

OPTIMIZACIÓN DEL PROCESO DE EXTRACCIÓN HIDROALCOHÓLICA A PARTIR DE PULPA DE CEREZO NEGRO (*SYZYGIUM CUMINI* L. SKEELS)

Fabián M. Gaibor^{1*}, Anelys Cuba², Daliannis Rodríguez², Mario A. García² y Alicia Casariego²

¹Escuela de Gastronomía, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Panamericana Sur km 1 ½, Riobamba, Chimborazo, Ecuador.

²Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana. Calle 222 No. 2317, CP 13600, La Habana, Cuba.

E-mail: mauriciogaibor@gmail.com

RESUMEN

Se optimizó el proceso de extracción hidroalcohólica a partir de pulpa de cerezo negro (*Syzygium cumini* L. Skeels) en función de los rendimientos de extracción de polifenoles totales y antocianinas. Las condiciones óptimas de extracción correspondieron a 90 % (v/v) de etanol, 6 h como tiempo de extracción a 30 °C y una relación pulpa/disolvente de 1 g por cada 5 mL. Los rendimientos de extracción de polifenoles totales (73 %) y antocianinas (31,3 %) fueron similares a los estimados mediante la optimización numérica del proceso. El extracto hidroalcohólico obtenido con los parámetros optimizados exhibió una elevada capacidad antioxidante, expresada como Trolox, de 19,86 g/100 mL de extracto con un pH de 4,2 que favoreció la coloración morada intensa característica de las antocianinas.

Palabras clave: cerezo negro, *Syzygium cumini*, extracción sólido-líquido, polifenoles totales, antocianinas.

ABSTRACT

Optimization of the hydroalcoholic extraction process from black cherry (*Syzygium cumini* L. Skeels) pulp

The hydroalcoholic extraction process from black cherry (*Syzygium cumini* L. Skeels) pulp was optimized in relation with the extraction yields of total polyphenols and anthocyanins. The optimal conditions for the extraction was 90 % (v/v) of ethanol, 6 h for extraction time at 30 °C and a pulp/solvent ratio of 1 g for each 5 mL. The extraction yields of total polyphenols (73 %) and anthocyanins (31.3 %) were similar to those estimated by numerical optimization of the process. The hydroalcoholic extract obtained with the optimized parameters exhibited a high antioxidant capacity, expressed as Trolox, of 19.86 g/100 mL of extract with a pH of 4.2, which favored the characteristic intense purple coloration of the anthocyanins.

Keywords: black cherry, *Syzygium cumini*, solid-liquid extraction, total polyphenols, anthocyanins.

INTRODUCCIÓN

Las tendencias mundiales indican un interés acentuado de los consumidores por reemplazar el uso de colorantes artificiales por colorantes de origen natural que, además de ser atractivos, aporten beneficios a las funciones biológicas del organismo humano y sean estables (1).

El interés por los pigmentos antocianos se ha incrementado en los últimos años, debido no solo al color que confieren a los productos que los contienen,

***Fabián M. Gaibor Monar:** Licenciado en Gestión Gastronómica (2012) y Máster en Procesamiento de Alimentos (2016). Actualmente se encuentra cursando el Doctorado Curricular Colaborativo en Ciencias de los Alimentos en el Instituto de Farmacia y Alimentos de la Universidad de La Habana. Se desempeña como Chef Ejecutivo del Catering Service/Restaurant «El Maizal»; planificador, capacitador y asesor para la implementación del Restaurant «Dulce Carbón» y Docente Investigador en la Universidad Estatal de Bolívar, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo y Universidad Técnica Particular de Loja.

sino a su posible papel en la reducción de las enfermedades crónicas no transmisibles, efectos antiinflamatorios, mejoramiento de la agudeza visual y comportamiento cognitivo; estos efectos terapéuticos positivos, están principalmente asociados con sus propiedades antioxidantes (2). Por tanto, además de su papel funcional, las antocianinas como pigmentos naturales se constituyen en agentes potenciales para la obtención de productos con valor agregado para el consumo humano.

Estudios recientes han demostrado que el cerezo negro (*Syzygium cumini* L. Skeels) presenta un alto contenido de antocianinas (3, 4) además de taninos y compuestos fenólicos de alta masa molecular que le imparten un sabor astringente y que en pequeñas cantidades pueden ser beneficiosos para la salud, debido a su actividad anticancerígena y efecto antimutagénico (2).

