

Obtención de un colorante a partir de corteza de maracuyá con el uso de técnicas convencionales de extracción

Obtaining a dye from passion fruit cortex with the use of conventional extraction techniques

Martha Tarazona-Díaz¹; Nubia Becerra²; Johan Piedra³; Richard Beltrán⁴

¹Ing. Alimentos, Ph.D. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano; e-mail: marthap.tarazonad@utadeo.edu.co; <https://orcid.org/0000-0003-0871-7295>

²Ing. Química, MSc. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano; e-mail: nubia.becerra@utadeo.edu.co; <https://orcid.org/0000-0003-2198-8479>

³Ing. Alimentos. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano; e-mail: johans.piedrac@utadeo.edu.co; <https://orcid.org/0000-0002-8109-201X>

⁴Ing. Alimentos. Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano; e-mail: richarde.beltranc@utadeo.edu.co; <https://orcid.org/0000-0003-2233-5939>

Cómo citar: Tarazona-Díaz, M.; Becerra, N.; Piedra, J.; Beltrán, R. 2020. Obtención de un colorante a partir de corteza de maracuyá con el uso de técnicas convencionales de extracción. Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient. 23(1):e1303. <http://doi.org/10.31910/rudca.v23.n1.2020.1303>

Artículo de acceso abierto publicado por Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica, bajo una licencia Creative Commons CC BY-NC 4.0

Publicación oficial de la Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales U.D.C.A, Institución de educación superior Acreditada de Alta Calidad por el Ministerio de Educación Nacional.

Recibido: Junio 6 de 2018

Aceptado: Febrero 13 de 2020

Editado por: Ingeborg Zenner de Polanía

RESUMEN

El maracuyá es un fruto tropical que se cultiva primordialmente para la obtención de pulpa, siendo la corteza su principal subproducto que carece, en la actualidad, de interés industrial; sin embargo, con el fin de diversificar los derivados provenientes de la producción de maracuyá, se ha demostrado que la corteza contiene carotenoides, dentro de los que se destaca el β -caroteno y la luteína, que podrían ser utilizados en alimentos, debido a su poder antioxidante e, incluso, como colorante natural alternativo. Por lo anterior, el objetivo de este trabajo fue obtener un extracto rico en carotenoides a partir de su corteza; para ello, se evaluó la extracción con etanol, mediante tres técnicas: inmersión, baño termostático y soxhlet. El mayor rendimiento, se obtuvo con el método soxhlet; para esta técnica, se estudió el efecto de la concentración de etanol (entre 80% y 90% v/v), la proporción solvente-materia prima (con relaciones entre

40:1 y 50:1) y el tiempo (definido entre 90 y 150 minutos). Los resultados, se analizaron mediante modelo de superficie de respuesta, obteniendo el mayor rendimiento con etanol al 90%, utilizando 50mL/g corteza y 150 minutos de operación. A estas condiciones, el rendimiento de extracción fue de 2208,53 μ g β -caroteno/100g muestra. Por último, se determinó la diferencia de color entre el extracto óptimo y una solución de tartrazina, evidenciando una diferencia de color de 3,07 unidades cieLAB, lo cual, muestra que el producto de lixiviación de la corteza de maracuyá tiene potencial para su uso como aditivo alimentario, reemplazando colorantes sintéticos, como la tartrazina.

Palabras clave: *Passiflora edulis* f. *flavicarpa*; extractor de Soxhlet; cáscara del maracuyá; extracción de carotenoides; diferencia de color.

ABSTRACT

Passion fruit is a tropical fruit that is usually cultivated to obtain pulp, being the cortex its main not exploited by-product, because of the actual absence of industrial interest. However, with the aim of diversifying the derivatives from the production of passion fruit products, it has been demonstrated that the cortex contains carotenoids, such as β -carotene and lutein; which could be used in food due to its antioxidant capacity, or even like a food colorant. Therefore, the objective of this work was to obtain a carotenoid-rich extract from its cortex; for this, three techniques of extraction with ethanol were evaluated, by immersion, thermostatic bath and Soxhlet. Being the last technique that one with which the best yield was obtained. With the highest yield technique, the following factors were evaluated: ethanol concentration on 80% and 90% v/v, solvent-raw material ratio on 40:1 and 50:1 and time on 90 and 150min. The best yield was obtaining to 90% ethanol, 50mL solvent/g raw material and 150min, for an extraction yield of 2208.53 μ g β -caroteno/100 g sample. Finally, the color difference between the optimal extract and a tartrazine solution was determined, evidencing a color difference of 3.07CieLAB units; this shows that the passion fruit leaching product has the potential to be used as a food additive, replacing synthetic dyes such as tartrazine.

Keywords: *Passiflora edulis* f. *flavicarpa*; Soxhlet extractor; husk of passion fruit; extraction of carotenoids; color difference.

INTRODUCCIÓN

El maracuyá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) es un fruto tropical originario de Sudamérica, cuyos principales países productores son Brasil, Perú, Colombia, Zimbabue y Kenia (Wijeratnam, 2016); sin embargo, la producción está enfocada, básicamente, en la utilización de la pulpa y como la corteza representa entre el 50 y 55% de la masa total del fruto (Kulkarni & Vijayanand, 2010), se identifica la necesidad de estudiar alternativas de aprovechamiento de este subproducto que, en la mayoría de casos, es desechado.

