

Caracterización fisicoquímica y compuestos bioactivos en el coco (*Cocos nucifera* L.) y su aceite: Efecto del cultivar y región de cultivo

Physicochemical characterization and bioactive compounds in coconut (*Cocos nucifera* L.) and its oil: Effect of the cultivar and growing region

Luis Enrique Robles-Ozuna, Yesica Yudith Martínez- Núñez, María del Refugio Robles -Burgeño, Martín Valenzuela-Meléndrez, Orlando Tortoledo-Ortiz, Tomás Madera-Santana, Luz del Carmen Montoya- Ballesteros*

Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Carretera a la Victoria Km 0.6, P.O. Box 1735, Hermosillo, Sonora, México.

RESUMEN

La pulpa y aceite de coco son valorados por los efectos sobre la salud, estas propiedades son atribuidas a compuestos bioactivos, como el ácido láurico, mirístico y palmítico principalmente, compuestos fenólicos y vitamina E. La concentración de estos compuestos depende del cultivar, las condiciones bióticas y abióticas de la zona de cultivo. En este estudio se determinó el efecto del cultivar y zonas productoras, sobre las características fisicoquímicas (peso, espesor del endospermo, pH, sólidos solubles totales, humedad) y compuestos bioactivos en el coco y su aceite. Se analizaron las propiedades fisicoquímicas y los compuestos bioactivos como fenoles totales, α -tocoferol y el perfil de ácidos grasos; en los cultivares cosechados en el estado de Guerrero (Alto Pacífico-saladita, Enano Verde, e Híbrido) y en Yucatán (Alto Pacífico-2 y Enano Verde). Las propiedades fisicoquímicas y los compuestos bioactivos analizados, son diferentes dependiendo del cultivar y la región de cultivo. El cultivar Enano Verde de Yucatán, es superior en el contenido de compuestos fenólicos (767.44 mg ácido gálico/100 g), mientras que Alto Pacífico-Saladita en α -tocoferol (151.03 μ g/100 g). El tipo de cultivar podría estar influyendo directamente en las características fisicoquímicas y los compuestos bioactivos estudiados.

Palabras clave: Coco, compuestos bioactivos, cultivar, región de crecimiento

ABSTRACT

Coconut pulp and coconut oil are valued for their health effects, these properties are attributed to bioactive compounds, such as lauric, myristic and palmitic acid mainly, phenolic compounds and vitamin E. The concentration of these compounds depends on the cultivar, the conditions biotic and abiotic of the growing area. In this study, the effect of the cultivar and producing areas was determined on the physicochemical characteristics (weight, endosperm thickness, pH, total soluble solids, humidity), and bioactive compounds in coconut and its oil. Physicochemical properties and bioactive compounds such as total phenols, α -tocopherol and the fatty acid profile were analyzed; in the cultivars harvested in the state of Guerrero (Alto Pacífico-saladita, Enano Verde, and Híbrido) and in Yucatán (Alto Pacífico-2 and Enano

Verde). The analyzed physicochemical properties and the bioactive compounds are different depending on the cultivar and the cultivation region. The cultivar Enano Verde from Yucatán is superior in the content of phenolic compounds (767.44 mg gallic acid / 100 g), while Alto Pacífico-Saladita in α -tocopherol (151.03 μ g/100 g). The type of cultivar could be directly influencing the physicochemical characteristics and the bioactive compounds studied.

Key words: Coconut, bioactive compounds, cultivars, growing region

INTRODUCCIÓN

El endospermo sólido o pulpa de coco, es la reserva alimenticia de la semilla; de la cual se puede obtener algunos productos como leche, aceite y coco seco, entre otros (Canapi *et al.*, 2005; SIAP, 2019), los que son altamente demandados por el consumidor. Un factor decisivo en la evaluación de la calidad de coco como materia prima de sus diferentes productos, son sus propiedades fisicoquímicas como es el peso, grosor o espesor del endospermo, pH, sólidos solubles, contenido de humedad y color del endospermo sólido. Aunado a ello, la pulpa y aceite de coco son altamente valorados por su aportación nutricional. En particular, el aceite de coco virgen (VCO), promovido recientemente como aceite saludable, es reconocido como alimento funcional o nutraceutico. Sus propiedades funcionales o nutraceuticas son atribuidas a compuestos bioactivos como los ácidos grasos de cadena media, principalmente el ácido láurico, mirístico y palmítico; los compuestos fenólicos y vitamina E. Estos compuestos bioactivos son reconocidos por sus propiedades antiinflamatorias, antioxidantes y antimicrobianas. Aunado a ello, el VCO puede tener utilidad en la industria de belleza para elaborar tratamientos de cabello y piel, puede ser utilizado además como ingrediente alimenticio (Eyes *et al.*, 2016; SIAP, 2017).

Los efectos sobre la salud del aceite de coco en la mayoría de los estudios se atribuyen a la porción lipídica (Enig, 2001; Lee y Lip, 2003; Nandi *et al.*, 2005; Mansor *et al.*, 2012; Roopan, 2016); sin embargo, en estudios se sugiere que los compuestos fenólicos podrían contribuir a la capacidad antioxidante de VCO, así como la vitamina E (Nevin y Rajamohan, 2004; Nevin y Rajamohan, 2006; Marina *et al.*, 2009; Mulyadi *et al.*, 2021).

*Autor para correspondencia: Luz del Carmen Montoya Ballesteros
 Correo electrónico: lmontoya@ciad.mx

La concentración de todos estos compuestos bioactivos en el endospermo sólido y el aceite depende del cultivar, estado de desarrollo de los frutos o semillas, clima, zona de producción y método de obtención del aceite (Kumar, 2011). Alves- Ferreira *et al.* (2019), diferenciaron los cultivares de coco mediante el perfil lipídico; los híbridos presentan mayores contenidos de ácidos grasos insaturados en comparación a otros cultivares cultivadas en India (Kumar y Balakrishna 2009; Kumar, 2011). Sin embargo, a la fecha, estudios que reporten sobre contenidos fenólicos de VCO en diferentes cultivares y o zonas de producción son escasos.