Considerando lo anterior, en el presente trabajo se optimizó el proceso de extracción hidroalcohólica a partir de pulpa de cerezo negro en relación a los rendimientos de extracción de polifenoles totales y antocianinas.

MATERIALES Y MÉTODOS

El presente trabajo se desarrolló a escala de laboratorio como parte del proyecto Empleo de frutas exóticas cubanas en el desarrollo de nuevos productos e ingredientes bioactivos para uso alimentario, del Instituto de Farmacia y Alimentos de la Universidad de La Habana. Los frutos de cerezo negro se seleccionaron de forma que todos presentaran, de manera general, las mismas características de tamaño, color, ausencia de magulladuras, alteraciones morfológicas y desarrollo fúngico visible. Posteriormente, se separó la pulpa de la semilla y, tanto la pulpa como la piel, fueron triturados y homogenizados con un Ultra-Turrax IKA T25 digital (Mod. T25 D S25).

Se empleó el programa Design Expert 8.0.6 (Stad-Ease Inc., Minneapolis, EE.UU.) para el diseño experimental y procesamiento de los resultados, de forma tal que, el extracto optimizado, presentara los mayores rendimientos de extracción de polifenoles totales y antocianinas. Se utilizó el método de optimización numérica a través de un diseño de superficie respuesta IV Óptimo para generar un modelo matemático que describiera las variaciones de las variables en cada extracto.

Los factores del diseño fueron el porcentaje de etanol (A), tiempo de extracción (B), relación pulpa/disolvente (C) y temperatura (D), mientras que el rendimiento de extracción de polifenoles totales y antocianinas fueron las variables de respuesta. El número total de combinaciones fue de 16 corridas, entre las que se incluyeron tres réplicas.

Los extractos se obtuvieron por maceración con agitación ocasional y adición de 0,03 % de ácido cítrico para obtener una disolución hidroalcohólica acidificada. Al término del tiempo de extracción de cada una de las corridas, la mezcla resultante se filtró y se desechó el residuo sólido.

La cuantificación de los polifenoles totales (PT), se basó en una reacción colorimétrica de oxidación-reducción (5). El ensayo consistió en añadir a 50 μ L del extracto hidroalcohólico de cerezo negro 2,5 mL de la disolución diluida del reactivo Folin-Ciocalteu (1:9). Después de 5 min, se adicionaron 2 mL de Na_2CO_3 al 7,5 % (m/v) y se esperaron 2 h. Transcurrido ese tiempo, se midió la absorbancia a 765 nm en un espectrofotómetro UV-VIS (Rayleigh UV-1601, Beijing).

Para la curva de calibración se utilizó como patrón el ácido gálico en concentraciones entre 100 y 500 mg/L. También se realizó un ensayo en blanco preparado con 50 μ L de agua destilada bajo las mismas condiciones que la muestra para calibrar el equipo y eliminar las interferencias de las absorbancias producidas por los disolventes y reactivos empleados en la técnica.

El rendimiento de la extracción de polifenoles totales (RPT) se calculó a partir de la relación contenido de polifenoles totales del extracto/contenido de polifenoles totales de la pulpa. El contenido de polifenoles totales se expresó como ácido gálico en mg/100 g de fruto.

El contenido total de antocianinas se determinó según el método de pH diferencial (6) y se expresó como cianidina-3-glucosa con un coeficiente de extinción molar de 26 900 L/cm mol y masa molar de 449,2 g/mol. Se tomaron 0,2 mL del extracto hidroalcohólico y se mezclaron separadamente con 0,8 mL de disolución tampón de cloruro de potasio a 0,025 M a pH 1,0 (ajustada con HCl) y 0,8 mL de disolución tampón de acetato de sodio a 0,4 M a pH 4,5. La reacción se llevó a cabo a temperatura ambiente y se midieron las absorbancias a 510 y 700 nm en un espectrofotómetro UV-VIS (Rayleigh UV-1601, Beijing).

El rendimiento de extracción de antocianinas (RCA) se calculó a partir de la relación contenido de antocianinas del extracto/contenido de antocianinas de la pulpa empleada en la extracción.