Se ha encontrado que la corteza de maracuyá es buena fuente de fibra y antioxidantes (Betim Cazarin *et al.* 2014), de la cual, se han realizado estudios, como la trituración de la corteza, formando una harina que se puede incorporar en la fermentación de yogures (do Espírito Santo *et al.* 2012); desarrollo y caracterización de películas flexibles, a partir de almidón de mesocarpio de maracuyá con nanopartículas (Nascimento *et al.* 2012); obtención de potenciador de aromas, a partir de residuos de maracuyá (Leão *et al.* 2014); extracción de pectinas (de Oliveira *et al.* 2015) y su uso como alimento probiótico (Santos *et al.* 2017). Adicionalmente, en la corteza se reporta un contenido de carotenoides de hasta 4,85mg β -caroteno/100g corteza seca (Hernández-Santos *et al.* 2015), destacándose el contenido de β -caroteno y luteína (dos Reis *et al.* 2018), convirtiéndola en una materia prima con potencial para la obtención de ese tipo de compuestos.

Los carotenoides son pigmentos naturales sintetizados por plantas, algas y bacterias fotosintéticas, atribuyéndoseles numerosas

propiedades terapéuticas contra enfermedades, como el cáncer de hígado (Kim & Park, 2018), la degeneración macular (Wu *et al.* 2015) evidencia from epidemiologic studies and clinical trials on the relations between intakes of lutein and zeaxanthin and age-related macular degeneration (AMD e, inclusive, la tuberculosis (Aibana *et al.* 2017). Además, el color de los carotenoides oscila entre el amarillo y el naranja (Sigurdson *et al.* 2017), lo que los constituye en una alternativa innovadora frente al uso de colorantes sintéticos, como la tartrazina o el amarillo crepúsculo.

La tartrazina es un colorante alimenticio sintético aprobado por la unión europea (E 102) y la FDA (Yellow # 5) que, junto a otros aditivos, como el rojo allura, el azul brillante y el amarillo crepúsculo, representan el 90% de los colorantes utilizados en alimentos, para el consumo infantil (Batada & Jacobson, 2016); adicionalmente, estudios reportan que el consumo de tartrazina puede afectar la conducta de dicha población (McCann *et al.* 2007). Asimismo, se han realizado estudios con ratas, donde se reporta que, al nivel de la ingesta diaria admisible, se presentan alteraciones de los marcadores bioquímicos del tejido cerebral (Bhatt *et al.* 2018). Por lo anterior, los consumidores han dirigido su atención a la utilización de aditivos alimentarios seguros, incentivando el uso de colorantes naturales que, además de mejorar las cualidades organolépticas, son capaces de dar valor agregado y no representar peligros para la salud.

Para obtener colorantes, como los carotenoides, diversos autores han utilizado materias primas, como la zanahoria, la corteza de mango y los residuos de melón, donde se emplean técnicas de extracción, como la extracción asistida por ultrasonidos (Benmeziene *et al.* 2018), la extracción con fluidos supercríticos (de Andrade *et al.* 2018; Sánchez-Camargo *et al.* 2019) y la extracción asistida por microondas (Elik *et al.* 2020); no obstante, aunque se identificó la presencia de carotenoides en corteza de maracuyá (dos Reis *et al.* 2018; Hernández-Santos *et al.* 2015), no existen estudios que exploren la extracción de tales compuestos, a partir de esta materia prima.

En resumen, la necesidad de diversificar el mercado del maracuyá y su potencial en carotenoides podría hacer de la corteza una materia prima valiosa, para la obtención de colorantes de vanguardia. Por consiguiente, el objetivo de este proyecto fue comparar tres técnicas de extracción de carotenoides, a partir de la corteza de maracuyá, evaluar los factores de concentración de etanol, proporción solvente – materia prima y tiempo y determinar la diferencia de color del extracto respecto a una disolución de tartrazina.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material vegetal: El material vegetal estuvo compuesto por 4kg de maracuyá (*P. edulis* f. *flavicarpa*), proporcionados por un proveedor local en Bogotá D.C., Colombia. Las frutas seleccionadas fueron lavadas (solución de 100ppm de hipoclorito de sodio, pH 6,5, durante 2min) (Tarazona-Díaz & Aguayo, 2013) y almacenadas bajo condiciones de refrigeración, a 8°C, durante 12 horas, en el laboratorio de la Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano (UJTL).

Caracterización fisicoquímica del material vegetal y estimación del estado de madurez:

Se separaron cada una de las partes del fruto con las que se realizó la caracterización fisicoquímica inicial, donde se determinó: peso con una balanza de precisión (Explorer pro Ohaus, México); porcentaje de humedad, con una balanza de humedad (Mettler toledo HG43-s Halogen, Switzerland, Suiza); pH, con un pH-metro/ionómetro, con una precisión de pH relativo de $\pm 0,002$ (SevenCompact™ S220, Switzerland, Suiza); sólidos solubles totales (°Brix), con un refractómetro (Atago Pocket Refractometer, Niigata, Japón) y acidez titulable, según AOAC (1995), expresada en términos de ácido cítrico. Para la determinación del estado de madurez, se compararon los resultados obtenidos en la pulpa con la literatura existente. Todas las determinaciones fueron realizadas por triplicado.

Tratamiento de las muestras: La corteza, se cortó manualmente en trozos de 4cm, aproximadamente, congelados posteriormente (-34°C , 24 horas) y liofilizados (22°C , 4300Pa, 8 días), hasta obtener un porcentaje de humedad de 4,6% (Liofilizador Drycol, Bogotá, Colombia). Luego, se realizó la etapa de molienda, en un molino de impacto de palas (Retsch sk-100, Hann, Alemania), con un tamiz de 0,75mm, en la descarga. Seguido de la deshidratación y del proceso de molienda, se procedió a la caracterización del tamaño de partícula, por medio del análisis granulométrico por tamizado, con mallas 40 ($D_o = 425\mu\text{m}$), 45 ($D_o = 355\mu\text{m}$), 60 ($D_o = 250\mu\text{m}$), 80 ($D_o = 180\mu\text{m}$), 100 ($D_o = 150\mu\text{m}$) y 120 ($D_o = 125\mu\text{m}$), de la serie ASTM E-11. La muestra pulverizada fue empacada al vacío (Multivac Chamber Machine C200, Bremen, Alemania) y almacenada en un ambiente seco y oscuro, a temperatura ambiente ($20 \pm 2^{\circ}\text{C}$).