Los cambios climáticos bruscos alteran la cantidad y composición de aceite en semillas oleaginosas. La temperatura es un factor ambiental importante, afecta la composición de ácidos grasos, tiene una fuerte influencia en las proporciones de diferentes ácidos grasos (Mustafa *et al.*, 2015). Además aumenta la cantidad de aceite y los ácidos grasos poliinsaturados (Hafiz *et al.*, 2015). Otras condiciones como programas de riego y fertilización del suelo, se reportan para incrementar los lípidos y tocoferol en la almendra de *Prunus dulcis*, cv. Nonpareil (Zhu *et al.*, 2017). En pimpinela (*Sanguisorba minor* L.), la fertilización podría incrementar el contenido de compuestos fenólicos (Finimundy *et al.*, 2020). En relación a las características fisicoquímicas cantidades adecuadas de Nitrógeno, permiten desarrollar un color, sabor, textura y características de calidad nutricional óptimos en las frutas (Romojaro *et al.*, 2006; Ali *et al.*, 2012).

A la fecha en nuestro país, son escasos los estudios enfocados a los compuestos bioactivos del endospermo y el aceite de coco virgen, así como el de los cultivares de donde se obtiene.

Se consideran a los cocoteros dentro de dos grandes grupos principales, los altos o gigantes, los de mayor peso y los enanos de menor peso. Existen además los híbridos, los cuales son cruza de estos dos grupos. En el caso de los altos o gigantes, tiene una coloración que varía de verde a marrón; se emplean para la producción de aceite y para consumo en fresco; de esta forma son utilizados en el Estado de Guerrero. La variedad enana está representada por frutos verdes, rojos y amarillos; son aptos para el consumo de agua de coco (Alves Ferreira *et al.*, 2019). En los Estados de Guerrero y Yucatán, se emplean para este fin, comercialización de agua; el tamaño del fruto lo hace poco atractivo para consumo en fresco. Por su parte, los cultivares Híbridos son de múltiples usos, ya que adquieren las mejores cualidades de los padres dando como resultado frutos de tamaño de mediano a grande y buen rendimiento de copa (Lizano, 2018).

El profundizar en el estudio de compuestos bioactivos y calidad de aceite por cultivar y zonas productoras, podría dirigir aún más las nuevas plantaciones de coco para fines específicos en la industria, tales como productos farmacéuticos, alimenticios y cosméticos. Por lo tanto, el objetivo de este estudio fue determinar el efecto del cultivar y zonas productoras, sobre las características fisicoquímicas y los compuestos bioactivos en el coco y su aceite.

MATERIALES Y MÉTODOS

Cultivares y zonas de cultivo

Se estudiaron cinco cultivares en dos zonas productoras, una en el Estado de Guerrero y la otra en el estado de Yucatán. En la zona de Guerrero se estudiaron los cultivares: Alto Pacífico-Saladita (APS-G), Enano verde (EV-G) y un cultivar Híbrido (H-G). En el estado de Yucatán, Alto Pacífico 2 (AP2-Y) y Enano Verde de Brasil (EV-Y). El estado de desarrollo de todos los cocos en cada cultivar fue el mismo, de 12 a 14 meses del mismo año de cosecha.

Análisis fisicoquímico en los cultivares de coco

Se caracterizó el coco entero o semilla, con base a diferentes variables las que fueron: Peso (g) y grosor del endospermo sólido (mm). Los parámetros físico-químicos de calidad del endospermo sólido incluyeron pH, sólidos solubles totales expresados como °Brix y porcentaje de humedad; los sólidos solubles además se evaluaron en el endospermo sólido. Los parámetros analizados fueron basados en las técnicas de la A.O.A.C. (2002). El color aparente, se midió por reflectancia utilizando un colorímetro Minolta modelo CR-300 (Metrolab International). Se utilizó el sistema CIE Lab para medir los parámetros L^* , a^* y b^* , el instrumento se calibró con un mosaico blanco como estándar de color, donde L^* , representa los valores desde 0 a 100 significando tonalidades desde el negro (0) hasta blanco (100). El parámetro a^* en tonalidades desde negativas (verde) hasta rojo (+) cercanas a 50 y el b^* desde azules (-) a amarillos (+). A partir de estos parámetros de color se determinó además, el ángulo de matiz Hue^* (h) y cromaticidad, dada por C^* , utilizados estos dos últimos parámetros para ubicar en el diagrama de cromaticidad, el rago de color obtenido. Se obtienen mediante las siguientes ecuaciones:

$$C^* = [(a^*)^2 + (b^*)^2]^{1/2} \quad \text{Ec. 1}$$

$$h^\circ = \arctan -(b/a) \quad \text{Ec. 2}$$

Donde:

L^* , a^* , b^* = Coordenadas de cromaticidad en el espacio de color $L^* a^* b^*$.

Compuestos bioactivos

Fenoles totales. La determinación se realizó en el aceite de cada cultivar estudiado. La extracción del aceite fue a partir del endospermo liofilizado para ello se congeló a -80°C y una presión de 20 Pascales para el liofilizado. Las muestras liofilizadas se prensaron en una prensa vertical, de donde se colectó el aceite. Para la determinación de fenoles totales se realizó una curva de calibración, utilizando una solución madre de Ácido Gálico 0.1 mg/mL, la cual fue diluida a diferentes concentraciones (0.00031, 0.0062, 0.01, 0.02, 0.05 y 0.1 mg/mL). A partir de las concentraciones ya establecidas, se tomaron 100 μL de cada una y 600 μL de agua, posteriormente se agregó 50 μL de Folin Ciocalteu (Singleton & Rossi, 1965),

seguido a ello, se dejó reposar por 5 min, para después añadir 150 μl de carbonato de sodio al 20% y aforar a 1 mL. Después de 2 h a temperatura ambiente (25 °C), se midió la absorbancia a 760 nm en el espectrofotómetro Cary 50 Bio UV-Visible Spectrophotometer (Agilent Technologies, Santa Clara, CA, USA), obteniéndose de esta forma la línea base de calibración. Para obtener cuantitativamente los fenoles totales en cada una de las muestras de aceite de coco, se tomaron 5 g del aceite, se adicionó 1 mL de metanol al 80 %. La mezcla se homogeneizó durante 2 min; se dejó reposar durante 1 min y se homogeneizó de nuevo por 2 min. Posteriormente, fue centrifugada a 1100 x g durante 15 min a temperatura ambiente. El sobrenadante obtenido fue recolectado. Al residuo, se le añadió 1 mL de metanol al 80% y fue centrifugado nuevamente a las condiciones mencionadas con anterioridad. Se utilizaron 100 μL del sobrenadante obtenido para las mediciones espectrofotométricas; cada muestra se midió por triplicado.