El extracto hidroalcohólico optimizado de cerezo negro (EHO) se evaluó en relación al RPT y RCA. Además, se determinó su capacidad antioxidante total (7). El ensayo de la capacidad antioxidante equivalente en Trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2- carboxílico) está basada en la generación previa del radical ABTS•⁺ a través de la reacción entre el persulfato de potasio (K₂S₂O₈) y ABTS [2,2'-azinobis (ácido 3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)].

El ensayo consistió en añadir 1 mL de la disolución de ABTS•⁺ en un tampón fosfato salino (0,01 M) a pH 7,4 con absorbancia de 1,00 ± 0,02 UA a 734 nm, a un tubo de ensayo que contenía 100 µL de extracto hidroalcohólico de cerezo negro. La muestra se dejó reaccionar durante 10 min a 25 °C en la oscuridad. Transcurrido ese tiempo, el ABTS•⁺ remanente se cuantificó a 734 nm (8) en un espectrofotómetro (Shimadzu UV-2401PC UV-VIS, Japón). Para la curva de calibración se empleó, como sustancia patrón, el Trolox en concentraciones entre 0 y 7 µM. Debido a que la adición del extracto hidroalcohólico redujo los radicales ABTS•⁺ a su forma decolorada, la diferencia entre las absorbancias pudo usarse para estimar la capacidad antioxidante, expresada como Trolox, en mg/100 mL de extracto.

También se determinaron el pH (9) (Mod. Basic 20, Crison, España), densidad mediante picnómetro de tubo capilar (10), índice de refracción en un refractómetro de Abbe con corrección de temperatura y porcentaje de sólidos totales en una termobalanza (Sartorius Mod. MA-40, Alemania) a 105 °C.

La determinación de las coordenadas cromáticas del EHO se realizó mediante el método espectrofotométrico según las recomendaciones de la Comisión Internacional de la Iluminación (CIE, por sus siglas en francés) (11). Se utilizó un espectrofotómetro UV-VIS (Rayleigh UV-1601, Beijing) para obtener el espectro de transmitancia en la región visible entre 400 y 700 nm. Se realizó la transformación al espacio uniforme CIE L* a* b*, y se calcularon la luminosidad representada por L*, los componentes del matiz por los valores a* y b* y la cromaticidad (C*). Se empleó el iluminante D₆₅ y un ángulo visual del observador normal de 10° (12).

Se determinó el espectro de absorción entre 400 y 700 nm (Rayleigh UV-1601, Beijing) del extracto hidroalcohólico optimizado.

Se realizó un análisis de varianza mediante el programa Statistics (versión 7, 2004, StatSoft. Inc., Tulsa, EE.UU.) y se utilizó la prueba de los rangos múltiples de Duncan para comparar las diferencias entre los RPT y RCA. El nivel de significación empleado fue de $p \leq 0,05$.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El contenido de polifenoles totales del fruto, expresado como ácido gálico, fue 1,149 g/100 g. En otros trabajos sobre frutos de *S. cumini* se reportaron contenidos de PT de 553 mg/100 g (13), 1,194 g/100 g (14) y 2,25 g/100 g (15). Las diferencias entre estos resultados pueden deberse tanto a factores intrínsecos de las variedades en estudio y a factores extrínsecos como las condiciones ambientales y prácticas culturales. Además, estas diferencias pueden estar relacionadas con interferencias de ácidos orgánicos y azúcares, que conllevan a una sobrevaloración del contenido de polifenoles totales (16).

El contenido de antocianinas del cerezo negro, expresado como cianidina-3-glucosa, fue de 120,78 mg/100 g, similar a 126,54 (15) y 140 mg/100 g (17) y superior a 68,5 mg/100 g (18), aunque son varios los trabajos con *S. cumini* en los que se han informado valores similares al de esta investigación (13, 17, 19, 20). Las diferencias en el contenido de antocianinas pudieran deberse a factores como el estado de madurez, condiciones ambientales y tipo de suelo (13).

La Tabla 1 muestra los RPT y RCA para cada una de las corridas del diseño experimental, a partir de los cuales se evaluó la influencia del porcentaje de etanol, tiempo de extracción, relación pulpa/disolvente y temperatura sobre estas variables de respuesta. La Tabla 2 muestra la significación de los análisis de varianza de la regresión y de los coeficientes estimados para los RPT y RCA. Los mejores ajustes resultaron para los modelos cuadráticos y 2FI para los RPT y RCA, respectivamente, los que resultaron significativos para un 95 % de confianza. Los valores de R² indicaron que los modelos ajustados explican el 99,8 y 99,5 % de la variabilidad de los RPT y RCA, respectivamente.