Obtención del extracto por tres métodos convencionales: Se realizaron tres métodos de extracción: inmersión, baño termostático y extracción soxhelt, en las condiciones reportadas por la bibliografía. El propósito fue determinar el método, mediante el cual, se obtiene el mayor rendimiento de extracción, medido en $\mu\text{g } \beta\text{-caroteno}/100\text{ g}$ de muestra.

Método de inmersión: 5,0g de muestra se maceraron, con 30mL de etanol al 90%, acidificado con ácido cítrico al 0,03% (en relación 1:6); la inmersión, se realizó durante 2h, en un agitador a 500RPM (Ika, Staufen, Alemania) y en ausencia de luz. La temperatura de operación fue de 29°C , de acuerdo con lo planteado por Mojica *et al.* (2017).

Baño termostático: Fueron sumergidos 5,0g de muestra, con 200mL de etanol al 90%, acidificado con ácido cítrico al 0,03%; la temperatura del baño termostático fue de 60°C (Memmer, Alemania), durante 24h. El tiempo de extracción, se tomó de acuerdo con lo reportado por Khazaei *et al.* (2016) ethanol concentration (%), en ausencia de luz.

Extracción Soxhlet: Se ensambló el montaje soxhlet, con un balón de 250mL, sobre una plancha de calentamiento (Velp, Italia), utilizando una proporción de materia prima: solvente de 1:40 y un

tiempo de 2h. En la parte superior del montaje, se utilizó agua de enfriamiento, a 18°C .

Luego de obtener el extracto por cada uno de los métodos fueron centrifugados, a 6000RPM, durante 15 minutos, para la cuantificación de carotenoides.

Determinación del rendimiento de extracción de carotenoides:

Se siguió el protocolo descrito por Nagata & Yamashita (1992), que permitió realizar la determinación de carotenoides, a partir de la lectura de las absorbancias, en la muestra a 453, 505, 645 y 663nm, en el espectrofotómetro (Espectrofotómetros evolution 300 thermo scientific, Matlock, Inglaterra), haciendo uso de la ecuación 1.

$$\text{Carotenoides} \left(\frac{\text{mg } \beta\text{-caroteno}}{100 \text{ mL}} \right) = 0,216A_{663} - 1,22A_{645} - 0,304A_{505} + 0,452A_{453}$$

ecuación 1

Donde, A_{α} es la absorbancia dada a la longitud de onda α . La determinación de la concentración de carotenoides, se realizó por triplicado, expresándose como mg β -Caroteno/100mL. Seguido de ello, se estableció el rendimiento de extracción, de acuerdo con la ecuación 2.

$$\text{Rendimiento} = \frac{1000 \cdot V \cdot \text{Carotenoides}}{M}$$

ecuación 2

Donde, M es la masa de la muestra sometida a la extracción (g) y V es el volumen del extracto (mL). La determinación del rendimiento fue el factor para la elección del mejor método de extracción de este estudio.

Efecto de la proporción materia prima: solvente, concentración de etanol y tiempo de operación en la extracción de carotenoides por método Soxhlet:

Se llevó a cabo un diseño experimental factorial de 3 variables y dos niveles (2^3). Cada variable, se evaluó en los niveles especificados en la tabla 1 y cada condición, se realizó por triplicado, generándose un diseño central compuesto de 15 combinaciones, incluyendo una réplica en el punto central. La variable de respuesta fue el rendimiento de extracción de carotenoides ($\mu\text{g } \beta\text{-caroteno}/100\text{g}$ muestra). Para evaluar el efecto de los factores estudiados, se utilizó la metodología de superficie de respuesta (Myers & Montgomery, 2002), ejecutando el programa de prueba Design-Expert 9,0,6 (Stat-Ease, Delaware, USA Echip, 2014).

La selección del modelo que mejor se ajustó a los datos experimentales, se realizó a partir de un análisis de varianza ($p < 0,05$), donde se seleccionaron los términos, que en la prueba F-valor proporcionaron un valor $p < 0,05$. A partir del modelo, se seleccionaron las mejores condiciones de extracción, de acuerdo con los límites establecidos para cada variable (Tabla 1).

Diferencia de color entre el extracto y una disolución de tartrazina:

El extracto obtenido a partir de las mejores condiciones de extracción, se comparó con una disolución etanólica de tartrazina

Tabla 1. Factores del diseño experimental.

Factores	Niveles	
	Bajo	Alto
Proporción materia prima- solvente	1:40	1:50
Porcentaje etanol (% v/v)	80	90
Tiempo (min)	90	150

al 0,042%. La determinación de color, se efectuó por espectroscopía, de acuerdo con la metodología descrita por Juárez *et al.* (1997), por triplicado, usando, como blanco, agua desionizada y celdas UV de 1,5-3 mL de capacidad. A partir de ello, se determinó la diferencia de color (ecuación 3), según lo expuesto por Sahin & Summu (2009).

$$\Delta E_{12}^* = \sqrt{(L_2^* - L_1^*)^2 + (a_2^* - a_1^*)^2 + (b_2^* - b_1^*)^2} \quad \text{ecuación 3}$$

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Caracterización fisicoquímica del material vegetal y estimación del estado de madurez: En la tabla 2, se muestran los resultados obtenidos de la caracterización inicial de la materia prima. El pH de la pulpa es superior a lo reportado por Barbosa de Oliveira *et al.* (2017), para maracuyá, completamente maduro orgánico ($2,43 \pm 0,05$) y convencional ($2,34 \pm 0,03$). Adicionalmente, la acidez titulable, se asemeja a lo determinado por Vianna-Silva *et al.* (2010), para maracuyá, a los 63 días después de la antétesis ($3,8\%$ ácido cítrico) y para maracuyá completamente madura orgánica ($3,99 \pm 0,05\%$ ácido cítrico) (Barbosa de Oliveira *et al.* 2017). Asimismo, los sólidos solubles totales son similares a lo estimado para maracuyá a 72 días después de la antétesis ($12,9^\circ\text{Brix}$) (Vianna-Silva *et al.* 2010), asemejándose a la maracuyá convencional, medianamente madura ($13,13 \pm 0,40^\circ\text{Brix}$) (Barbosa de Oliveira *et al.* 2017). Por consiguiente, a pesar de que no hay una norma técnica que estipule los estados de madurez del maracuyá, la comparación de los resultados con la literatura evidencia que la materia prima utilizada estaba en un estado de madurez avanzado.