Perfil de ácidos grasos

La extracción de aceite se realizó a partir de 1 g de muestra del endospermo liofilizado, se llevó a cabo mediante el procedimiento de Bligh y Dyer (1959), utilizando cloroformo:metanol (2:1 v/v). Después de evaporar el disolvente en un baño de agua a 35 °C bajo una atmósfera de nitrógeno, los extractos lipídicos fueron transmetilados en presencia de tricloruro de boro de acuerdo al método de Park y Goins (1994). La composición de los ésteres metílicos de ácidos grasos (FAMES) se determinó en un cromatógrafo de gases Agilent (Modelo 7890 B, Santa Clara, CA, USA) equipado con un automuestreador (Modelo 7693) y un detector de ionización de llama (FID). Los ácidos grasos se separaron en una columna capilar de sílice fundida de 100 m y 0.25 mm de diámetro interno (SP-2560, Supelco, Bellefonte, PA, USA). La temperatura del horno se programó desde una temperatura inicial de 150 °C (20 min) hasta una temperatura final de 220 °C a una velocidad de 5 °C/min. La temperatura del inyector se fijó a 250 °C y la temperatura del detector a 300 °C. Las muestras se separaron utilizando hidrógeno a 17 psi de presión como gas acarreador. Los cromatogramas resultantes fueron analizados con el programa Chemstation (ChemStation chromatography manager, Agilent Santa Clara, CA, USA). Los ácidos grasos se identificaron comparando los tiempos de retención con los de los estándares (Supelco 37 Component FAME Mix, Bellefonte, PA, USA). Los ácidos grasos se expresaron como porcentaje del total de ácidos grasos. A partir de éstos datos, se calcularon los porcentajes totales de ácidos grasos saturados, monoinsaturados y poliinsaturados.

α -tocoferol. Las mediciones se realizaron en el endospermo sólido, con base en la metodología descrita por Onibi *et al.* (1998). La obtención α -tocoferol se realizó mediante la saponificación de la muestra, Etanol (1 mL) y KOH 10 M (1 mL) fueron añadidos a la muestra, seguidos de una agitación vigorosa y colocados en un baño de agua a 70 °C por 10 min, después de 10 min de saponificación fueron agitados por 10 s y se colocaron de nuevo en el baño para continuar la saponi-

ficación por 20 min. Al final de la saponificación, las muestras fueron colocadas en hielo. Posteriormente se agregó 5 mL de hexano a las muestras, se agitaron por 15 s y se centrifugaron a 1500 rpm a 10 °C por 7 min. Se separó la capa de hexano y se colocó en un tubo de ensayo de 18 x 150 mm. Las muestras se evaporaron a sequedad con un flujo de nitrógeno utilizando un sistema N-EVAP 112 (OA-SYS Heating System) (Berlin, MA USA). Las muestras se reconstituyeron en 200 μL de etanol grado HPLC y se analizaron en un sistema HPLC (1260 Infinity, Agilent Technologies, Santa Clara, CA, USA) equipado con un detector de arreglo de diodos a una longitud de onda de 290 nm. La separación se realizó utilizando una columna analítica C18 Agilent Microsorb (100-3 C18, 100 x 4.6 mm) protegida con una guarda columna zorbax SB-C18 4.6 x 12.5 mm 5 Micron, se utilizó una fase móvil isocrática [metanol: agua (98:2, v/v)] a un flujo de 1.0 mL/min. Para el cálculo de las concentraciones se usó estándar de α -tocoferol (SIGMA-ALDRICH, St. Louis, MO, USA).

Diseño de experimentos y análisis estadístico

El diseño experimental fue completamente al azar, considerando el cultivar de diferentes regiones como factor principal. Se realizó un análisis de varianza a un nivel de significancia $\alpha=0.05$., seguido por la prueba de Tukey-Kramer, cuando presentaron diferencias. Se utilizó el paquete estadístico NCSS versión 2008, NCSS, LLC (Kaysville, Utah).

RESULTADOS Y DISCUSION

Peso y grosor del endospermo sólido

El peso de los cocos enteros del cultivar AP, en las regiones estudiadas, fue diferentes ($p \leq 0.05$) (Tabla 1), destaca el mayor peso el coco APS-G, seguido del AP2-Y; considerado como peso alto (SAGARPA, 2014). Los de menor peso fueron los EV y no presentaron diferencia significativa entre ellos, son considerados como peso bajo (SAGARPA, 2014). En el caso del cultivar H-G, éste presentó un peso promedio de 1,308 g correspondiendo a valores intermedio entre los AP y los EV, resultado esperado debido al tipo de cultivar. El peso del coco es dependiente de cada variedad. Es posible además atribuir las diferencias en el peso, a la mineralización del suelo en donde se cultivan, se reporta que la adición de Nitrógeno y Potasio al suelo, en una relación adecuada, tiene efecto positivo sobre el incremento en el peso del fruto en la variedad de coco Anão verde de Jiqui, los que fueron cultivados en Colombia (Sammy *et al.*, 2008). En otros frutos para el incremento en el peso, la fertilización es un factor importante, principalmente la aplicación de N, P, K y Ca (Monroy *et al.*, 2019).

En cuanto al grosor o espesor del endospermo (Tabla 1), se observó la misma tendencia que con el peso, fue diferente entre los cultivares ($p \leq 0.05$) y presentaron valores de mayor magnitud los cultivares cosechados en Guerrero. En estudio realizado por Alejo (2015), en la misma región de Guerrero y en cocos criollos Alto Pacifico, se reportaron con un espesor de 11.7 a 15.2 mm. Este parámetro se evalúa

Tabla 1. Caracterización fisicoquímica de los cultivares del estudio cosechados en los estados de Guerrero y Yucatán.**Table 1.** Physicochemical characterization of the study cultivars harvested in the states of Guerrero and Yucatán.