Tabla 1. Rendimientos de extracción hidroalcohólica de polifenoles totales y antocianinas de cerezo negro (*S. cumini*)

Corrida	Etanol (%)	Tiempo de extracción (h)	Relación pulpa/disolvente (m/v)*	Temperatura (°C)	RPT (%)	RCA (%)
1	90	24	2	30	70 (2) cd	27,5 (0,09) e
2	90	15	1	30	31 (1) g	10,49 (0,1) j
3	90	15	2	60	88 (4) a	21,49 (0,05) f
4	60	15	1	60	67 (4) d	11,26 (0,07) ij
5	60	15	1	60	69 (5) cd	11,09 (0,09) ij
6	90	6	2	30	77 (3) bc	36,30 (2) a
7	60	6	2	30	84 (2) ab	29,93 (0,2) c
8	75	15	2	30	77 (3) bc	31,72 (0,3) b
9	60	24	1	30	37 (2) fg	10,77 (0,07) j
10	90	6	1	60	44 (3) fg	12,21 (0,09) ij
11	75	6	2	60	88 (7) a	19,4 (0,04) g
12	60	24	2	60	74 (6) cd	17,28 (0,2) h
13	75	6	2	60	92 (7) a	19,48 (0,1) g
14	75	24	1	60	54 (3) e	10,32 (0,04) j
15	75	6	1	30	35 (1) g	11,45 (0,07) ij
16	75	15	2	30	76 (6) bc	28,68 (0,09) d

*1:1 g por cada 10 mL; 2:1 g por cada 5 mL.

RPT: rendimiento de polifenoles totales, RCA: rendimiento de extracción antocianinas.

Tabla 2. Análisis de varianza para los rendimientos de extracción de polifenoles totales (RPT) y antocianinas (RCA)

Fuente	Valor p	
	RPT	RCA
Modelo	0,0007	<0,0001
A	0,008	0,0915
B	0,0074	0,0240
C	<0,0001	<0,0001
D	0,0004	0,0003
AB	0,0196	0,0283
AC	0,0085	0,0433
AD	0,08189	0,6663
BC	0,0208	0,2618
BD	0,6244	0,0831
CD	0,0125	0,0002
A ²	0,6772	-
B ²	0,0195	-
R ²	0,9985	0,99
Falta de ajuste	0,1578	0,6077

A: porcentaje de etanol, B: tiempo de extracción, C: relación masa/disolvente, D: temperatura.

En ambos casos, la comprobación de la suposición de normalidad se realizó analizando la probabilidad normal de los residuos mediante un análisis de varianza (Fig. 1). Se observa que los valores de los residuos estudentizados internamente se ajustaron a una recta como resultado de la distribución normal de los errores, por lo que se cumplió la hipótesis de normalidad.

Todos los factores incidieron ($p \leq 0,05$) sobre el RPT. La ecuación del modelo es:

$$\text{RPT} = 65,4633 - 3,8912A - 4,0323B + 16,7994C + 7,9984D + 3,6731AB + 3,9694AC - 0,1551AD - 2,8658BC + 0,334BD - 2,5331CD + 0,4401A^2 - 4,3916B^2$$

donde A: porcentaje de etanol, B: tiempo de extracción, C: relación pulpa/disolvente y D: temperatura.

Al analizar los coeficientes se observa que el término de la relación pulpa/disolvente tiene mayor influencia sobre la variable dependiente, seguido por el término de la temperatura. En relación a los signos de los coeficientes, se aprecia que el RPT aumenta a medida que aumenten la relación masa/disolvente y temperatura.

Los mayores RPT se alcanzaron a 60 °C para disoluciones hidroalcohólicas entre 60 y 75 % (v/v), con tiempos de extracción entre 6 y 12 h y una relación pulpa/disolvente de 1 g por cada 5 mL. De forma similar, se informó (21) una mayor eficiencia del proceso de

extracción de PT a partir de grosellas negras con una disolución hidroalcohólica al 60 % (v/v), aunque a 30 °C y una relación pulpa/disolvente de 1 g por cada 19 mL, por lo que las diferencias pudieron relacionarse con las variaciones en la relación pulpa/disolvente, factor que resultó significativo ($p \leq 0,05$) en el presente estudio.