Por otra parte, la proporción de los subproductos se asemeja a lo obtenido por Kulkarni & Vijayanand (2010), quienes caracterizaron el fruto de maracuyá con $13,0 \pm 1,10\%$ de semillas y $50,0 \pm 1,06\%$ de corteza, demostrando que la corteza corresponde a su principal componente. La semilla, aunque es el derivado minoritario y con menor contenido de agua, representa interés para la extracción de aceites (dos Reis *et al.* 2018).

El pH en la pulpa y la semilla fue inferior al de la corteza, mostrando un comportamiento similar a lo reportado para pulpa y corteza de gulupa (con pH de $2,77 \pm 0,02$ y $4,30 \pm 0,10$, respectivamente), por Herrera-Ramirez *et al.* (2019). Lo anterior puede indicar que la corteza contiene una menor cantidad de compuestos de carácter ácido, así como la posible presencia de compuestos tipo tampón en su matriz, en comparación con la pulpa y la semilla; no obstante, el pH de la pulpa y la semilla fue inferior a lo evidenciado por Santos *et al.* (2017), para pulpa de *Passiflora cincinnata* ($3,20 \pm 0,01$) y, según de Oliveira *et al.* (2015), para la corteza de maracuyá ($5,00 \pm 0,02$). Adicionalmente, la pulpa mostró la mayor cantidad de sólidos solubles, superando lo descrito por Santos *et al.* (2017), para *P. cincinnata* ($11,00 \pm 0,00^\circ\text{Brix}$), mientras que la acidez obtenida en el presente estudio es menor a la reportada por Barbosa de Oliveira *et al.* (2017), para *P. edulis* S, bajo condiciones convencionales de cultivo ($4,82 \pm 0,03\%$ de ácido cítrico). Es importante resaltar que las diferencias evidenciadas entre el presente estudio y la literatura pueden ser explicadas por variables, como el cultivo, el lugar de siembra, el clima, el estado de madurez durante la recolección, el tamaño del fruto (Rodríguez-Amaya, 2012).

Tabla 2. Parámetros fisicoquímicos para las partes de maracuyá.

Parámetro fisicoquímico	Pulpa	Semillas	Corteza
Proporción en peso (%)	$42,39 \pm 0,05$	$5,33 \pm 0,04$	$52,28 \pm 0,03$
Humedad (%)	$84,47 \pm 0,03$	$28,05 \pm 0,04$	$85,96 \pm 0,07$
pH	$2,70 \pm 0,02$	$2,88 \pm 0,01$	$4,15 \pm 0,01$
Acidez total (% ácido cítrico)	$3,57 \pm 0,05$	-	-
Sólidos solubles ($^\circ\text{Brix}$)	$13,60 \pm 0,02$	$5,40 \pm 0,01$	$1,13 \pm 0,01$

Promedio \pm error estándar (n=9).

Tratamiento de muestras (liofilización, molienda y tamizado):

En la etapa de liofilización, se removió el 94,69% de humedad en la corteza, reduciéndola desde 84,76% hasta 4,56%. De acuerdo con la figura 1a y 1b, la mayor parte de la muestra registró diámetros de partícula entre los 180 y 250µm, evidenciando que más del 50% de la muestra es de 215µm. A partir de lo anterior, se obtuvo un tamaño medio de partícula de 237µm (diámetro medio superficie-volumen). La determinación del tamaño de partícula de la materia prima es importante, debido a que, es posible que una mayor difusión de colorantes se presente, si el tamaño de grano disminuye (Brennan *et al.* 2006).

Fase de extracción y determinación del rendimiento:

El rendimiento de extracción de carotenoides fue de $10,34 \pm 5,18$; $113,08 \pm 8,84$ y $1037,99 \pm 48,70\mu\text{g}$ de β -Caroteno/100g, muestra para los tratamientos de baño termostático, inmersión y extracción soxhlet, respectivamente. La temperatura de extracción y el flujo del solvente en el montaje pueden ser factores de aumento del coeficiente de transferencia de masa, favoreciendo la lixiviación (Brennan *et al.* 2006), lo cual, hace que la extracción por método soxhlet sea la más efectiva, coincidiendo con lo afirmado por Saini & Keum (2018).

