


Evaluación de la extracción del colorante de totumo (*Crescentia cujete L.*) en un producto textil

Evaluation of the Extraction of Calabash Tree (*Crescentia cujete L.*) Colorant for Textile Products

 Luis G. López M.¹;
  David F. Rada M.²;
 Andrés F. Góngora D.³;
 Laura C. Morales M.⁴;
 María C. Ospina L.⁵

¹ Universidad de Los Llanos, Villavicencio - Colombia,
llopezm@unillanos.edu.co

² Universidad de Los Llanos, Villavicencio - Colombia
david.rada@unillanos.edu.co

³ Universidad de Los Llanos, Villavicencio - Colombia,
andres.gongora@unillanos.edu.co

⁴ Universidad de Los Llanos, Villavicencio - Colombia,
laura.morales.murillo@unillanos.edu.co

⁵ Universidad de Los Llanos, Villavicencio - Colombia,
mcospina@unillanos.edu.co

ISSN-p: 0123-7799
ISSN-e: 2256-5337

Vol. 25, nro. 53, e2165, 2022

Recibido: 25 septiembre 2021
Aceptado: 28 abril 2022
Disponible: 9 mayo 2022

©Instituto Tecnológico Metropolitano
Este trabajo está licenciado bajo
una Licencia Internacional
Creative Commons Atribución
(CC BY-NC-SA)



Cómo citar / How to cite

L. G. López M.; D. F. Rada M.; A. F. Góngora D.; L. C. Morales M.; M. C. Ospina L., "Evaluación de la extracción del colorante de totumo (*Crescentia cujete L.*) en un producto textil", *Tecnológicas*, vol. 25, nro. 53, e2165, 2022. <https://doi.org/10.22430/22565337.2165>

Resumen

La presente investigación tuvo como objetivo evaluar la extracción del colorante de la pulpa del fruto de totumo (*Crescentia cujete L.*) obtenido en el municipio de Granada, departamento del Meta. Para ello se usaron tres distintos solventes: agua, hidróxido de sodio y etanol, lo cual permitió determinar el colorante de mayor rendimiento, el más estable ante pruebas de resistencia aplicado en un producto textil y la determinación de metabolitos. Esto se logró mediante la extracción del colorante por el método de digestión, en donde se agregó 150 g de pulpa a tres vasos diferentes de precipitado, adicionando agua, etanol e hidróxido de sodio hasta alcanzar un volumen de 300 ml durante un tiempo de 20 minutos, 30 minutos y 1 hora, respectivamente, a una agitación y temperatura constante de 75 °C. Se filtraron y pesaron los residuos y, una vez obtenidas las muestras, estas se utilizaron para teñir fragmentos de algodón de 2 x 2 cm, los cuales se sometieron a pruebas de resistencia con ácidos y álcalis, altas temperaturas y detergente. El color final se determinó empleando el colorímetro para obtener las coordenadas del círculo cromático de la escala CIEL $a^* b^*$. Finalmente, mediante espectrofotometría, se logró, por medio de los rangos de longitud de onda, considerar la existencia de pigmentos orgánicos presentes en dichas muestras. Se evidenció que el NaOH fue el solvente de mayor rendimiento. La muestra teñida con colorante extraído con etanol dio una diferencia total de color $\Delta E = 3,41$, considerándolo el de menor pérdida de color. Para la muestra con NaOH se obtuvo un rango de 270-370 nm, lo que indica presencia de flavonoides y, para el extracto con etanol se obtuvo un rango de 665-700 nm, lo cual indica presencia de saponinas. De acuerdo con lo anterior, es posible efectuar la extracción de color a partir del totumo, lo cual convierte este producto en una materia prima con potencial agroindustrial.

Palabras clave

Colorante, colorimetría, *Crescentia cujete L.*, espectrofotometría, flavonoides.

Abstract

The objective of this study was to evaluate the extraction of colorant from the pulp of the fruit of calabash tree (*Crescentia cujete L.*) obtained in Granada (Meta, Colombia). Such extraction was performed using three different solvents (water, sodium hydroxide, and ethanol) to determine (1) the solvent that offers the highest yield and the greatest stability in resistance tests applied to a textile product and (2) the metabolites present in the samples. For this purpose, the dye was extracted by the digestion method, where 150 g of pulp were placed in three different beakers, adding water, ethanol, and sodium hydroxide until a volume of 300 ml was reached over 20 minutes, 30 minutes, and 1 hour, respectively, at a constant agitation and a temperature of 75 °C. The residues were filtered and weighed. The samples thus obtained were used to dye 2x2-cm pieces of cotton, which were subjected to resistance tests with acids and alkalis, high temperatures, and detergent. The final color was determined by a colorimeter to obtain its coordinates in the CIEL a^*b^* color space. Finally, by means of spectrophotometry and peaks in the absorbance spectrum plots, it was possible to study the presence of organic pigments in the samples. The NaOH solvent achieved the best performance in the resistance tests. In turn, the sample dyed with the colorant extracted using ethanol showed a total color difference of $\Delta E = 3.41$, which was the lowest color loss in this study. The sample treated with NaOH exhibited peaks at 270–370 nm, indicating the presence of flavonoids; and that treated with ethanol, peaks at 665–700 nm, signaling the presence of saponins. According to the above, it is possible to extract a colorant from the calabash tree fruit, which makes it a potential agro-industrial raw material.

Keywords

Flavonoids; colorant; colorimetry; *Crescentia cujete L.*; spectrophotometry.

1. INTRODUCCIÓN

El árbol de totumo, de nombre científico *Crescentia cujete* L. [1], es también nombrado “en diferentes regiones de Colombia como calabazo, candongo, calabazo de pico, cuya, mate totumo, mate, pilche, puro, zumbo, totuma, totumillo, totumo candongo, totumo cimarrón, totumo cucharo, totumo grande, totumo mate, totumo, táparo o tapara” [2], [3].

Según [4], es un árbol de copa abierta, con ramas largas y hojas caducifolias. Puede alcanzar alturas entre los 4 y los 14 metros y posee una corteza escamosa. El fruto pasa por formas cilíndricas y ovoides de corteza verde brillante y contiene una pulpa blanca con gran cantidad de semillas elipsoideas. Para [1], se encuentra en regiones tropicales y es una especie semicultivada a todo lo largo de América Tropical. Suele hallarse junto con árboles frutales en casas de campo.