Cultivar	Peso (g)	¹ Espesor (mm)	pH	² SST (°Brix)	Humedad (%)
APS-G	1933.3 ^c	17.3 ^d	6.3 ^c	7.0 ^d	49.0 ^c
AP2-Y	1541.6 ^b	9.6 ^a	6.1 ^b	6.9 ^d	46.8 ^b
H-G	1308.3 ^b	10.2 ^{ab}	6.1 ^b	1.8 ^a	49.4 ^c
EV-G	591.6 ^a	11.7 ^c	6.0 ^a	2.3 ^b	44.6 ^a
EV-Y	506.4 ^a	10.8 ^{bc}	5.9 ^a	2.8 ^c	51.7 ^d

Cultivares: APS-G: Alto Pacífico- Saladita, del estado de Guerrero, AP2-Y: Alto Pacífico-2, del estado de Yucatán, H-G: Híbrido del estado de Guerrero, EV-G: Enano Verde de Brasil del estado de Guerrero, EV-Y: Enano Verde de Brasil, del estado de Yucatán.¹ Espesor: Espesor del endospermo, ²SST: Sólidos solubles totales

^{abcd} Letras diferentes en cada renglón indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$)

como un indicador en el rendimiento de aceite, es decir, los cocos de mayor espesor son con los que se obtiene mayores rendimientos de aceite y caso contrario los de menor espesor mayor contenido de agua en el coco. En otras semillas, las condiciones pre-cosecha son otro factor que pueden influir en las propiedades fisicoquímicas; en semillas de girasol, un estrés por déficit de agua a corto plazo puede causar cambio sustancial en las propiedades físicas y la composición bioquímica, la sequía en la fase de llenado de semillas, afecta el rendimiento del mismo o es causante de un llenado incompleto en la semilla, lo que a su vez el rendimiento del aceite es menor, debido a menor contenido de proteínas en el endospermo (Mustafa *et al.*, 2015).

Por otro lado, Leorna e Israel (2018) reportan que el espesor del endospermo se emplea además como un indicador de madurez y varía de 12 a 15 mm para cocos maduros según Banzon (1990). Según la guía técnica de SAGARPA (2014), el espesor de endospermo, depende del tipo de cultivar; se puede considerar delgado para H-G, medio para EV y grueso para los AP. Según la edad de los frutos, estudiados (12-14 meses) y de acuerdo a lo anterior, se pueden considerar como frutos maduros.

pH, sólidos solubles totales y humedad

El pH se encontró diferente ($p \leq 0.05$) entre los cultivares (Tabla 1), con valores desde 5.9 a 6.3, siendo el endospermo sólido del cultivar EV el que presentó menor pH. El pH encontrado es mayor a los reportados Ghosh y Bandopadhyay (2015), para diferentes cultivares e híbridos (4.8-5.20). El pH para otros frutos como uva, puede ser afectado por las prácticas pre-cosecha, como la fertilización (Chadha and Shikhamany, 1999).

Los sólidos solubles totales fueron bajos en el endospermo sólido principalmente en H-G y para el cultivar EV-Y y EV-G, en las dos regiones de estudio. En los APS-G y AP2-Y, son los mayores encontrados (7 °Brix). Los cultivares fueron diferentes entre ellos ($p \leq 0.05$), solo los APS-G y AP2-Y son iguales. Al analizar los sólidos solubles en el endospermo

líquido, se encontraron contenidos mas altos que en el endospermo sólido, así en EV-Y y EV-G fueron en promedio de 9.0 ± 0.2 y 13.2 ± 0.7 °Brix, respectivamente, superiores a 2.3 ± 0.4 y 2.8 ± 0.6 °Brix respectivamente. Por su parte, en APS-G y AP2-Y, fueron de 10.1 ± 0.2 y 12 ± 0.4 °Brix, respectivamente; mientras que en H-G son menos dulces (6.6 ± 0.3 °Brix). El valor de este parámetro puede depender de las características de cada cultivar. Los sólidos solubles además, dependen de las concentraciones de iones como fosfato, sulfato, cloruro y fluoruro, que se requieren en el transcurso a la madurez de los cocos (Jackson *et al.*, 2004); por lo que la fertilización podría ser factor clave para favorecer el contenido de los sólidos solubles. La fertilización con nitrógeno (N) se reporta como limitante para la calidad poscosecha, altas dosis de nitrógeno reducen el contenido de sólidos solubles totales en los frutos, mientras que altas dosis de potasio aumentan los sólidos solubles, por lo anterior, es importante considerar una adecuada relación de nitrógeno y potasio para la calidad de los frutos (Sammy *et al.*, 2008).

En relación a la humedad contenida en el endospermo sólidos de los cocos, ésta varió desde 44 a 51% (Tabla 1). Leon y Delores (2005), reportan para cocos de 12 meses un porcentaje de humedad de 51%, por lo que se considera en el rango para cocos maduros. Es importante considerar que el estado de madurez en el coco, determina la composición y el contenido de los diferentes ácidos grasos saturados de cadena media y larga, excepto los ácidos mirístico y palmítico (Balleza y Sierra, 1972; Ángeles *et al.*, 2018; Kumar y Balakrishna, 2008).