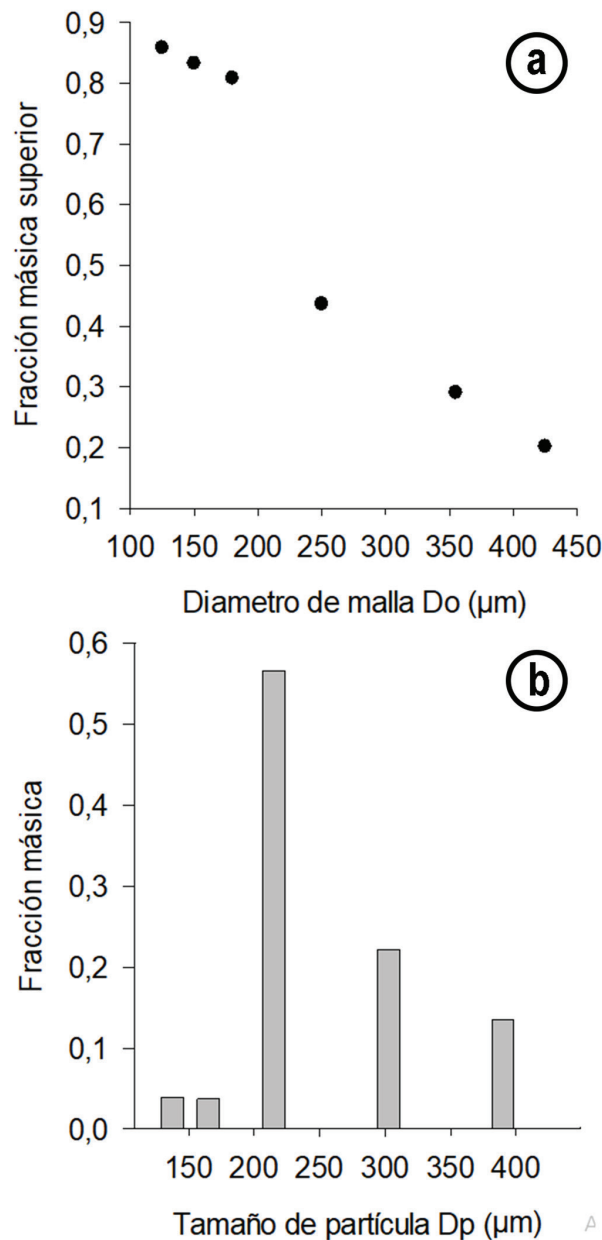


Figura 1. a. Análisis acumulativo por tamizado; b. Análisis acumulativo diferencial por tamizado.

El resultado obtenido por el método soxhlet es inferior al determinado por Hernández-Santos *et al.* (2015), para corteza de maracuyá seca (4,86 mg β -caroteno/100g); sin embargo, supera lo encontrado por de Oliveira *et al.* (2014), para pulpa de maracuyá (entre 0,036-0,631mg carotenoides/100g de muestra liofilizada). Por otra parte, el contenido de carotenoides es inferior a lo extraído de otras materias primas reconocidas por su contenido de carotenoides, tales como, como la corteza de zanahoria liofilizada (205,6 \pm 16,4 μ g carotenoides/g de zanahoria liofilizada) (de Andrade *et al.* 2018); no obstante, a pesar de que el rendimiento de extracción de carotenoides en corteza de maracuyá fue menor al de la zanahoria, se evidenció que el subproducto del presente estudio tiene potencial para la obtención de carotenoides.

Efecto de la proporción materia prima: solvente, concentración de etanol y tiempo de operación en la extracción de carotenoides por método Soxhlet: A partir de los resultados experimentales (Tabla 3), se realizó el ANOVA (Tabla 4), para el modelo de mejor ajuste, el cual fue (ecuación 4):

$$Y = -837,80X_1 - 464,74X_2 + 2,39X_3 + 5,06X_1^2 + 5,84X_2^2 + 44890,93$$

ecuación 4

El modelo reportó significancia (p-valor<0,0001 en la prueba F), mientras que el estadístico R² ajustado (Tabla 4) indicó que el 88,8% de la variabilidad en el rendimiento de la extracción de carotenoides, medidos como β -caroteno, es explicado por la concentración de etanol, la proporción solvente materia prima y el

tiempo (p-valor<0,05 para cada factor en la prueba F, a excepción de X₃ y, que tienden a ser significativos con p-valor<0,1); sin embargo, a pesar de que el modelo evidenció un comportamiento cuadrático, las condiciones de extracción óptimas coincidieron con el límite superior de trabajo (90% v/v etanol, 50mL solvente/g muestra y 150 min), con las cuales, se estima un rendimiento de extracción de 2208,53 μ g β -caroteno/100g muestra (Figura 2).

El aumento del tiempo o la proporción solvente-materia prima permiten una mayor extracción del pigmento, de acuerdo con el modelo, lo cual, difiere respecto a lo determinado por Gu *et al.* (2008), quienes durante la extracción de carotenoides asistida con HCl, a partir de *Rhodobacter sphaeroides*, identificaron que los factores tiempo y proporción solvente-materia prima tienen un comportamiento cuadrático marcado, siendo 30°C y 40mL/g, las condiciones óptimas de operación, respectivamente. Por otra parte, los carotenoides son extraídos con el uso de solventes orgánicos (Saini & Keum, 2018), razón por la cual, la condición óptima de operación, de acuerdo con el modelo, fue etanol al 90%.

Diferencia de color entre el extracto y una disolución de tartrazina: La diferencia de color reportada entre el extracto óptimo y la solución de tartrazina fue de 3,70 unidades CIELab en promedio, lo cual, evidenció que el producto de lixiviación de la corteza de maracuyá tiene potencial para su uso como aditivo alimentario, ya que podría reemplazar a los colorantes sintéticos, como la tartrazina, además de proporcionar posibles efectos terapéuticos propios de los carotenoides.

Tabla 3. Diseño central compuesto 2³ para la extracción de carotenoides, a partir de la corteza de maracuyá liofilizada y molida.

Combinación	X ₁ % Etanol	X ₂ Proporción sol- vente materia prima (mL/g)	X ₃ Tiempo (Minutos)	Y Rendimiento de extracción de ca- rotenoides (μ g β -caroteno/100g muestra)
1	85	45	120	1430,44
2	82,5	42,5	105	1345,79
3	87,5	42,5	105	1258,03
4	82,5	47,5	105	1543,91
5	87,5	47,5	105	1711,89
6	85	45	90	1409,10
7	85	45	150	1579,49
8	82,5	42,5	135	1297,39
9	87,5	42,5	135	1437,58
10	82,5	47,5	135	1641,69
11	87,5	47,5	135	1717,66
12	80	45	120	1441,53
13	85	50	120	1903,51
14	85	40	120	1321,20
15	90	45	120	1744,13

Tabla 4. Análisis de varianza y coeficientes de determinación para el modelo de mejor ajuste durante la extracción Soxhlet de carotenoides, en corteza de maracuyá liofilizada y molida.