No se tienen datos exactos sobre su producción anual en el país, ya que ha sido un cultivo naturalizado y no se produce a gran escala; sin embargo, con respecto a este, y a muchos otros productos agrícolas, es oportuno mencionar algunas cifras que se conocen sobre el desaprovechamiento de frutas en el país: según el Departamento Nacional de Planeación (DNP), Colombia tiene una oferta nacional disponible de alimentos de 28,5 millones de toneladas; de estas se pierden y desperdician un total de 9,76 millones de toneladas, de las cuales 6,1 millones de toneladas corresponden a frutas [5]. El totumo es una de las frutas menos industrializadas que se desaprovechan en el país, y por esta razón cuenta con poca investigación sobre aplicaciones agroindustriales.

El producto ha demostrado tener propiedades de sanación en enfermedades del aparato respiratorio, por lo cual, en 2008, el Ministerio de Salud y Protección Social añadió el fruto al listado de plantas medicinales aprobadas, con fines terapéuticos, del Instituto Nacional de Vigilancia de Alimentos y Medicamentos (Invima) [6]. También ha tenido incidencia en la producción de vasijas para su venta, así como para uso doméstico y hasta ahora sus aplicaciones han sido principalmente culturales y artísticas. La parte de interés en la presente investigación es el fruto, específicamente el mesocarpio, debido al cambio de color que presenta, para la elaboración de un colorante natural a partir del mismo.

El desarrollo de esta idea involucra tecnologías de producción que tienen un impacto social y económico positivo. Se requiere la creación de nuevas alternativas para la industria, que respondan al cambio y a la resolución de necesidades que el mundo actual está demandando.

Sin embargo, ello presenta inconvenientes diversos, y que, en el caso que nos ocupa, uno de los que surgen en la producción de colorantes artificiales es que al proceder de reacciones sintéticas no enzimáticas dichos colorantes “son altamente resistentes a la acción de sustancias químicas, a algunos procesos físicos y son poco biodegradables” [7].

La metodología con la que se desarrolló la investigación consta de cuatro partes: recolección, extracción, pruebas de estabilidad y determinación de metabolitos secundarios por espectrofotometría, con base en la técnica desarrollada por el INTI (Instituto Nacional de Tecnología Industrial) en el año 2019 para extraer y conservar colorantes a partir de desechos agroindustriales como la cáscara de maní [8].

Por lo anterior, la investigación tuvo el propósito de extraer y analizar el colorante de la pulpa del fruto del totumo, empleando tres diferentes solventes: agua, etanol e hidróxido de sodio. Para tal fin se determinó el solvente que tenía mayor rendimiento de extracción, se midió la estabilidad del color en un textil mediante colorimetría y finalmente se estableció el contenido de pigmentos orgánicos utilizando para ello la espectrofotometría.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Área de estudio

El trabajo de investigación se desarrolló en los laboratorios del programa de Ingeniería Agroindustrial de la Facultad de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales, de la Universidad de los Llanos, sede Barcelona, en Villavicencio, Meta (km 12, Vía Puerto López, con coordenadas: 4° 4' 30" N, 73° 35' 7" W. Su precipitación es de 3856 mm al año, tiene una temperatura promedio de 25,5 °C y su humedad media anual es de 83 % (Figura 1).

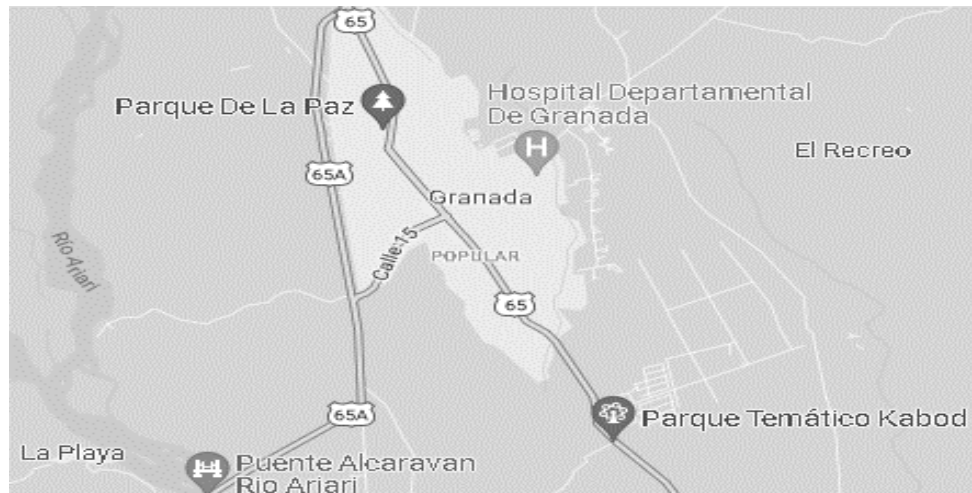


Figura 1. Vista satelital de la vereda La Playa. Fuente: Google Maps.

2.2 Recolección de la muestra

La recolección del material se llevó a cabo en el municipio de Granada (3° 32' 40" Norte, 73° 42' 23" Oeste), situado en la región del piedemonte llanero; presenta un clima cálido tropical, con una temperatura promedio de 25,6 °C; la precipitación está entre 2400 mm y 2800 mm por año y la elevación es de 410 m. Los frutos de totumo (*Crescentia cujete L.*) fueron colectados y almacenados en la zona rural de la localidad en un período de cosecha de seis meses y se cosechó en el segundo mes. Los frutos seleccionados para llevar a cabo la investigación se muestran en la (Figura 2). El fruto utilizado es el (a) en estado inmaduro, estos de acuerdo con [9], [10] presentan un índice de madurez en un rango de °brix de 10-20.

Debe tenerse en cuenta, además, que el lugar de procedencia del fruto puede incidir en estas características.

También influye en el proceso el tiempo que haya transcurrido desde el momento de la cosecha. Esto significa que a medida que el fruto va madurando, su composición química va cambiando a causa del contenido de azúcares como glucosa, sacarosa y fructosa, que inician un proceso de reducción. [11], [12].



Figura 2. Frutos de *Crescentia cujete L* con diferentes estados de madurez: a: fruto inmaduro, b: fruto premaduro y c: fruto maduro. Fuente:[9].

2.3 Extracción por el método de digestión

Los frutos seleccionados se lavaron con 1 litro de agua destilada, se secaron con papel absorbente y se pesaron en una balanza analítica; se obtuvo un total de 1,50 kg de pulpa de totumo. La extracción del colorante se llevó a cabo siguiendo la metodología indicada en [13].

Se procedió a llevar la pulpa previamente macerada a un vaso de precipitado de 500 ml y se adicionaron 300 ml de solvente (agua, etanol al 98 % e hidróxido de sodio al 48,5 % a 0,5 N). Luego se llevaron los vasos de precipitado a una plancha de calentamiento a una temperatura de 75 °C con agitación constante a una potencia de 450 rpm durante 20 minutos para el agua, 30 minutos para el etanol y 1 hora para el hidróxido de sodio (Tabla 1).