Color del endospermo sólido

Se considera al endospermo sólido representado por la pulpa blanca, carnosa y aceitosa de la semilla (Lamdande *et al.*, 2018). Los valores que se obtuvieron a partir de las mediciones de color en el endospermo, se presentan en la Tabla 2; para el valor L^* o luminosidad, los cultivares se encuentran en un rango de 69 a 76. En el valor a^* , de -0.7 a -1 y de 1 a 3.4 en el caso de valor b^* ; por su parte en C^* , se encontró entre un rango entre 1.87 a 3.4. En todas estas variables se observaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$), por efecto del cultivar. En cuanto al ángulo de matiz (Hue^*), los valores para el cultivar APS-G fueron de 122 y para el de AP2-Y de 110. En valores menores se encuentran EV-G y EV-Y, fueron de 103 y 104 respectivamente. El cultivar H-G, mostró los mismos rangos de valores de: $L^* = 74$, $a^* = -1.0$, $b^* = 2.4$, $C^* = 2.6$ y ángulo $Hue^* = 112$. Todos estos valores en el diagrama de cromaticidad, se encuentran en los rangos de las diferentes tonalidades color blanco. El color característico en el endospermo sólido debe de ser blanco (Chavan y Jadhav, 1995). Los valores encontrados son mayores al ser comparados con la variedad de coco Makapuno, cultivado en Tailandia, para el que se reporta un valor $L^* = 67$. La variedad Makapuno de acuerdo a lo reportado por Luengwilai *et al.* (2014), son cocos menos blancos, lo que el color puede ser dependiente del tipo de cultivar. Esta característica de los cultivares evaluados, podría aprovecharse para diferentes productos, en los cuales los

Tabla 2. Color *Cie Lab** en los cultivares del estudio cosechados en los estados de Guerrero y Yucatán.

Table 2. Color *Cie Lab** in the study cultivars harvested in the states of Guerrero and Yucatan.

Cultivar	L*	a*	b*	C*	Hue*
APS-G	76.3 ^b	-0.9 ^{ab}	1.5 ^a	1.8 ^a	122.0 ^b
AP2-y	71.7 ^{ab}	-0.8 ^{ab}	2.1 ^{ab}	2.3 ^{ab}	110.5 ^a
H-G	74.7 ^{ab}	-1.0 ^a	2.4 ^{ab}	2.6 ^{ab}	112.6 ^{ab}
EV-G	76.3 ^b	-0.7 ^b	3.4 ^b	3.4 ^b	103.1 ^a
EV-Y	75.1 ^b	-0.8 ^{ab}	2.8 ^b	3.0 ^{ab}	104.0 ^a

Cultivares: APS-G: Alto Pacífico- Saladita, del estado de Guerrero, AP2-Y: Alto Pacífico-2, del estado de Yucatán, H-G: Híbrido del estado de Guerrero, EV-G: Enano Verde de Brasil del estado de Guerrero, EV-Y: Enano Verde de Brasil, del estado de Yucatán. ^{abcd} Letras diferentes en cada renglón indican diferencia significativa (p≤0.05)

índices de calidad requeridos son de un color blanco; como puede ser la materia prima para la obtención de la copra para la elaboración de aceite de calidad, elaboración de harina y botanas.

Fenoles totales

Los compuestos fenólicos contribuyen al color y sabor de las frutas y muestran efectos beneficiosos para la salud, siendo un buen índice de la capacidad antioxidante (Padilha *et al.*, 2015). En la Tabla 3, se logra visualizar una amplia diferencia en el contenido de fenoles totales, esto por efecto del cultivar (p≤ 0.05). Se observa que el cultivar EV en cualquier región, presenta mayor contenido de fenoles totales, en comparación a los cultivares APS-G y AP2-Y. Las concentraciones encontradas para el cultivar EV-Y y EV-G fueron de 767.44±0.1 y de 343.02±0.06 mg EAG/100 g, respectivamente; superiores además a las encontradas para los cultivares APS-G y AP2-Y. En el caso del coco H-G, éste presenta un contenido de 260 (mg EAG/100 g coco). Adekola *et al.* (2017), en sus resultados del contenido de fenoles totales en testa de coco, es decir, la porción de color café que rodea al endospermo sólido; reportan en promedio 440 mg EAG/100 g coco: Esta cantidad es mayor a los cultivares H-G, APS-G, AP2-Y y EV-G de este estudio; no siendo así para EV-Y. Cabe mencionar que los aná-

Tabla 3. Contenido de fenoles totales y α -tocoferol en los cultivares del estudio, cosechados en los estados de Guerrero y Yucatán.

Table 3. Total phenols and α -tocopherol contents in the study cultivars, harvested in the states of Guerrero and Yucatan.

Cultivar	Fenoles totales (mg EAG/100g)	α -tocoferol (μ g α -tocoferol /100g)
APS-G	61.0 ^b	151.0 ^d
AP2-Y	34.8 ^a	20.2 ^b
H-G	260.1 ^c	NP
EV-G	343.0 ^d	42.5 ^c
EV-Y	767.4 ^e	10.6 ^a

Cultivares: APS-G: Alto Pacífico- Saladita, del estado de Guerrero, AP2-Y: Alto Pacífico-2, del estado de Yucatán, H-G: Híbrido del estado de Guerrero, EV-G: Enano Verde de Brasil del estado de Guerrero, EV-Y: Enano Verde de Brasil, del estado de Yucatán. ^{abcd} Letras diferentes en cada renglón indican diferencia significativa (p≤0.05)

lisis realizados en este estudio, fueron en el aceite extraído del endospermo eliminando la testa; de la que se reporta una fuente natural de múltiples ácidos fenólicos y flavonoides con una potente capacidad antioxidante (Arivalagan *et al.*, 2018). Las diferencias encontradas es posible atribuir las al tipo de cultivar, parte analizada en el cultivar y a las condiciones a las que se desarrollan las plantas en los diferentes ambientes. Es conocido que la cantidad y composición de estos metabolitos secundarios, como son los compuestos fenólicos, varían dependiendo de factores como condiciones climáticas, cultivar, estado de madurez, época de cosecha, sistemas de cultivo, tipos de suelo, prácticas post cosecha y métodos de procesamiento (Lee y Kader, 2000). La presencia de algunos de estos metabolitos también puede variar dependiendo de estímulos bióticos y abióticos (Wahyuni *et al.*, 2013). En coco, los estudios a la fecha que reportan dicho comportamiento son escasos. En otros cultivos como papa, se reportan incrementos en el contenido de compuestos fenólicos, cuando se aplica en niveles apropiados Nitrógeno y Potasio (Michalska *et al.*, 2013); al igual en plantas con diferentes regímenes de fertilización (Petropoulos *et al.*, 2018; Petropoulos *et al.* 2019; Finimundy *et al.*, 2020).