Parámetro	Coficiente estimado	F Valor	p-valor Prob > F
Modelo	-	23,21	<0,0001
X ₁ %Etanol	-837,80	12,37	0,0065
X ₂ Proporción solvente materia prima	-464,74	90,69	<0,0001
X ₃ Tiempo	2,39	5,04	0,0514
	5,06	4,71	0,0580
	5,84	6,28	0,0335
Intercepto	44890,93	-	-
R ²		0,9280	
R ²		0,8880	

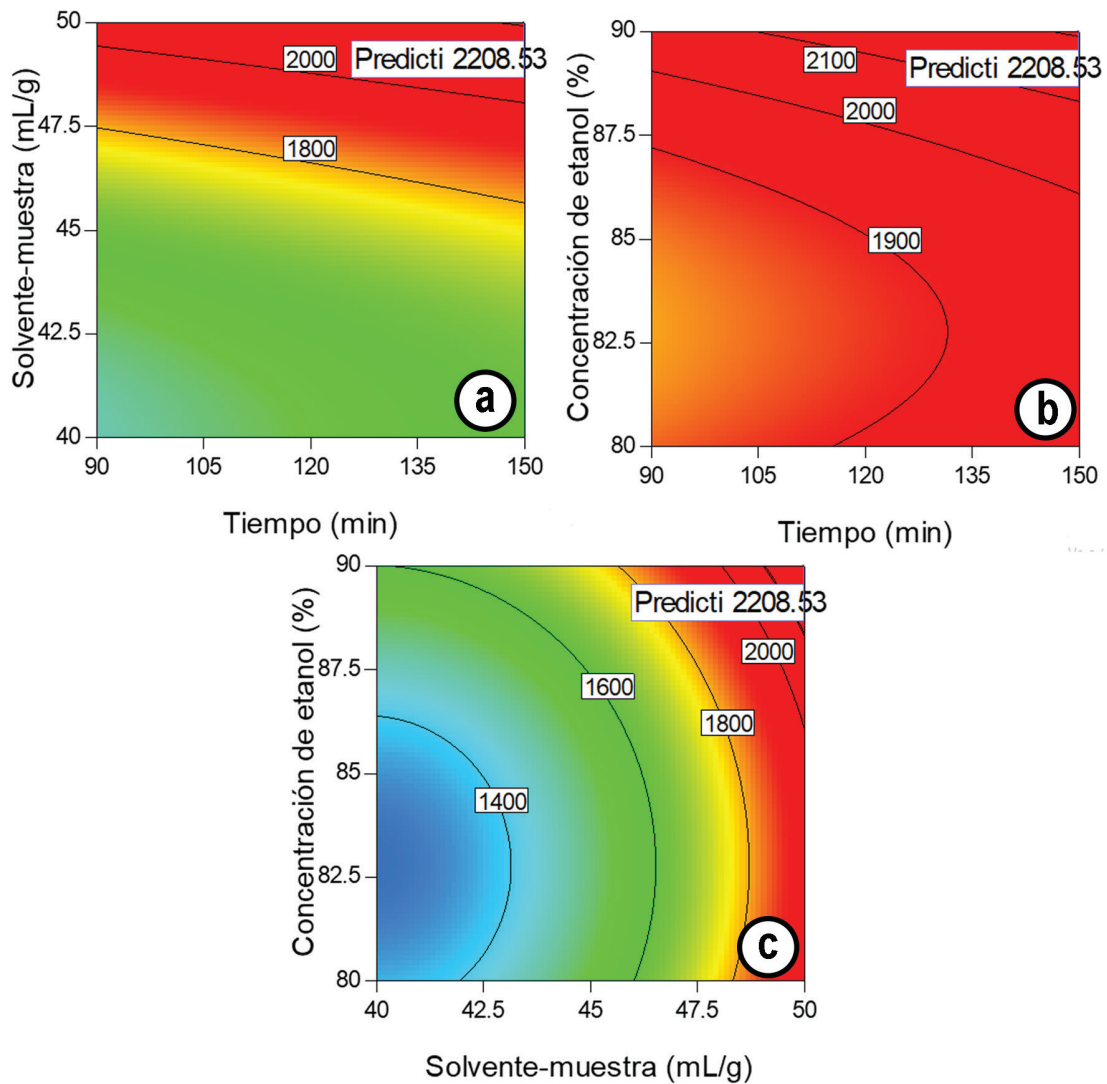


Figura 2. Gráficos de contorno y combinación óptima para la extracción de carotenoides, a partir de corteza de maracuyá molida y liofilizada. a. Tiempo y proporción solvente-materia (90% etanol); b. Tiempo y Concentración de etanol (50mL solvente/g muestra); c. Proporción solvente-muestra y concentración de etanol (150min).

Conflictos de intereses: El manuscrito fue preparado y revisado con la participación de todos los autores, quienes declaramos que no existe conflicto de intereses que ponga en riesgo la validez de los resultados presentados. **Financiación:** Este estudio fue financiado por la Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano.

