$\Delta H_L = 75,4 \times 10^{-3} T$$

$$\Delta H_L = 75,4 \times 10^{-3} (75 - 26)$$

$$\Delta H_L = \frac{3,699KJ}{mol}$$

### EVAPORADOR

- $H_2O_{GASEOSO}$

$$a = 33,46 \times 10^{-3}$$

$$b = 0,6880 \times 10^{-5}$$

$$c = 0,7604 \times 10^{-8}$$

$$d = -3,593 \times 10^{-12}$$

$$\Delta H = \left( 33,46 \times 10^{-3} \int dT + 0,6880 \times 10^{-5} \int T dT + 0,7604 \times 10^{-8} \int T^2 dT - 3,593 \times 10^{-12} \int T^3 dT \right) \int_{26}^{75}$$

$$\Delta H = 33,46 \times 10^{-3} T + \frac{0,6880 \times 10^{-5} T^2}{2} + \frac{0,7604 \times 10^{-8} T^3}{3} - \frac{3,593 \times 10^{-12} T^4}{4}$$

$$\Delta H = 33,46 \times 10^{-3} (75 - 26) + \frac{0,6880 \times 10^{-5} (75^2 - 26^2)}{2} + \frac{0,7604 \times 10^{-8} (75^3 - 26^3)}{3} - \frac{3,593 \times 10^{-12} (75^4 - 26^4)}{4}$$

$$\Delta H = 1,6395 + 0,0170 + 1,254 \times 10^{-5} - 4,44 \times 10^{-9}$$

$$\Delta H = \frac{1,656KJ}{mol}$$

### SECADOR

- $H_2O$

$$\Delta H = 75,4 \times 10^{-3} \int_{26}^{50} dT$$

$$\Delta H = 75,4 \times 10^{-3} T$$

$$\Delta H = 75,4 \times 10^{-3} (50 - 26)$$

$$\Delta H = \frac{1,809KJ}{mol}$$

- Vapor H<sub>2</sub>O

$$\Delta H = \left( 33,46 \times 10^{-3} \int dT + 0,6880 \times 10^{-5} \int T dT + 0,7604 \times 10^{-8} \int T^2 dT - 3,593 \times 10^{-12} \int T^3 dT \right) \int_{26}^{50} .$$

$$\Delta H = 33,46 \times 10^{-3} (50 - 26) + \frac{0,6880 \times 10^{-5} (50^2 - 26^2)}{2} + \frac{0,7604 \times 10^{-8} (50^3 - 26^3)}{3} - \frac{3,593 \times 10^{-12} (50^4 - 26^4)}{4}$$

$$\Delta H = 0,80304 + 6,274 \times 10^{-3} + 2,722 \times 10^{-4} - 5,203 \times 10^{-6}$$

$$\Delta H = \frac{0,809KJ}{mol}$$

**Fuente:** Cristina Bazurto, Ana García