Contenido de α -tocoferol

El α -tocoferol es la forma más abundante y biológicamente activa de vitamina E (Yin *et al.*, 2020). El contenido de α -tocoferol, en los cultivares evaluados se observa en la Tabla 3, mostrando diferencia significativa (p≤ 0.05) entre ellos. En el H-G no se detectó este compuesto. Según el estándar de calidad del CODEX (1999) para aceite de coco, establece un rango de 0 a 1,700 μ g α -tocoferol/100g de coco; sin embargo, autores como Marina *et al.* (2009) consideran que el contenido de α -tocoferol es propio de la testa o parte café del endospermo sólido del coco, debido a que esta parte del coco se elimina para los análisis y de α -tocoferol de este estudio; es probable que debido a ello sea bajo en los resultados encontrados, o bien, sea dependiente del tipo de cultivar como se observa la diferencia entre ellos en la Tabla 3. Sin embargo, se encuentran dentro del rango reportado por el CODEX (1999); el mayor encontrado fue en APS-G (151.0 μ g α -tocoferol /100g). En otras semillas, Condiciones como programas de riego y fertilización del suelo, se reportan para incrementar tocoferol en la almendra de *Prunus dulcis*, cv. Nonpareil (Zhu *et al.*, 2017).

Perfil de ácidos grasos

Los ácidos grasos de cadena media como ácido láurico, ácido mirístico y ácido palmítico, determinados directamente del aceite extraído del coco, muestran un efecto significativo (p≤0.05) entre los cultivares como se observa en la Tabla 4. Sin embargo para el ácido láurico, las diferencias encontradas son pequeñas y solo al cultivar EV-Y. Con respecto al ácido palmítico, son diferentes al AP2-Y. Todos ellos oscilan en el rango de 39 a 45% para ácido laurico, de 18 a 20 % para mirístico y 8 a 12% en palmítico.

Tabla 4. Perfil de ácidos grasos en los cultivares del estudio, cosechados en los estados de Guerrero y Yucatán.
Table 4. Fatty acid profile in the study cultivars, harvested in the states of Guerrero and Yucatan.

Cultivar	Ac. Láurico C12	Ac. Mirístico C14	Ac. Palmítico C16	Ac. G. Saturados	A.G Monosat.	A.G. Poliinsat.
APS-G	45.2 ^b	19.6 ^a	10.3 ^{abc}	90.8 ^a	7.5 ^c	1.6 ^c
AP2-Y	45.7 ^b	18.7 ^a	8.4 ^a	93.5 ^c	5.3 ^a	1.1 ^b
H-G	45.2 ^b	18.5 ^a	9.1 ^{ab}	93.0 ^c	6.0 ^b	0.9 ^{ab}
EV-G	43.3 ^b	20.1 ^a	10.9 ^{bc}	91.9 ^b	7.1 ^c	0.8 ^a
EV-Y	39.4 ^a	20.2 ^a	11.6 ^c	91.6 ^{ab}	7.4 ^c	0.8 ^a

Cultivares: APS-G: Alto Pacífico- Saladita, del estado de Guerrero, AP2-Y: Alto Pacífico-2, del estado de Yucatán, H-G: Híbrido del estado de Guerrero, EV-G: Enano Verde de Brasil del estado de Guerrero, EV-Y: Enano Verde de Brasil, del estado de Yucatán. ^{abcd} Letras diferentes en cada renglón indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$).

El porcentaje de ácidos grasos saturados, ácidos grasos monosaturados y poliinsaturados, al igual que los ácidos grasos de cadena media, los porcentajes en los cultivares, son diferentes ($p \leq 0.05$), en pequeñas proporciones. La química del aceite en diferentes cultivos de semillas oleaginosas se ve afectada por la temperatura que prevalece en la maduración (Hilditch y Williams, 1964; Mustafa *et al.*, 2015). Las condiciones ecológicas inconsistentes pueden resultar en una amplia variación en la cantidad y composición del aceite. La temperatura en la cual se desarrollan los frutos, es un factor ambiental importante que afecta la composición de ácidos grasos de diferentes porciones en plantas y semillas (Tremolieres *et al.*, 1978). Un diferencial de temperatura tiene una fuerte influencia en las proporciones de diferentes ácidos grasos. Las temperaturas máxima promedio para el año 2019, en el cual se cosecharon los cultivares estudiados fue la siguiente: 32 °C para Guerrero, mientras que para Yucatán fue ligeramente menor, de 36 °C (INEGI, 2019), la diferencia en ellos es solo 4 °C, es posible que las diferencias mínimas encontradas en los porcentajes sean debidas a este factor. Condiciones climáticas, agua y disponibilidad de nitrógeno principalmente durante la etapa de llenado de semillas y el genotipo, podrían explicar además la mayoría de las variaciones o diferencias encontradas (Mustafa *et al.*, 2015). De acuerdo a los estándares reportados de la USDA (2020), para un coco de calidad en base a las concentraciones de ácidos grasos de cadena media: Láurico, mirístico, palmítico son 50%, 19% y 9.5%, respectivamente; por lo que los cocos de este estudio están en el rango. Estos rangos encontrados también se encuentran en el rango reportado por el CODEX (1999), ácido láurico (45.1-53%), mirístico (16.8-21%) y palmítico (7.5-10.2%).

CONCLUSIONES

Las características fisicoquímicas y los compuestos bioactivos como fenoles totales, α -tocoferol y ácidos grasos de los cultivares de coco estudiados, son diferentes entre ellos y las regiones estudiadas. En relación al perfil de ácidos grasos, las diferencias son pequeñas. El tipo de cultivar podría estar influyendo directamente en las características fisicoquímicas y los compuestos bioactivos estudiados. Podrían deberse además, al programa de fertilización y riego, la temperatura

de las regiones, sin embargo se requiere de mayores estudios. En base a estos resultados la región de Yucatán es más propicia en función del contenido de compuestos fenólicos con el cultivar EV-Y; mientras que los cultivares de la región de Guerrero para α -tocoferol, siendo el APS-G, el de mayor contenido. Estos cultivares podrían significar un gran potencial para los diferentes productos de coco por el contenido de compuestos fenólicos y α -tocoferol, además de los ácidos grasos de cadena media, en las regiones correspondientes.