Para el caso del RCA, el tiempo de extracción, la relación pulpa/disolvente, la temperatura y las interacciones AB, AC y CD resultaron significativas ($p \leq 0,05$). La ecuación del modelo es:

$$\text{RA} = 17,5554 + 0,8424A - 1,2982B + 6,9612C - 2,7582D - 1,5694AB + 1,1111AC + 0,1856AD - 0,5225BC + 0,8731BD - 2,9732CD$$

donde A: porcentaje de etanol, B: tiempo de extracción, C: relación pulpa/disolvente y D: temperatura.

Se observa que el término de la relación pulpa/disolvente tiene mayor influencia sobre el RCA. En relación a los signos de los coeficientes, el rendimiento de extracción de antocianinas se incrementa a medida que aumenta la relación pulpa/disolvente y disminuyen la temperatura y el tiempo de extracción. Las mejores condiciones de extracción de antocianinas se correspondieron con la relación pulpa/disolvente 1 g por cada 5 mL a 30 °C, con porcentajes de etanol entre 80 y 90 % (v/v) y entre 6 y 15 h como tiempo de extracción.

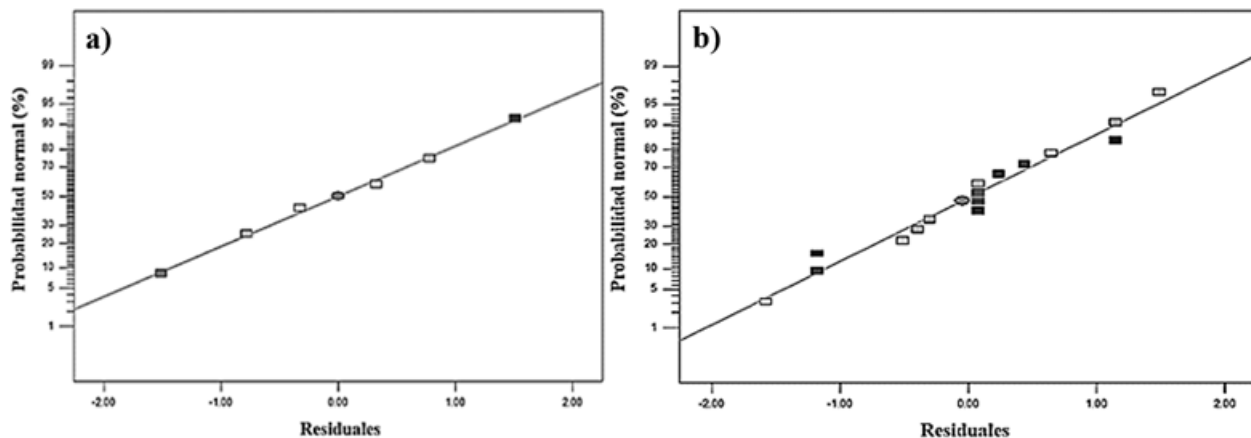


Fig. 1. Probabilidad normal de los residuos estudentizados internamente para los análisis de varianza para: a) rendimiento de extracción de polifenoles totales; b) rendimiento de extracción de antocianinas.

Asimismo, en la optimización de la extracción de antocianinas de la cáscara de berenjena, se observó que el CA disminuyó con el aumento de la temperatura y aumentó con el incremento de la concentración de etanol (22), resultados similares a los de esta investigación.

Similar a lo reportado anteriormente (23), el RCA se incrementó con la disminución del tiempo de extracción, mientras que disminuyó al aumentar a 60 °C. En este sentido se ha planteado que el incremento hasta 50 °C aproximadamente, favorece la extracción por solubilizar los compuestos antocianos (21), pero temperaturas superiores podrían degradarlos por efecto del calor al provocar la pérdida del azúcar glicosilante en la posición tres de la molécula y la apertura del anillo, con la consecuente producción de chalconas incoloras (24).

También se evaluó la influencia de la temperatura (40 a 80 °C), tiempo de extracción (60 a 120 min) y relación pulpa/disolvente (1:15 y 1:30) sobre el RCA de boniato morado (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) e informaron que la temperatura de extracción y relación sólido/líquido influyeron en el rendimiento de extracción, mientras que el tiempo no tuvo efecto significativo (25).