REFERENCIAS

1. AIBANA, O.; FRANKE, M.F.; HUANG, C.C.; GALEA, J.T.; CALDERON, R.; ZHANG, Z.; BECERRA, M.C.; SMITH, E.R.; RONNENBERG, A.G.; CONTRERAS, C.; YATACO, R.; LECCA, L.; MURRAY, M.B. 2017. Impact of Vitamin A and Carotenoids on the Risk of Tuberculosis Progression. *Clin. Infect. Dis.* 65(6):900-909. <https://doi.org/10.1093/cid/cix476>
2. ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS -AOAC-. 1995. 942.15 Acidity (Titratable) of fruit products. 16th ed Official methods of analysis of AOAC International. AOAC International (Arlington).
3. BARBOSA DE OLIVEIRA, A.; DE ALMEIDA LOPES, M.M.; HERBSTER MOURA, C.F.; DE SIQUEIRA OLIVEIRA, L.; OLIVEIRA DE SOUZA, K.; GOMES FILHO, E.; URBAN, L.; ALCÂNTARA DE MIRANDA, M. R. 2017. Effects of organic vs. conventional farming systems on quality and antioxidant metabolism of passion fruit during maturation. *Scientia Horticulturae*. 222:84-89. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.05.021>
4. BATADA, A.; JACOBSON, M.F. 2016. Prevalence of Artificial Food Colors in Grocery Store Products Marketed to Children. *Clin. Pediat.* 55(12):1113-1119. <https://doi.org/10.1177/0009922816651621>
5. BENMEZIANE, A.; BOULEKBACHE-MAKHLLOUF, L.; MAPELLI-BRAHM, P.; KHALED KHODJA, N.; REMINI, H.; MADANI, K.; MELÉNDEZ-MARTÍNEZ, A.J. 2018. Extraction of carotenoids from cantaloupe waste and determination of its mineral composition. *Food Res. Int.* 111:391-398. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.05.044>
6. BETIM CAZARIN, C.B.; DA SILVA, J.K.; COLOMEU, T.C.; DE LIMA ZOLLNER, R.; MARÓSTICA JUNIOR, M.R. 2014. Capacidade antioxidante e composição química da casca de maracujá (*Passiflora edulis*). *Cienc. Rural* 44(9):1699-1704. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20131437>
7. BHATT, D.; VYAS, K.; SINGH, S.; JOHN, P.J.; SONI, I. 2018. Tartrazine induced neurobiochemical alterations in rat brain sub-regions. *Food Chem. Toxicol.* 113:322-327. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2018.02.011>
8. BRENNAN, J.G.; GRANDISON, A.S.; LEWIS, M.J. 2006. Separations in food processing. En: Brennan J.G. (Ed.). *Food Processing Handbook*. 3rd Ed. Wiley-vch verlag GmbH & Co. KGaA (Weinheim). p.455-464.
9. DE ANDRADE, M.; CHARALAMPOPOULOS, D.; CHATZIFRAGKOU, A. 2018. Optimisation and modelling of supercritical CO2 extraction process of carotenoids from carrot peels. *J. Supercrit. Fluid.* 133:94-102. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2017.09.028>
10. DE OLIVEIRA, C.F.; GIORDANI, D.; GURAK, P.D.; CLADERA-OLIVERA, F.; MARCZAK, L.D.F. 2015. Extraction of pectin from passion fruit peel using moderate electric field and conventional heating extraction methods. *Innov. Food Sci. Emerg. Technol.* 29:201-208. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2015.02.005>
11. DE OLIVEIRA, G.A.; DE CASTILHOS, F.; RENARD, C.M.-G.; BUREAU, S. 2014. Comparison of NIR and MIR spectroscopic methods for determination of individual sugars, organic acids and carotenoids in passion fruit. *Food Res. Int.* 60:154-162. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2013.10.051>
12. DO ESPÍRITO SANTO, A.P.; PEREGO, P.; CONVERTI, A.; OLIVEIRA, M. N. 2012. Influence of milk type and addition of passion fruit peel powder on fermentation kinetics, texture profile and bacterial viability in probiotic yoghurts. *LWT-Food Sci. Technol.* 47(2):393-399. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2012.01.038>
13. DOS REIS, L.C.R.; FACCO, E.M.P.; SALVADOR, M.; FLÔRES, S.H.; DE OLIVEIRA RIOS, A. 2018. Antioxidant potential and physicochemical characterization of yellow, purple and orange passion fruit. *J. Food Sci. Technol.* 55(7):2679-2691. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3190-2>
14. ELIK, A.; YANIK, D.K.; GÖĞÜŞ, F. 2020. Microwave-assisted extraction of carotenoids from carrot juice processing waste using flaxseed oil as a solvent. *LWT-Food Sci. Technol.* 123:109100. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.109100>
15. GU, Z.; DEMING, C.; YONGBIN, H.; ZHIGANG, C.; FEIRONG, G. 2008. Optimization of carotenoids extraction from *Rhodobacter sphaeroides*. *LWT-Food Sci. Technol.* 41(6):1082-1088. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2007.07.005>
16. HERNÁNDEZ-SANTOS, B.; DE LOS ÁNGELES VIVAR-VERA, M.; RODRÍGUEZ-MIRANDA, J.; HERMAN-LARA, E.; TORRUCO-UCO, J.G.; ACEVEDO-VENDRELL, O.; MARTÍNEZ-SÁNCHEZ, C.E. 2015.