BIBLIOGRAFIA

- Ali, L., Alsanius, B., Rosberg, A., Svensson, B., Nielsen, T., Olsson, M. 2012. Effects of nutrition strategy on the levels of nutrients and bioactive compounds in blackberries. *Eur. Food Res. Technol.* 234 (1), 33-44. <https://doi.org/10.1007/s00217-011-1604-8>.
- Adekola, K., Salleh, A., Zaidan, U., Azlan, A., Chiavaro, E., Paciulli, M., Marikkar, J. 2017. Total phenolic content, antioxidative and antidiabetic properties of coconut (*Cocos nucifera* L.) testa and selected bean seed coats. *Italian Journal of Food Science.* 29: 741-753.
- Alejo, J. 2015. Evaluación y respuesta a la selección en el rendimiento de copra, de un grupo élite de cocotero criollo "alto del pacífico" (*Cocos nucifera* L.). *Revista de Energía Química y Física.* 2: 350-360.
- Alves Ferreira, J. A., Santos, J. M., Breikreitz, M. C., Ferreira, J., Lins, P., Farias, S. C., de Moraes, D. R., Eberlin, M. N., y Bottoli, C. 2019. Characterization of the lipid profile from coconut (*Cocos nucifera* L.) oil of different varieties by electrospray ionization mass spectrometry associated with principal component analysis and independent component analysis. *Food Research International*, 123:189-197.
- Angeles, J. G. C., Lado, J. P., Pascual, E. D., Cueto, C. A., Laurena, A. C., Laude, R. P. 2018. Towards the Understanding of Important Coconut Endosperm Phenotypes: Is there an Epigenetic Control? *Agronomy.* 8: 225.
- AOAC. 2011. *Official of Analysis of AOAC International* (AOAC-International Ed.). Arlington, VA, USA.
- Arivalagan, M., Roy, T., Yasmeeen, A., Pavithra, K., Jwala, P., Shivasankara, K., Manikantan, M., Hebbar, K., Kanade, S. 2018. Extraction of phenolic compounds with antioxidant potential from coconut (*Cocos nucifera* L.) testa and identification of phenolic acids and flavonoids using UPLC coupled with TQD-MS/MS. *LWT Food Science and Technology.* 92: 116-126.

- Balleza, C., Sierra, Z. 1976. Proximate analysis of the coconut endosperm in progressive stages of development. *Philippine Journal of Coconut Studies* 16: 37-46.
- Banzon, I. 1990. Coconut as Food. In *The coconut palm and its fruit*. I. Banzon, O. Gonzalez, S. Leon, & P. Sanchez (Eds.). Quezon City, Philippines. Philippines Coconut Research and Development Foundation. pp. 3-7.
- Bligh, E.G., Dyer, W.J. 1959. A rapid method of total lipid extraction and purification. *Canadian Journal of Biochemistry and Physiology*. 37: 911-917.
- Canapi, E. C., Augustin, Y., Moro, E., Pedrosa, E., Bendaño, M. 2005. Coconut Oil. In *Bailey's industrial oil and fat products, edible oils and fat products*. F. Shahidi (Ed.), (6th ed.). USA. John Wiley & Sons. pp. 97-124.
- Chadha, K.L., Shikhamany, S.D., 1999. *The Grape Improvement, Production and Post-harvest Management*. Malhotra Publishing House, New Delhi 579p.
- CODEX-STAN. 1999. 210-1999: Norma para aceites vegetales especificados.
- Enig, M. 2001. Coconut: In Support of Good Health in the 21st Century P (www.apccsec.org/document/ENIG.pdf). *Am. J. Clin. Nutr.* 1-27.
- Eyres, L., Eyres, M. F., Chisholm, A., Brown, R. C. 2016. Coconut oil consumption and cardiovascular risk factors in humans. *Nutrition Reviews*. 74: 267-280.
- Finimundy T. , A. Karkanis, Â. Fernandes, S. Petropoulos, R. Calhelha, J. Petrović, M. Soković, E. Rosa, L. Barros, I. Ferreira. 2020. Bioactive properties of *Sanguisorba minor* L. cultivated in central Greece under different fertilization regimes *Food Chemistry* 327, 127043
- Ferreira, J. A., Santos, J. M., Breitzkreitz, M. C., Ferreira, J. M. S., Lins, P. M. P., Farias, S. C., de Moraes, D. R., Eberlin, M. N., Bottoli, C. B. G. 2019. Characterization of the lipid profile from coconut (*Cocos nucifera* L.) oil of different varieties by electrospray ionization mass spectrometry associated with principal component analysis and independent component analysis. *Food Research International*. 123: 189-197.
- Hilditch TP, Williams PN. 1964. *Chemical Constitution of Natural Fats*, p.207, Chapman and Hall, London.
- Jackson, A. Gordon, G. Wizzard, K. McCook y R. Rolle. 2004. Changes in chemical composition of coconut (*Cocos nucifera*) water during maturation of the fruit. *J Sci Food Agric* 84:1049-1052.
- Kumar, Balakrishna, A. 2009. Seasonal variations in fatty acid composition of oil in developing coconut. *Journal of Food Quality*. 32: 158-176.
- Kumar, S. 2011. Variability in coconut (*Cocos nucifera* L.) germplasm and hybrids for fatty acid profile of oil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 59: 13050-13058.
- Lamdande A., M. Prakash, K. Raghavarao. 2018. Storage study and quality evaluation of fresh coconut grating. *J Food Process Preserv.* 2018;42:e13350.
- Lee, S. K., Kader, A. A. 2000. Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology*. 20: 207-220.
- Leorna, M., Israel, K. 2018. The influence of maturity of VMAC5 (*Cocos nucifera* L.'makapuno') on its physicochemical, proximate composition and fatty acid profile. *Earth and Environmental Science*. 102: 012098.
- Lizano, M., Salazar, R., Moreira, Z., Brenes, G. 2018. Guía técnica del cultivo del coco. Ministerio de Agricultura y Ganadería de El Salvador. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura 14-15.
- Lee, K. W.; Lip, G. H. H. 2003. The role of omega 3 fatty acid in the secondary prevention of cardiovascular disease. *Int. J. Med.*, 97, 465-480.
- Luengwilai, K., Beckles, D. M., Pluemjit, O., Siriphanich, J. 2014. Postharvest quality and storage life of 'Makapuno'coconut (*Cocos nucifera* L.). *Scientia Horticulturae*. 175: 105-110.
- Marina, A., Che Man, Y., Nazimah, S., Amin, I. 2009. Antioxidant capacity and phenolic acids of virgin coconut oil. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*. 60: 114-123.
- Mansor, T, Y.B. Che Man, M. Shuhaimi, M.J. Abdul Afiq, F.K.M. Nurul. 2012. Physicochemical properties of virgin coconut oil extracted from different processing methods. *International Food Research Journal* 19 (3), 837-845.
- Michalska A., A. Wojdyło, B. Bogucka. 2016. The influence of nitrogen and potassium fertilisation on the content of polyphenolic compounds and antioxidant capacity of coloured potato *Journal of Food Composition and Analysis* 47 (2016) 69-75
- Mustafa H., N. Batoool, Z. Iqbal, E. Hasan and T. Mahmood. 2015. Effect of Fruit Position and Variable Temperature on Chemical Composition of Seeds in Brassica, Cotton, Sunflower and Maize Crops *Researcher* 7(11).
- Nandi S, S. Gangopadhyay, S. Ghosh. 2005. Production of medium chain glycerides from coconut and palm kernel fatty acid distillates by lipase- catalyzed reaction. *Enzyme and Microbial Technology* 36, 725-728.
- Nevin, K., Rajamohan, T. 2004. Beneficial effects of virgin coconut oil on lipid parameters and in vitro LDL oxidation. *Clinical Biochemistry*. 37: 830-835.
- Nevin, K., Rajamohan, T. 2006. Virgin coconut oil supplemented diet increases the antioxidant status in rats. *Food Chemistry*. 99: 260-266.
- Oropeza, C., Cordova, I., Chumba, A., Narváez, M., Sáenz, L., Ashburner, R., Harrison, N. 2011. Phytoplasma distribution in coconut palms affected by lethal yellowing disease. *Annals of Applied Biology*. 159: 109-117.
- Padilha, H. K. M., Pereira, E. d. S., Munhoz, P. C., Vizzotto, M., Valgas, R. A., Barbieri, R. L. 2015. Genetic variability for synthesis of bioactive compounds in peppers (*Capsicum annuum*) from Brazil. *Food Science and Technology*. 35: 516-523.
- Park, P., Goins, R. 1994. In situ preparation of fatty acid methyl esters for analysis of fatty acid composition in foods. *Journal of Food Science*. 59: 1262-1266.
- Petropoulos, S. A., Karkanis, A., Martins, N., & Ferreira, I. C. F. R. 2016. Phytochemical composition and bioactive compounds of common purslane (*Portulaca oleracea* L.) as affected by crop management practices. *Trends in Food Science & Technology*, 55, 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2016.06.010>.
- Petropoulos, S. A., Fernandes, Â., Vasileios, A., Ntatsi, G., Barros, & I. Ferreira. 2018. Chemical composition and antioxidant activity of *Cichorium spinosum* L. leaves in relation to developmental stage. *Food Chemistry*, 239, 946-952. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.043>.
- Pola, W., Sugaya, S., Photchanachai, S. 2020. Influence of ostarvest temperatures on carotenoid biosynthesis and phytochemicals in mature green chili (*Capsicum annuum* L.). *Antioxidants*. 9: 203.