Tabla 1. Tratamientos realizados. Fuente: elaboración propia.

Tratamientos	Muestra (g)	Solvente	Tiempo de extracción (min)
T1	150,2158	Agua, 300 ml	20
T2	150,5267	Etanol al 98 %, 300 ml	30
T3	150,6412	Hidróxido de sodio al 48,5 %, 300 ml	60

Se dejaron enfriar los extractos a temperatura ambiente y se filtraron utilizando papel filtro Whatman No. 2. Se pesó el remanente sólido con la finalidad de calcular el rendimiento de extracción; los extractos obtenidos se pesaron y se envasaron en frascos ámbar, y luego se almacenaron a temperatura ambiente en un lugar oscuro. Los cálculos del rendimiento de extracción se efectuaron mediante (1):

$$\%R_{\text{extracción}} = \frac{M_{\text{colorante}}}{M_{\text{masa materia prima}}} * 100 \quad (1)$$

2.4 Pruebas de estabilidad del colorante en un textil

Las pruebas de solidez del color se llevaron a cabo con la metodología de [14], [15]. La muestra de textil se cortó en cuadros de 2 x 2 cm, obteniendo nueve trozos de tela de algodón; estos se tiñeron con cada uno de los colorantes obtenidos y luego se llevaron a un recipiente con solución de agua desionizada a valores de pH 5 y 9; los valores de pH se ajustaron mediante el uso de soluciones diluidas de hidróxido de sodio y ácido acético a una concentración de 0,5 N y 0,1 N, respectivamente. Después se adicionaron allí las telas por un tiempo de 30 minutos, finalmente fueron secadas y planchadas para la medición del color.

Posteriormente se hizo la prueba de estabilidad a altas temperaturas a los trozos previamente teñidos, se adicionaron en un recipiente con agua a una temperatura de 87 °C

durante un tiempo de 15 minutos y después se analizó el color en el colorímetro. Finalmente se efectuó la prueba de resistencia a detergentes. Al efecto se sometieron a contacto directo los trozos de tela teñidos con una solución compuesta por 30 ml de agua y 5,3 g de detergente biodegradable al 0,5 % a concentración de 5000 ppm, a una relación de 3,0 g de detergente por cada gramo de tela, con una agitación de 200 rpm por un tiempo de 30 minutos; se empleó un agitador vortex para facilitar el proceso de lavado, posteriormente las telas fueron secadas y se sometieron a planchado con vapor. A las muestras ya secas se les analizó el color mediante el colorímetro [16], [17].

2.5 Determinación del color en la escala CIEL a* b*

Se determinó el color a las muestras de estudio mediante la lectura de las coordenadas L^* , a^* y b^* en un colorímetro Konica Minolta CR-5 utilizando el iluminante estándar D65 y el observador 2° [18], [19]. El colorímetro se estandarizó con un blanco utilizando agua destilada y el patrón de referencia de la muestra con etanol ($L^* = 9,80$; $a^* = 1,80$; y $b^* = 3,23$).

Se utilizaron los valores numéricos de L^* , a^* y b^* para poder obtener la diferencia total en las muestras de color; asimismo se determinó ΔE , calculándose la diferencia entre las muestras de color mediante (2):

$$\Delta E = \sqrt{\Delta L^{*2} + \Delta a^{*2} + \Delta b^{*2}} \quad (2)$$

Donde ΔE es la diferencia total de color en la escala CIELAB, ΔL^* = diferencia en luz y oscuridad, Δa^* = diferencia en rojo y verde, Δb^* = diferencia en amarillo y azul.

2.6 Determinación de los metabolitos secundarios por espectrofotometría

La determinación de los metabolitos secundarios de cada extracto obtenido se llevó a cabo mediante la metodología de [16]-[19]. Primero se hizo la calibración del blanco usando agua destilada y empleando un Spectrophotometer RIGOL Ultra-3660, USA; una vez efectuada la calibración, se procedió a medir la absorbancia de cada uno de los extractos obtenidos en el apartado anterior; las mediciones se hicieron en un rango de longitud de onda de 400 nm a 700 nm.

2.7 Análisis estadístico

El diseño experimental factorial elegido para obtener los resultados de investigación tuvo dos factores y tres niveles (2 x 3), con tres repeticiones balanceadas, con un total de dieciocho ensayos para determinar el rendimiento de extracción y pruebas de solidez del color de los extractos en muestras de algodón.

Para interpretación de los resultados obtenidos en la determinación del rendimiento de extracción y las pruebas de solidez del color se utilizó una estadística descriptiva que permite establecer los valores encontrados en términos de sus medidas de tendencia central; se determinaron aquellas de dispersión de cada una de las variables estipuladas. Por otro lado, para la determinación cualitativa de los metabolitos secundarios por espectrofotometría, se compararon estudios realizados a metabolitos secundarios en donde se les midió su absorción de luz en la longitud de onda estudiada, a fin de hacer un análisis cualitativo de estos extractos.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Rendimientos de extracción

En la Tabla 2 se presentan los valores evaluados de la extracción (solvente utilizado, masa de colorante, masa de materia prima y porcentaje de rendimiento de extracción).

Tabla 2. Porcentajes de rendimiento de extracción con los diferentes solventes. Fuente: elaboración propia.

Solvente	Masa materia prima (g)	Masa del residuo (g)	Masa del colorante (g)	% Rendimiento de extracción
Agua	150,2158	36,3718	113,6312	75,65 %
Etanol	150,5267	67,4425	82,5685	54,85 %
Hidróxido de sodio (NaOH)	150,6412	25,5536	125,4075	83,25 %

Como se observa en la Tabla 2, el colorante que obtuvo un mayor rendimiento de extracción fue el obtenido con hidróxido de sodio, que tuvo 83,03 %, seguido del extraído con agua, el cual tuvo 75,75 %, y, finalmente, el extraído con etanol, que tuvo 55,04 %. Se evaluó la extracción de los dos solventes iniciales para extraer un colorante natural que no contaminara al medio ambiente, pero se hizo la inclusión y comparación con un solvente contaminante como lo es el NaOH, de acuerdo con [13], [20], donde se menciona que con este solvente se pueden obtener mejores rendimientos, aunque por literatura se conoce que es un precursor que contamina el medio ambiente. Se comparó cómo se comporta este con respecto a otros que no son contaminantes [21], [22].