- Dietary fibre and antioxidant compounds in passion fruit (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) peel and depectinised peel waste. *Int. J. Food Sci. Technol.* 50(1):268-274. <https://doi.org/10.1111/ijfs.12647>
17. HERRERA-RAMIREZ, J.; MENESES-MARENTES, N.; TARAZONA-DÍAZ, M.P. 2019. Optimizing the extraction of anthocyanins from purple passion fruit peel using response surface methodology. *J. Food Meas. Charact.* <https://doi.org/10.1007/s11694-019-00280-8>
 18. JUÁREZ, M.C.; ECHÁVARRI, J.F.; NEGUERUELA, A.I. 1997. A proposal for a method to measure the colour of red wines by measuring transmittance at three wavelengths. *Food Sci. Technol. Int.* 3(3):189-193. <https://doi.org/10.1177/108201329700300306>
 19. KHAZAEI, K.M.; JAFARI, S.M.; GHORBANI, M.; KAKHKI, A.H.; SARFARAZI, M. 2016. Optimization of Anthocyanin Extraction from Saffron Petals with Response Surface Methodology. *Food Anal. Methods.* 9(7):1993-2001. <https://doi.org/10.1007/s12161-015-0375-4>
 20. KIM, B.; PARK, B. 2018. Saffron carotenoids inhibit STAT3 activation and promote apoptotic progression in IL-6-stimulated liver cancer cells. *Oncol. Rep.* 39(4):1883-1891. <https://doi.org/10.3892/or.2018.6232>
 21. KULKARNI, S.G.; VIJAYANAND, P. 2010. Effect of extraction conditions on the quality characteristics of pectin from passion fruit peel (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* L.). *LWT-Food Sci. Technol.* 43(7):1026-1031. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2009.11.006>
 22. LEÃO, K.M.M.; SAMPAIO, K.L.; PAGANI, A.A.C.; DA SILVA, M.A.A.P. 2014. Odor potency, aroma profile and volatiles composition of cold pressed oil from industrial passion fruit residues. *Ind. Crop. Prod.* 58:280-286. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.04.032>
 23. MCCANN, D.; BARRETT, A.; COOPER, A.; CRUMPLER, D.; DALEN, L.; GRIMSHAW, K.; KITCHIN, E.; LOK, K.; PORTEOUS, L.; PRINCE, E.; SONUGA-BARKE, E.; WARNER, J.O.; STEVENSON, J. 2007. Food additives and hyperactive behaviour in 3-year-old and 8/9-year-old children in the community: a randomised, double-blinded, placebo-controlled trial. *Lancet* 370(9598):1560-1567. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(07\)61306-3](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(07)61306-3)
 24. MOJICA, L.; BERHOW, M.; GONZALEZ DE MEJIA, E. 2017. Black bean anthocyanin-rich extracts as food colorants: Physicochemical stability and antidiabetes potential. *Food Chem.* 229:628-639. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.02.124>
 25. MYERS, R.H.; MONTGOMERY, D.C. 2002. Building Empirical Model. En: Myers R.H.; Montgomery, D.C. (Eds.). *Response Surface Methodology Process and Product Optimization Using Designed Experiments.* 2nd Ed. Wiley-Interscience (New York). p.17-74.
 26. NAGATA, M.; YAMASHITA, I. 1992. Simple Method for Simultaneous Determination of Chlorophyll and Carotenoids in Tomato Fruit. *J. Japan Soc. Food Sci.* 39(10):925-928. <https://doi.org/10.3136/nskkk1962.39.925>
 27. NASCIMENTO, T.A.; CALADO, V.; CARVALHO, C.W.P. 2012. Development and characterization of flexible film based on starch and passion fruit mesocarp flour with nanoparticles. *Food Res. Int.* 49(1):588-595. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2012.07.051>
 28. RODRIGUEZ-AMAYA, D.B. 2012. Passion Fruit. En: Siddiq, M. (Ed.). *Tropical and Subtropical Fruits: Postharvest, Physiology, Processing and Packaging.* Ed. Wiley-Blackwell (Oxford). p.324-329. <https://doi.org/10.1002/9781118324097>
 29. SAHIN, S.; SUMMU, S.G. 2009. Propiedades electromagnéticas. En: Sahin, S.; Summu, S. (Eds.). *Propiedades físicas de los alimentos.* Ed. Acribia S.A. (Zaragoza). p.190-203.
 30. SAINI, R.K.; KEUM, Y.-S. 2018. Carotenoid extraction methods: A review of recent developments. *Food Chem.* 240:90-103. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.099>
 31. SÁNCHEZ-CAMARGO, A. DEL P.; GUTIÉRREZ, L.F.; VARGAS, S.M.; MARTINEZ-CORREA, H.A.; PARADA-ALFONSO, F.; NARVÁEZ-CUENCA, C.E. 2019. Valorisation of mango peel: Proximate composition, supercritical fluid extraction of carotenoids, and application as an antioxidant additive for an edible oil. *J. Supercrit. Fluid.* 152:104574. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2019.104574>
 32. SANTOS, E.; ANDRADE, R.; GOUVEIA, E. 2017. Utilization of the pectin and pulp of the passion fruit from Caatinga as probiotic food carriers. *Food Biosci.* 20:56-61. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2017.08.005>
 33. SIGURDSON, G.T.; TANG, P.; GIUSTI, M.M. 2017. Natural colorants: food colorants from natural sources. *Annu. Rev. Food Sci. Technol.* 8(1):261-280. <https://doi.org/10.1146/annurev-food-030216-025923>
 34. TARAZONA-DÍAZ, M.P.; AGUAYO, E. 2013. Influence of acidification, pasteurization, centrifugation and storage time and temperature on watermelon juice quality. *J. Sci Food Agric.* 93(15):3863-3869. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6332>

35. VIANNA-SILVA, T.; LIMA, R.V.; DE AZEVEDO, I.G.; ROSA, R.C.C.; DE SOUZA, M.S.; DE OLIVEIRA, J.G. 2010. Determinação da maturidade fisiológica de frutos de maracujazeiro-amarelo colhidos na região norte do estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Rev. Bras. Frutic.* 32(1):57-66. <https://doi.org/10.1590/s0100-29452010005000012>
36. WIJERATNAM, S.W. 2016. Passion Fruit. En: Caballero, B.; Finglas, P.M.; Toldrá, F. (Eds.). *Encyclopedia of Food and Health*. Ed. Elsevier (Oxford). p.230-234. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-384947-2.00521-3>
37. WU, J.; CHO, E.; WILLET, W.C.; SASTRY, S.M.; SCHAUMBERG, D.A. 2015. Intakes of lutein, zeaxanthin, and other carotenoids and age-related macular degeneration during 2 decades of prospective follow-up. *JAMA Ophthalmol.* 133(12):1415-1424. <https://doi.org/10.1001/jamaophthalmol.2015.3590>