- Roopan, S. M. 2016. An overview of phytoconstituents, biotechnological applications, and nutritive aspects of coconut (*Cocos nucifera*). *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 179(8), 1309-1324. doi: 10.1007/s12010-016-2067-y
- Rasheed, H. M., Khan, T., Wahid, F., Khan, R., Shah, A. J. 2015. Chemical composition and vasorelaxant and antispasmodic effects of essential oil from *Rosa indica* L. petals. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*. 2015: 1-9.
- Romero, F., Martínez-Madrid, M., Pretel, M.T. 2006. Factores precosecha determinantes de la calidad y conservación de productos agrarios. V Simposio Ibérico VIII Nacional De Maduración Y Postrecolección. Orihuela Alicante, España, pp. 91-96.
- SAGARPA. 2014. Guía Técnica para la descripción varietal de cocotero (*Cocos nucifera* L.).
- Salunkhe, D., Kadam, S. 1995. *Handbook of fruit science and technology: production, composition, storage, and processing*. New York, USA CRC press.
- Sammy S. R., B. Freire de Aquino y J. Duarte de Freitas. 2008. Evaluación de la producción de palma de coco (*Cocos nucifera*) bajo fertirrigación con diferentes dosis de nitrógeno y potasio. *Agronomía Colombiana* 26(1), 127-133
- SIAP. 2017. Estadísticas de producción agrícola. Gobierno de México.
- SIAP. 2019. Estadísticas de producción agrícola. Gobierno de México.
- Singleton V.L., Rossi J.A. 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic phosphotungstic acid reagents. *Am J Enol Viticult* 16: 144-158.
- Tremolieres A, Dubacq JP, Drapier D. 1982. Unsaturated fatty acids in maturing seeds of sunflower and rape: regulation by temperature and light intensity. *Phytochemistry* 21: 41 - 45.
- USDA. 2020. United States Department of Agriculture. Retrieved from <https://plants.usda.gov>
- Wahyuni, Y., Ballester, A.-R., Sudarmonowati, E., Bino, R. J., Bovy, A. G. 2013. Secondary metabolites of *Capsicum* species and their importance in the human diet. *Journal of Natural Products*. 76: 783-793.
- Yin X, X. Fu, H. Cheng, Wusigale, L. Liang. 2020. α -Tocopherol and naringenin in whey protein isolate particles: Partition, antioxidant activity, stability and bioaccessibility. *Food Hydrocolloids* 106 (2020) 105895
- Zhu Y., Kerry L. Wilkinson, M. Wirthensohn. 2017 Changes in fatty acid and tocopherol content during almond (*Prunus dulcis*, cv. Nonpareil) kernel development. *Scientia Horticulturae* 225:150-155