Una variable que influyó notablemente en que el NaOH obtuviera un rendimiento mayor que los otros solventes fue el tiempo de extracción del colorante, ya que se evidenció una relación directamente proporcional: a mayor exposición al reactivo, mayor rendimiento de extracción de colorante se obtendrá, por lo que se generan distintos resultados en comparación con la investigación de [23], donde el solvente que tuvo menor tiempo fue el que obtuvo mejor rendimiento.

El porcentaje de rendimiento del extracto no solamente varía en función del tiempo y del solvente, sino que también lo hace de manera directa y proporcional a la polaridad del mismo. Estos resultados difieren en nuestra investigación, donde el solvente menos polar y contaminante fue el que presentó mejor rendimiento de extracción. De acuerdo con [24], se recomienda extraer con etanol ya que este solvente tiene la capacidad de extraer compuestos de una amplia gama de polaridades, además de ser menos costoso y tóxico que otros solventes orgánicos.

De acuerdo con la (Figura 3), a partir de la extracción con cada solvente se identificaron diferentes tonalidades, siendo etanol y agua de color negro azulado, y el hidróxido de sodio de color amarillo-anaranjado; de acuerdo con [25], estas coloraciones ocurren debido a la presencia de taninos, saponinas y fenoles dentro de la composición del fruto, y van cambiando según el estado de madurez en que esté el fruto. Por esto se puede inferir que estas sustancias son las responsables de dichas tonalidades, indicando que los compuestos orgánicos que componen la pulpa del fruto reaccionan dependiendo del tipo de solvente que se utilice. En este estudio, de acuerdo con [26], las enzimas que catalizan el pardeamiento enzimático corresponden a las oxidoreductasas. Estas catalizan el paso inicial de la oxidación de compuestos fenólicos presentes en frutas y verduras a quinonas, las cuales más adelante sufrirán polimerización para producir pigmentos insolubles y oscuros denominados

melaninas, que les darán a estas un color café, haciéndolas inaceptables para el consumo [27].

En el proceso de maduración, la temperatura también es una variable crítica en el fruto ya que acelera este proceso; una vez el fruto esté expuesto al medio ambiente, comienzan las reacciones de oxidación [26].



Figura 3. Extracción de colorantes de la pulpa de totumo (*Crescentia cujete L.*) mediante el método de digestión. Fuente: elaboración propia.

Estos cambios en las muestras evaluadas después del tratamiento térmico pueden estar asociados a los procesos de lixiviación y oxidación de los compuestos orgánicos cuando la matriz biológica es afectada por un solvente a alta temperatura [26].

3.2 Estabilidad del color y diferencia total en las muestras de color

Los resultados de estabilidad concuerdan con los resultados referenciados en [28], [29], en donde se menciona que una de las fibras que obtienen mejor fijación con el colorante es el algodón, además la estabilidad de este depende de qué tanta afinidad química tenga con el extracto colorante. Una vez efectuadas las pruebas de estabilidad del colorante en un textil, los datos fueron tabulados de acuerdo con la muestra. Los resultados se observan en la (Tabla 3). De acuerdo con la norma UNE-ISO 12647-2:2016 [30], la cual establece los estándares de impresión del color y define los umbrales de tolerancia para ΔE , el valor máximo que se recomienda para un ΔE es 5, lo cual significa que valores superiores a 5 se proponen como inaceptables en la mayoría de procesos, ya que indican que la diferencia de color empieza a perderse y por ende el colorante no tendrá una buena fijación del color.

Tabla 3. Variaciones de color de las muestras sometidas a las pruebas de resistencia ΔE .

Fuente: elaboración propia.

Solvente	ΔE Temperatura	ΔE pH	ΔE Lavado
Agua	15,07	14,39	8,07
Etanol	4,64	12,03	3,41
Hidróxido de sodio (NaOH)	7,79	6,75	10,06

De acuerdo con la investigación referenciada en [31], las condiciones que más afectan a las muestras teñidas son “las pruebas de lavado doméstico como las altas temperaturas por observarse un desprendimiento notable del colorante”; sin embargo, estas pueden variar de

acuerdo con la naturaleza del precursor de los colorantes, condiciones ambientales y naturaleza de los mismos. En los resultados obtenidos en el laboratorio se observó que la muestra extraída con etanol tuvo un buen rendimiento en cuanto a fijación; una vez efectuada la prueba de lavado presentó pocos cambios en las valoraciones de color. Ya que se encuentran valores de ΔE inferiores a 5, la muestra tomada presentó una diferencia de color estable y perceptible por el ojo humano; además, no perdió su fijación de manera abrupta con el paso del tiempo. Por otra parte, la muestra extraída con agua es más susceptible a cambios significativos de ΔE , tanto en las pruebas de temperatura como en la de lavado; aunque su valor de ΔE inicial disminuyó en comparación con el valor final, este sigue siendo inaceptable porque es un valor superior al permitido por la norma. Para controlar estos aspectos se sugiere utilizar fijadores del color para evitar que pierda su intensidad.

A continuación, se muestra gráficamente la interacción de las muestras de color en las diferentes pruebas efectuadas y sus medias de variación de color de acuerdo con los valores indicados en la (Tabla 3).

A partir de la Figura 4 se puede concluir que la muestra más susceptible a variación de diferencia total de color final en la prueba de lavado es la muestra extraída con agua, que presenta un valor de $\Delta E = 8,47$, seguida de la del hidróxido de sodio, $\Delta E = 1,6$, y por último la de etanol, con $\Delta E = 3,41$. Esta se considera la mejor, presentando un valor de ΔE más estable, por tanto mantiene la fijación de color percibida por el ojo humano en un mayor período de tiempo sin modificaciones notables [32].

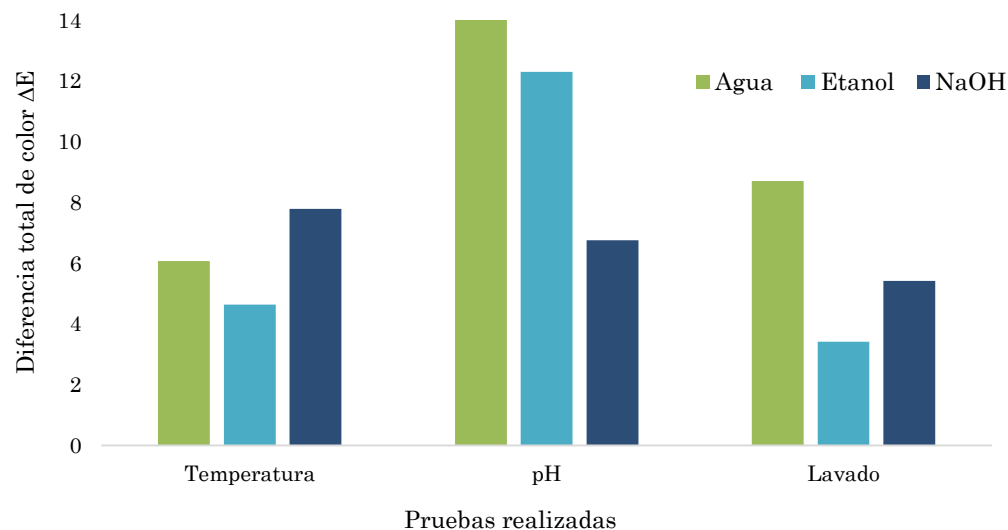


Figura 4. Interacción para la variación de pruebas entre las diferentes muestras y pruebas realizadas
Fuente: elaboración propia.