Para la optimización numérica del proceso de extracción se emplearon como restricciones los intervalos evaluados de las variables independientes (porcentaje de

etanol, tiempo de extracción, relación pulpa/disolvente y temperatura) para obtener los mayores valores de RPT y RCA. La Tabla 3 muestra las 11 soluciones optimizadas para el proceso de extracción en función de las restricciones anteriores. Se seleccionó la solución 1, de mayor RCA y alto RPT, que coincidió con la que presentó mayor conveniencia estadística.

Los RPT y RCA del extracto optimizado (Tabla 4) resultaron similares a los estimados (Tabla 3) mediante la optimización numérica del proceso de extracción y las diferencias, desde un punto de vista práctico, carecen de importancia.

La elevada capacidad antioxidante que presentó el EHO pudo deberse particularmente a sus altas concentraciones de antocianinas y compuestos fenólicos (26). Las antocianinas se caracterizan por tener una deficiencia de electrones debido a su particular estructura química, lo que las hace muy reactivas frente a los radicales libres. Por consiguiente, pueden ser potentes antioxidantes naturales (27). Pueden donar hidrógenos (28, 29) o electrones a los radicales libres o bien atraparlos y desplazarlos en su estructura aromática (30). Se ha demostrado que frutos ricos en antocianinas evidencian una alta actividad antioxidante contra el peróxido de hidrógeno y radicales peróxido, superóxido, hidroxilo y oxígeno singlete (2).

Tabla 3. Soluciones para la optimización del proceso de extracción de polifenoles totales y antocianinas de cerezo negro

Parámetro	Solución										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
Etanol (%)	90,00	87,75	90,00	90,00	89,86	90,00	60,00	90,00	66,20	66,75	66,97
Tiempo de extracción (h)	6,00	6,00	7,59	6,00	6,00	9,07	24,00	6,34	6,00	6,00	6,00
Relación masa/disolvente	2	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1
Temperatura (°C)	30	30	30	60	60	60	60	60	30	30	30
RPT (%)	77	77	77	87	87	88	59	45	42	42	41
Rendimiento de antocianinas (%)	36,28	35,78	35,53	23,44	23,41	22,58	12,56	12,14	11,37	11,41	11,43
Conveniencia estadística	0,8667	0,8620	0,8613	0,6798	0,6791	0,666	0,1985	0,1267	0,0862	0,0862	0,0861

RPT: rendimiento de polifenoles totales.

Tabla 4. Indicadores físicos y químicos del extracto hidroalcohólico optimizado de cerezo negro (n = 3)

Parámetro	Media (Desviación estándar)
Rendimiento de polifenoles totales (%)	73 (2)
Rendimiento de antocianinas (%)	31,26 (0,002)
Capacidad antioxidante (mg/100 mL)	19856 (454)
Densidad (g/mL)	0,882 (0,006)
Índice de refracción	1,3643 (0,0001)
Sólidos totales (% m/v)	2,7 (0,3)
Ph	4,20 (0,07)
L*	38,58 (0,001)
a*	58,69 (0,004)
b*	-28,01 (0,3)
C*	65,03 (0,01)

La evaluación de las coordenadas cromáticas (Tabla 4) permitió determinar que el color del EHO se debió principalmente a la contribución roja relacionada con el valor positivo de la componente a* y, en menor proporción, a la contribución azul correspondiente al valor negativo de la componente b*; la combinación de estos con la luminosidad evidenció un color morado intenso, lo cual está relacionado con la presencia de antocianinas. La cromaticidad o saturación (C*), que representa la intensidad del tono del color, presentó un alto valor, reafirmando la intensidad de la coloración del EHO. Esta coloración estuvo relacionada con su pH, debido al efecto de este en la estructura de las antocianinas, las que se pueden encontrar en diferentes formas químicas en función del pH de la disolución (2).

En disoluciones acuosas a valores de pH inferiores a 2, básicamente el 100 % del pigmento se encuentra en su forma más estable, el ión oxonio o catión flavilio, de color rojo intenso. A valores de pH más altos ocurre una pérdida del protón y adición de agua en la posición dos, dando lugar a un equilibrio entre la pseudobase carbinol o hemicetal y la forma chalcona o de cadena abierta. Tanto el hemicetal como la chalcona son formas incoloras y bastante inestables (31, 32).