3.3 Espectrofotometría UV-VIS

Con base en los resultados obtenidos sobre las muestras de colorante del mesocarpio del fruto de *Crescentia cujete L* que se observan en la Figura 5, y de acuerdo con [25], [33], en el estudio se evidencia la presencia de grupos de metabolitos secundarios como carotenoides, glucósidos, saponinas y taninos. Se puede observar, además, el espectro visible de la muestra extraída con hidróxido de sodio, encontrando similitud con el espectro de los flavonoides, según [34], los cuales, compuestos, se encuentran en un rango de 270 nm a 370 nm.

Estos pigmentos están relacionados con los colores obtenidos de manera experimental de acuerdo con [25], ya que la muestra obtenida, usando hidróxido de sodio, presentó una coloración amarilla-anaranjada. También estos metabolitos influyeron en el colorante final debido a la presencia de cromóforos en su estructura, al cambio de pH y, en algunos casos, cuando está en presencia de metales o en solución de etanol e hidróxido de sodio, todos los flavonoides experimentan una absorción de intensidad fuerte en la región de 200-270 nm y, a mayor longitud de onda en la zona de 300-400 nm, aparecen otras bandas de mayor intensidad.

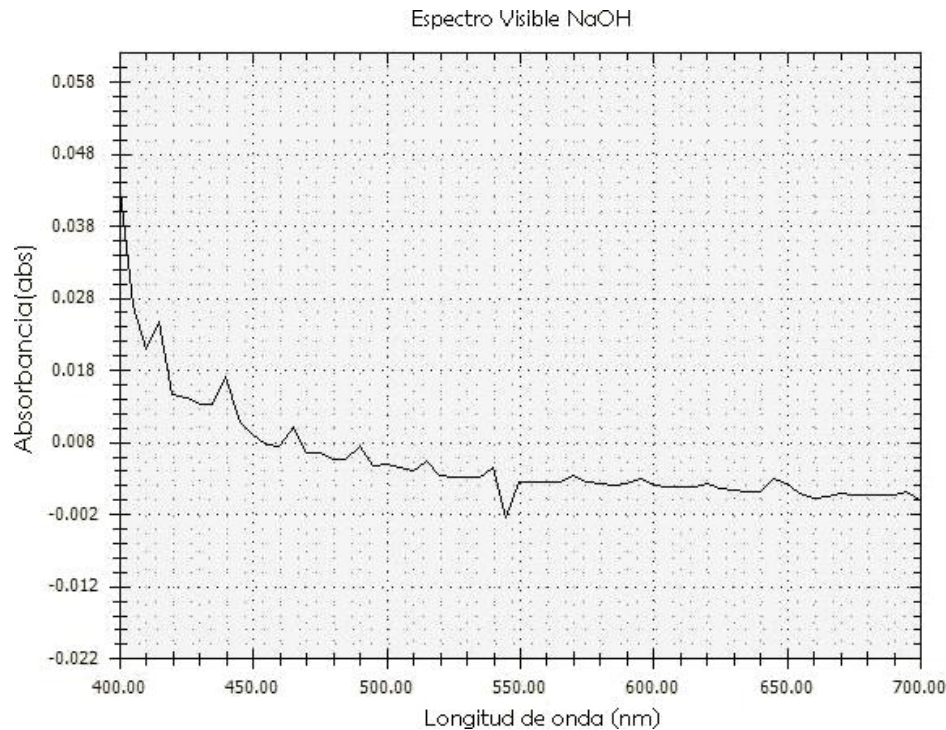


Figura 5. Espectro visible del colorante extraído con hidróxido de sodio
Fuente: elaboración propia.

De acuerdo con [35], en el mesocarpio del totumo hay presencia de 68 grupos de metabolitos secundarios como flavonoides, carotenoides, glucósidos iridioides, grupos fenólicos, derivados benzoilos y cinamolios. Como se muestra en la Figura 6, aparece una longitud de onda en un rango de 665-700 nm, lo que indica que el color de luz absorbido por el metabolito secundario tuvo un tono café y textura espumosa, lo cual corresponde a presencia de cardenolidos y saponinas; esto difiere de los resultados de [36], donde se señala que, normalmente, en medios con etanol, se inhibe el índice de espuma y se extraen otras moléculas que presenten absorbancia a la longitud de onda de 528 nm, interfiriendo de esta manera con las lecturas para las pruebas cuantitativas. La absorbancia superior a este rango se debe a que el contenido de saponinas en *Crescentia cujete L.* es muy bajo.

En la Figura 7, inicialmente el rayo de luz del espectrofotómetro incidió perpendicularmente sobre la extracción con agua del colorante del totumo, este absorbió la luz arrojando una longitud de onda de 580 nm y 590 nm debido a un compuesto químico que absorbe la luz llamado cromóforo. La cantidad de luz absorbida dependerá de la distancia que recorre la luz a través de la solución del cromóforo y de la concentración de este; además, la longitud de onda en ese rango absorbe el color amarillo y refleja el azul. Luego se observa una absorbancia negativa de la radiación incidente, es decir, dispersará el 100 % de una

radiación incidente de baja potencia, indicando que está por debajo del nivel del espectrofotómetro que trabajó entre 400 nm y 700 nm. Este fenómeno ocurre debido al alto contenido de sedimentos presentes en la muestra [37].

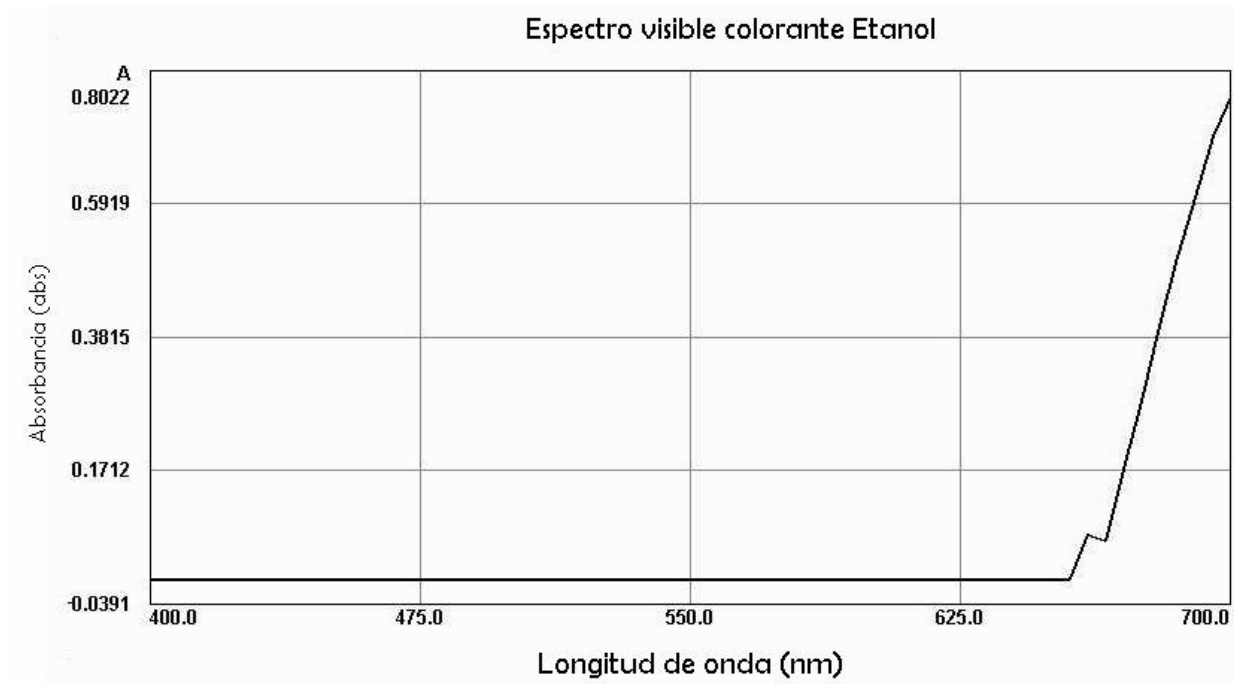


Figura 6. Espectro visible del colorante extraído con etanol. Fuente: elaboración propia.

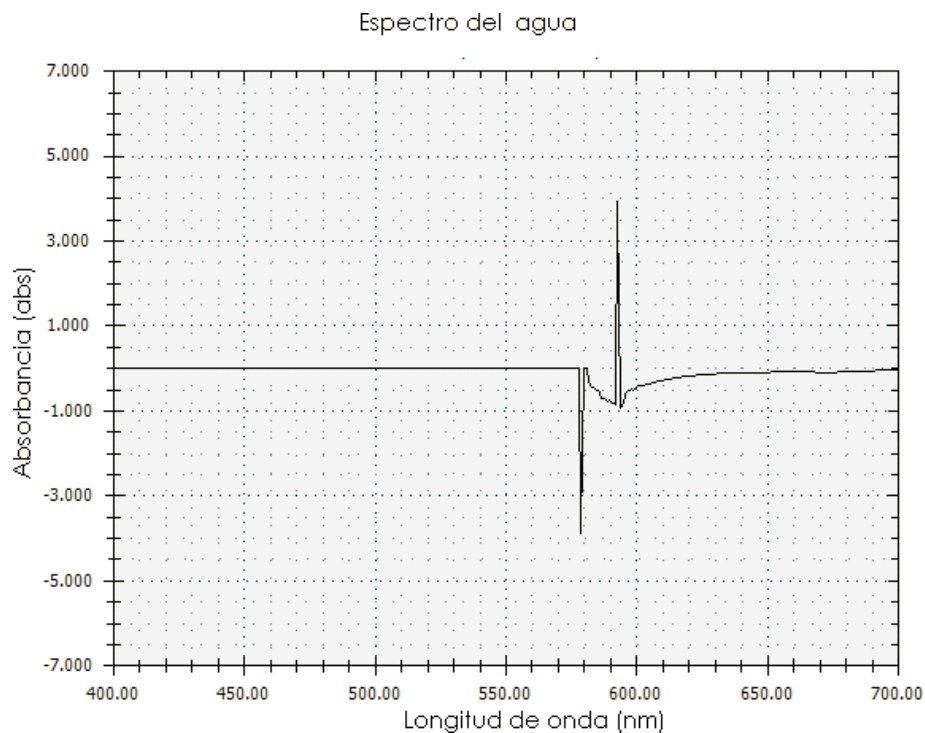


Figura 7. Espectro visible del colorante extraído con agua. Fuente: elaboración propia.

4. CONCLUSIONES

Se llevó a cabo una extracción exitosa de colorante presente en la pulpa del totumo, allí se evidenció que el solvente que tuvo mayor rendimiento en la extracción fue el hidróxido de sodio (NaOH), con un valor aproximado de 83 %. El tiempo de extracción de cada solvente fue directamente proporcional a su rendimiento de extracción, por lo que se infiere que un factor importante en el proceso es el tiempo de contacto con los solventes. Aunque el NaOH fue el solvente de mayor rendimiento, su uso no se recomienda debido a la alta toxicidad que genera al medio ambiente. Por el contrario, se sugiere utilizar agua como precursor de materiales tintóreos, o incluso etanol, que es menos contaminante y presentó un rendimiento de extracción que fue favorable.

Las pruebas de resistencia efectuadas fueron fundamentales para analizar el comportamiento de los colorantes aplicados en un textil. En estas se observaron variaciones en las diferencias de color de los tres tratamientos. Por su parte, la muestra de algodón teñida con etanol presentó mayor estabilidad porque su ΔE fue el que mostró tener menor diferencia con relación a los otros dos solventes, produciendo un color que tuvo mayor intensidad y fue menos propenso a cambios.

Los colorantes extraídos con las diferentes muestras de solvente evidenciaron en el espectrofotómetro para la muestra con NaOH un rango de 270-370 nm, lo que indica presencia de flavonoides, y, para el extracto con etanol, un rango de 665-700 nm, lo que apunta a la presencia de saponinas, sustancias que se considera son las responsables de las coloraciones obtenidas. Finalmente, la muestra extraída con agua presentó mayor cantidad de sólidos en suspensión, lo que incidió negativamente en la absorbancia. Según los resultados obtenidos, el colorante extraído a partir de la pulpa del totumo es un producto que al ser aplicado en una fibra textil mantiene su permanencia en la misma, lo cual lo convierte en una materia prima de gran potencial agroindustrial. Se recomienda efectuar análisis en profundidad sobre la incidencia del índice de madurez del fruto y su efecto en la lectura del colorímetro.