Debido a su estructura, las antocianinas presentan máximos de absorción tanto en la región visible como en la ultravioleta, lo que resulta muy importante para la caracterización estructural de dichos compuestos. Sus espectros de absorción se caracterizan por tener dos bandas separadas; una en la región visible entre 465 y 550 nm y otra más pequeña alrededor de 275 nm (33). Es así como se pueden identificar las antocianinas por su absorción en la región visible (34).

Al analizar el espectro visible del EHO (Fig. 2) se puede observar un pico bien definido entre 475 y 600 nm, de forma similar al espectro visible para las antocianinas en general (35). La glicosidación conlleva a un desplazamiento hipsocrómico de los máximos de absorción en el visible. Así, por ejemplo, entre el máximo de absorción de la pelargonidina (520 nm) y el de la pelargonidina-3-glucósido (505 nm), ocurre un desplazamiento de $\Delta\lambda$ de 15 nm; entre la cianidina (535 nm) y cianidina-3-glucósido (523 nm) un $\Delta\lambda$ de 12 nm y, entre la delfinidina (544 nm) y delfinidina-3-glucósido (534 nm) un $\Delta\lambda$ de 10 nm (33).

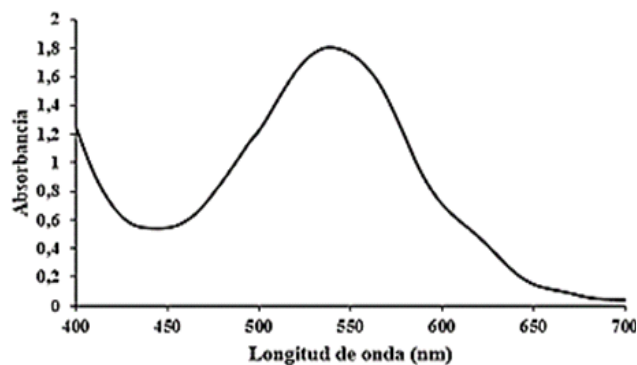


Fig. 2. Espectro de absorción del extracto hidroalcohólico optimizado de cerezo negro (*S. cumini*).

Teniendo en cuenta lo anterior, pudieran encontrarse en el EHO, las antocianidinas pelargonidina ($\lambda_{\text{máx}}=494$ nm), cianidina ($\lambda_{\text{máx}}=506$ nm), delphinidina ($\lambda_{\text{máx}}=508$ nm), peonidina ($\lambda_{\text{máx}}=506$ nm), petunidina ($\lambda_{\text{máx}}=508$ nm) y malvinidina ($\lambda_{\text{máx}}=510$ nm) (23), así como sus variantes glicosídicas.

REFERENCIAS

- Ribeiro, F. y Stringetha, P. *Biotecnología Ciencia e Desenvolvimento* 36:18-24, 2006.
- Garzón, G. A. *Acta Biol. Colomb.* 13(3):27-36, 2008.
- Lago, E.; Gomes, E. y Da-Silva, R. *Ciênc. Tecnol. Aliment.* 26(4):847-852, 2006.
- Veigas, J.; Narayan, M.; Laxman, P. y Neelwarne, B. *Food Chem.* 105:619-627, 2007.
- Singleton, V. L.; Orthofor, R. y Lamuela-Raventos, R. M. *Methods Enzymol.* 299:152-178, 1999.
- Lee, J.; Durst, R. W. y Wrolstad, R. E. *JAOAC Int.* 88(5):1269-1278, 2005.
- Re, R.; Pellegrini, N.; Proteggente, A.; Pannala, A.; Yang, M. y Riceevans, C. *Free Radical Biol. Med.* 26:1231-1237, 1999.
- Van den Berg, R.; Haenen, G. R. M. M.; van den Berg, H. y Bast, A. *Food Chem.* 66:511-517, 1999.
- NC-ISO 1842. *Productos de frutas y vegetales. Determinación del pH.* Cuba, 2001.
- Alvarado, J. *Uso de parámetros reológicos como índices de control en procesos enzimáticos. Proyecto Multinacional de Biotecnología y Alimentos.* Ambato, Organización de los Estados Americanos-Universidad Técnica de Ambato, 1990.
- CIE. International Commission on Illumination. *Colorimetry: Official Recommendations of the International Commission on Illumination.* París, Bureau Central of the CIE, 1971.
- CIE LAB. Committee TC. 13. CIE. *J. Opt. Soc. Am.* (64):896-897, 1976.
- Sonawane, S. y Arya, S. *Adv. J. Food Sci. Technol.* 5(3):270-275, 2013.
- Gaibor, F. M.; Rodríguez, D.; Fundora, L.; Salas, E.; Rodríguez, J. L. y Falco A. S. *Cienc. Tecnol. Aliment.* 26(1):62-68, 2016.
- Kapoor, S.; Sharma, S. y Ranote, P. J. *Appl. Nat. Sci.* 7(1):309-315, 2015.
- Fu, L.; Xu, B.; Xu, X.; Qin, X.; Gan, R. y Li, H. *Molecules* 15:8602-8617, 2010.
- Chowdhury, P. y Ray, R. *Asian Food J.* 14(1):15-23, 2007.
- Correia da Silva, A. P. *Potencial antioxidante e aspectos químicos e físicos das frações comestíveis (polpa e cascas) e sementes de Jamelão (*Syzygium cumini*, L. Skeels) (tesis de maestría, Universidad Federal Rural de Río de Janeiro, Río de Janeiro, Brasil) 2008.*
- Rufino, M.; Alves, R.; Brito, E.; Pérez-Jiménez, J.; Saura-Calixto, F. y Mancini-Filho, J. *Food Chem.* 121:996-1002, 2010.
- Benherlal, P. y Arumughan, C. J. *Sci. Food Agr.* 87(14):2560-2569, 2007.
- Cacace, J. y Mazza, G. J. *Food Sci.* 68(1):240-248, 2003.
- Heras, I.; Alvis, A. y Arrazola, G. *Inf. Tecnol.* 24(5):93-102, 2013.