5. AGRADECIMIENTOS

Los autores manifiestan su agradecimiento a la Universidad de Los Llanos, en Colombia, Sede Barcelona, en Villavicencio, y al grupo y semillero de investigación Agroindustria y Desarrollo. El presente trabajo se realizó gracias al soporte económico y las instalaciones de la institución Universidad de Los Llanos.

CONFLICTOS DE INTERÉS

Ningún autor tiene conflicto alguno que declarar.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

Luis G. López M.: encargado del análisis y redacción del artículo.

David F. Rada M.: estudiante, miembro del grupo de Investigación Agroindustria y Desarrollo, encargado de la ejecución de la metodología y redacción del artículo.

Andrés F. Góngora D.: estudiante, miembro del grupo de Investigación Agroindustria y Desarrollo, encargado de la ejecución de la metodología y redacción del artículo.

Laura C. Morales M.: estudiante, miembro del grupo de Investigación Agroindustria y Desarrollo, encargada de la ejecución de la metodología y redacción del artículo.

María C. Ospina L.: encargada de la redacción del artículo.

6. REFERENCIAS

- [1] F. O. Balogun; S. Sabiu, “A Review of the Phytochemistry, Ethnobotany, Toxicology, and Pharmacological Potentials of *Crescentia cujete* L. (Bignoniaceae)”, *Evid. Based Complement. Alternat. Med.*, vol. 2021, pp. 1-15, Jul. 2021. <https://doi.org/10.1155/2021/6683708>
- [2] R. Bernal; G. Galeano; A. Rodríguez; H. Sarmiento; M. Gutiérrez, “Nombres Comunes de las Plantas de Colombia”, 2017. <http://www.biovirtual.unal.edu.co/nombrescomunes/es/resultados/ncientifico/Crescentia%20cujete/>
- [3] J. Arango-Ulloa; A. Bohorquez; M. C. Duque; B. L. Maass, “Diversity of the calabash tree (*Crescentia cujete* L.) in Colombia”, *Agrofor. Syst.*, vol. 76, no. 3, pp. 543-553, Jul. 2009. <https://doi.org/10.1007/s10457-009-9207-0>
- [4] Z. Calle Díaz; E. Murgueitio Restrepo. “Árboles nativos para predios ganaderos”. Especies focales del Proyecto Ganadería Colombiana Sostenible. Cali, Colombia, CIPAV, 2020. https://elti.yale.edu/sites/default/files/rsourc_files/arboles_nativos_para_predios_ganaderos.pdf
- [5] DNP, 2016. <https://www.dnp.gov.co:443/Paginas/Colombianos-botan-9,76-millones-de-toneladas-de-comida-al-a%C3%B1o.aspx>
- [6] Ministerio de la Protección Social de Colombia. Vademecum colombiano de plantas medicinales. Bogotá, D.C., 2008. <https://www.minsalud.gov.co/sites/rid/Lists/BibliotecaDigital/RIDE/VS/PP/SA/vademecum-colombiano-plantas-medicinales.pdf>
- [7] R. C. G. Jimenez Garzón, “Cinética de degradación de colorantes textiles de diferentes clases químicas por hongos y bacterias”, p. 137, 2009. <http://hdl.handle.net/10554/8222>
- [8] 0223. GRUPO MEDIA ATLANTICO S.A., “Colorantes en polvo a partir de desechos agrícolas o agroindustriales”, 0223. Sep. 2019. <https://www.0223.com.ar/nota/2019-9-16-17-9-0-el-inti-patento-una-tecnica-que-permite-obtener-colorantes-naturales-a-partir-de-desechos>
- [9] A. P. Barrera Pardo, “Fisiología de semillas y propagación sexual de *Crescentia cujete* L. (totumo)”, (Tesis de pregrado), Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, 2008. <https://repository.javeriana.edu.co/bitstream/handle/10554/56150/SEMIPROPA.pdf?sequence=1>
- [10] C. E. Recalde Cedeño, “Evaluación de las características físico-químicas de *Crescentia cujete* (totumo) de diferentes zonas de la provincia de los ríos, con la finalidad de proponer su aprovechamiento agroindustrial”, 2015. <http://repositorio.uteq.edu.ec/handle/43000/294>
- [11] S. Shadi; M. Hamed; P. T. Chin; M. G. Hasanah; B. Sara; S. Alireza, “Optimisation of ultrasound-assisted extraction of oil from papaya seed by response surface methodology: Oil recovery, radical scavenging antioxidant activity, and oxidation stability”, vol. 172, pp. 7-17, 2015.
- [12] Y. Qin *et al.*, “Effects of pH on light absorption properties of water-soluble organic compounds in particulate matter emitted from typical emission sources”, *Journal of Hazardous Materials*, vol. 424, pp. 127688, feb. 2022. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2021.127688>
- [13] J. E. Devia Pineda, “Proceso para obtener colorante a partir de la semilla del aguacate”, *Revista Universidad EAF*. vol. 47, no. 135, pp. 36-43, 2005. <https://repository.eafit.edu.co/bitstream/handle/10784/17174/document%20-%202020-08-15T160756.743.pdf?sequence=2&isAllowed=y>
- [14] A.A. Castro Bustillos; G. Arroyo Figueroa, “Teñido de Fibras Naturales con Colorantes Naturales”, *Jóvenes En Cienc.*, vol 2, no. 1, pp. 1134-1138, 2016. <http://repositorio.ugto.mx/handle/20.500.12059/4747>
- [15] UNE, “Textiles - Tests for colour fastness - Part E06: Colour fastness to spotting; Alkali (ISO 105-E06:2006)”. 2006. <https://www.une.org/encuentra-tu-norma/busca-tu-norma/norma/N0039017>

- [16] H. G. Cuastumal Canacuan; B. L. Valencia Murillo; L. E. Ordóñez Santos, “Efectos de los tratamientos térmicos en la concentración de vitamina C y color superficial en tres frutas tropicales”, *Rev. Lasallista Investig.*, vol. 13, no. 1, pp. 85-93, Jun. 2016. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S1794-44492016000100008&lng=en&nrm=iso&tlng=es
- [17] M. Ramírez; N. Y. Rojas Aguilar; L. J. Correa Higuera, “Obtención de un colorante natural alimentario de mora de Castilla (*Rubus glaucus* benth)”, *Cienc. En Desarro.*, vol. 2, no. 2, pp. 115-130, Jun 2009. https://revistas.uptc.edu.co/index.php/ciencia_en_desarrollo/article/view/260
- [18] C. Burgess, “Chapter 1 - The Basis for Good Spectrophotometric UV–Visible Measurements”, en *UV-Visible Spectrophotometry of Water and Wastewater (Second Edition)*, O. Thomas y C. Burgess, Eds. Elsevier, 2017, pp. 1-35. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-63897-7.00001-9>
- [19] L. Wei; Y. Yang; D. Sun, “Rapid detection of carmine in black tea with spectrophotometry coupled predictive modelling”, *Food Chem.*, vol. 329, pp. 127177, Nov. 2020. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127177>
- [20] J. Lakatos-Szabó; I. Lakatos, “Effect of sodium hydroxide on interfacial rheological properties of oil–water systems”, *Colloids Surf. Physicochem. Eng. Asp.*, vol. 149, no. 1-3, pp. 507-513, Abr. 1999. [https://doi.org/10.1016/S0927-7757\(98\)00732-8](https://doi.org/10.1016/S0927-7757(98)00732-8)
- [21] J. E. Espitia-Baena; H. del R. Duran-Sandoval; J. Fandiño-Franky; F. Díaz-Castillo; H. A. Gómez-Estrada, “Química y biología del extracto etanólico del epicarpio de *Crescentia cujete* L. (totumo)”, *Rev. Cuba. Plantas Med.*, vol. 16, no. 4, pp. 337-346, 2011. <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=36094>
- [22] R. A. Prajapati; G. C. Jadeja, “Natural food colorants: Extraction and stability study”, *Mater. Today Proc.*, Ene. 2022. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2021.12.151>
- [23] H. Monteiro; B. Moura, “Life cycle energy and carbon emissions of colorants extraction from *Hibiscus sabdariffa*”, *Energy Rep.*, vol. 8, pp. 277-283, Jun. 2022. <https://doi.org/10.1016/j.egyr.2022.01.034>
- [24] M. Arici; S. Karasu; M. Baslar; O. S. Toker; O. Sagdic; M. Karaagacli, “Tulip petal as a novel natural food colorant source: Extraction optimization and stability studies”, *Ind. Crops Prod.*, vol. 91, pp. 215-222, Nov. 2016.
- [25] B. C. Ejelonu; A. A. Lasisi; A. G. Olaremu; O. C. Ejelonu, “The chemical constituents of calabash (*Crescentia cujete*)”, *Afr. J. Biotechnol.*, vol. 10, no. 84, pp. 19631-19636, Dic. 2011. <https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/99140>
- [26] L. E. Ordoñez-Santos; J. Esparza-Estrada; P. Vanegas-Mahecha, “Potencial agroindustrial del epicarpio de mandarina como alternativa de colorante natural en pan”, *Tecnológicas*, vol. 23, no. 48, pp. 17-29, May. 2020. <https://doi.org/10.22430/22565337.1465>
- [27] C. A. Guerrero Erasó, “Inhibición de la actividad enzimática de la polifenol oxidasa extraída del banano (*Cavendish valery*) mediante sistemas bifásicos acuosos con isoespintanol y ácido ascórbico”, (Tesis de Maestría), Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Colombia, Medellín, 2009.
- [28] M. I. L. Neves; M. M. Strieder; A. S. Prata; E. K. Silva; M. A. A. Meireles, “Fructans with different degrees of polymerization and their performance as carrier matrices of spray dried blue colorant”, *Carbohydr. Polym.*, vol. 270, pp. 118374, Oct. 2021. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2021.118374>
- [29] W. Pino Chala; J. E. Guerrero; A. Castro Rivas; A. A. Castro; J. A. Palacios; A. Castro, “Extracción artesanal de colorantes naturales, una alternativa de aprovechamiento de la diversidad biológica del Chocó, Colombia”, *Acta Biológica Colombiana*, vol. 8, no. 2, pp. 95-98, Jul. 2003. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/actabiol/article/view/26674>
- [30] UNE, Tecnología gráfica. “Control del proceso para la elaboración de separaciones de color, pruebas e impresos tramados” NTC-ISO 12647-2, 2016, España, 2016. <https://www.une.org/encuentra-tu-norma/busca-tu-norma/norma/?c=N0056069>
- [31] S. Ren; M. M. Giusti, “Comparing the effect of whey protein preheating temperatures on the color expression and stability of anthocyanins from different sources”, *Food Hydrocoll.*, vol. 124, Part. A, pp. 107273, Mar. 2022. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2021.107273>
- [32] A. J. Meléndez-Martínez; G. Britton; I. M. Vicario; F. J. Heredia, “Relationship between the colour and the chemical structure of carotenoid pigments”, *Food Chem.*, vol. 101, no. 3, pp. 1145-1150, Ene. 2007. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.03.015>
- [33] G. Castillo et al., “Bioproductos para la agricultura: surgimiento y desarrollo en el ICIDCA”, *ICIDCA Sobre Los Deriv. Caña Azúcar*, vol. XLI, no. 3, pp. 42-51, Sep. 2007. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=223120666006>
- [34] B. Guzmán; D. L. Cruz; J. A. Alvarado; P. Mollinedo, “Cuantificación de saponinas en muestras de cañihua *Chenopodium pallidicaule aellen*”, *Rev. Boliv. Quím.*, vol. 30, no. 2, pp. 131-136, Dic. 2013. http://www.bolivianchemistryjournal.org/QUIMICA%202013B%20PDF/4_Canihua-Saponins-UV-Analyses.pdf

- [35] G. Giacomani Vallejos; J. Oliva Uc; M. Pérez Cortés, “Estudio de la dinámica de sedimentación de lodos mediante un sistema óptico”, *Ingeniería*, vol. 12, no. 2, pp. 17-29, May. 2008. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=46712202>
- [36] J. O. Uc; G. G. Vallejos; M. P. Cortés, “Estudio de la dinámica de sedimentación de lodos mediante un sistema óptico”, *Ingeniería*, vol. 12, n. 2, pp. 17-29, 2008. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=46712202>
- [37] Z. L. Sarungallo; P. Hariyadi; N. Andarwulan; E. H. Purnomo; M. Wada, “Analysis of α -Cryptoxanthin, β -Cryptoxanthin, α -Carotene, and β -Carotene of Pandanus Conoideus Oil by High-performance Liquid Chromatography (HPLC)”, *Procedia Food Science*, vol. 3, pp. 231-243, 2015, <https://doi.org/10.1016/j.profoo.2015.01.026>