CONCLUSIONES

Las condiciones óptimas de extracción se correspondieron con 90 % (v/v) de etanol, 6 h como tiempo de extracción a 30 °C y una relación pulpa/disolvente de 1 g por cada 5 mL. Los rendimientos de extracción de polifenoles totales (73 %) y antocianinas (31,26 %) fueron similares a los estimados mediante la optimización numérica del proceso. El extracto hidroalcohólico optimizado exhibió una elevada capacidad antioxidante, expresada como Trolox, de 19,86 g/100 mL de extracto con un pH de 4,2 que favoreció la coloración morada intensa característica de las antocianinas.

23. Zapata, L.; Heredia, A.; Quinteros, C.; Malleret, A.; Clemente, G. y Cárcel, J. *Ciencia, Docencia y Tecnología* 25(49):166-192, 2014.
24. Von Elbe, J. y Steven, J. Colorantes. En: Fennema O.R. *Química de los Alimentos*. Zaragoza, Acribia S.A., 2000, pp. 773-854.
25. Fan, G.; Han, Y.; Gu, Z. y Che, D. *LWT* 41(1):155-160, 2008.
26. Zheng, N.; Wang, Z.; Chen, F. y Lin, J. *J Pharm Pharmacol* 21:2411-2419, 2011.
27. Bridgers, E.; Chinn, M. y Truong, V. *Crops and Products* 32(3):613-620, 2010.
28. Miller, N. y Rice-Evans, C. *Food Chem* 60(3):331-337, 1997.
29. Wang, H.; Cao, G. y Prior, R. *J Agric Food Chem* 45:304-309, 1997.
30. Ramirez-Tortosa, C.; Andersen, O.; Gardner, P.; Morrice, P.; Wood, S.; Duthie, S.; Collins, A. y Duthie G. *Free Radical Biol Med* 31(9):1033-1037, 2001.
31. Francis, F. J. *The World of Ingredients* 3:29-31, 1995.
32. Hutchings, J. B. Chemistry of Food Colour. En: Hutchings JB, Ed. *Food Color and Appearance*. Washington, DC: Aspen Publishers, Inc.; 1999. pp. 367-469.
33. Harborne, J. y Williams, C. *Nat Prod Rep* 12:639-657, 1995.
34. Andersen, O. y Francis, G. Techniques of pigment identification. En: Davies K, Ed. *Plant Pigments and Their Manipulation*. Londres, Blackwell Publishing, 2004, pp. 293-341.
35. Giusti, M. y Wrolstad, R. Anthocyanins. Characterization and measurement with UV visible spectroscopy. En: Wrolstad RE, Ed. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*. New York, Wiley, 2001, pp. 1-13.