



Revista Internacional de Investigación e Innovación Tecnológica

Página principal: www.riit.com.mx

Extractos de semilla y cáscara de guanábana (*Annona muricata* L.): evaluación fitoquímica Soursop (*Annona muricata* L.) seed and peel extracts: phytochemical evaluation

Hernández-Guerrero, S.E.¹, López-Guzmán, G.G.^{2*}, Balois-Morales, R.³, De los Santos-Santos, M.A.³, Chavarin-Pérez, V.⁴, Magaña-Cervantes, M.G.⁵, Vázquez-Martínez, K.G.⁶

¹ Estancias postdoctorales, CONAHCyT-becarios investigadores, Universidad Autónoma de Nayarit, México.

² Unidad Académica de Agricultura. Carretera Tepic-Compostela Km. 9. C.P. 63780. Jalisco.

³ Unidad de Tecnología de Alimentos, Universidad Autónoma de Nayarit, Ciudad de la Cultura, C. P. 63000, Tepic, Nayarit, México.

⁴ Universidad Tecnológica de la Costa, DICA, Carretera Santiago entronque internacional No. 15 km 5, Santiago Ixcuintla Nayarit, México.

⁵ Universidad de la Ciénega del Estado de Michoacán de Ocampo Av. Universidad No. 3000, Lomas de la Universidad, C. P. 59103. Sahuayo Michoacán, México.

⁶ Universidad de Guadalajara, CUCEI Blvd. Gral. Marcelino García Barragán No. 1421, Olímpica, C. P. 44430, Guadalajara, Jalisco, México.

sara_hernandez@uan.edu.mx, graciela.lopez@uan.edu.mx*; rmbalois@uan.edu.mx; miguel.delossantos@uan.edu.mx; vladimir.chavarin02@outlook.com; lupitamaganacervantes@gmail.com; kevin.vazquez8770@alumnos.udg.mx

Innovación tecnológica: Alternativa sostenible para la obtención de extractos vegetales.

Área de aplicación: Fitoquímica.

Recibido: 07 diciembre 2023

Aceptado: 22 mayo 2024

Abstract

Depending on environmental conditions, plants have developed defense mechanisms such as secondary metabolites for in order to adapt to environmental conditions. Several studies on soursop extracts have reported antimicrobial, antiprotozoal, anti-inflammatory, antioxidant, cytotoxic and insecticidal properties. Therefore, a phytochemical evaluation of soursop peel and seed extracts obtained with methanol at 100 % and 80 %, and ethanol at 96 %, 80 % and 70 % was proposed to be used in alternative methods for the control of fungal diseases in post-harvest, in addition to providing an alternative to the use of soursop fruit residues. Qualitative and quantitative analyses of secondary metabolites were performed by colorimetry for phenols and tannins, flavonoids, quinones, terpenoids, steroids, saponins and alkaloids, and spectrophotometry for total soluble

phenols, tannins, flavonoids, chlorophylls, and total carotenoids. The following nomenclature was assigned to each of the extracts obtained: The methanol extracts at 100 and 80 % were assigned MET 100 and MET 80, and the ethanolic extracts at 96, 80 and 70 % were assigned ET 96, ET 80, and ET 70 respectively. For the determination of chlorophyll *a*, chlorophyll *b* and total carotenoids, methanol at 100 and 90 % and ethanol at 95 % were used as solvents, assigning MET 100, MET 90 and ET 95 as nomenclature.

A positive qualitative phytochemical screening for phenols, tannins, flavonoids, quinines, steroids, saponins and alkaloids was obtained in peel extracts (MET 100 and 80, ET 96, 80 and 70) while seed extracts (MET 100 and 80, ET 96, 80 and 70) were positive for flavonoids and alkaloids, however, the determination of quinines was negative in these same extracts. ET 70 presented high phenol content (137.96 mg EAG g.p.s.⁻¹) in the soursop peel extract and in the seed sample, ET 80 obtained high phenol content (36.45 mg EAG. g.p.s.⁻¹), with a $P > 0.05$. On the other hand, ET 70 and ET 80 had a high tannin content (62.71 mg EAG.g.p.s.⁻¹) in peel and 22.99 mg EAG.g.p.s.⁻¹ in soursop seed with a $P > 0.05$. The flavonoid content in the ET 70 extract was 92.69 mg ER g.p.s.⁻¹ in peel and in soursop seed, MET 80 extract, obtained 20.85 mg ER.g.p.s.⁻¹ with a $P \geq 0.05$ between the extracts evaluated. Regarding the total chlorophyll content, a high content was obtained in peel (23.79 $\mu\text{g. g}^{-1}$) when compared to total chlorophyll content in soursop seed (2.46 $\mu\text{g. g}^{-1}$) presenting a statistical difference (3.48; $P \geq 0.05$). As for the content of carotenoids present in soursop peel, the value was 4.67 $\mu\text{g. g}^{-1}$ while in seed it was 0.41 $\mu\text{g. g}^{-1}$. In soursop peel extracts (qualitative) with solvent (80 % methanol) the presence of phenols, tannins, flavonoids, quinines, terpenoids, steroids, saponins and alkaloids was detected. Seed extracts (quantitative) with 80 % ethanol and peel with 70 % ethanol showed a high content of total soluble phenols, tannins, and flavonoids. Extracts with high chlorophyll content were shell with 100 % methanol and seed with 90 % methanol, for carotenoids, seed with 95 % ethanol.

Key words: Annonaceae, Ethanol, Methanol, Ultrasound.

Resumen

Las plantas para su adaptación, dependiendo de las condiciones ambientales, han desarrollado mecanismos de defensa como son los metabolitos secundarios. Diversos estudios en extractos de guanábana han reportado propiedades antimicrobianas, antiprotozoarias, antiinflamatorias, antioxidantes, citotóxicas e insecticidas. Por ello, se propuso realizar una evaluación fitoquímica de extractos de cáscara y semilla de guanábana obtenidos con metanol al 100 y 80 %, y etanol al 96, 80 y 70 % para ser utilizados en métodos alternativos de control de enfermedades fúngicas en postcosecha, además de brindar una alternativa al uso de residuos derivados del fruto de guanábana. Se realizaron análisis cualitativos y cuantitativos de metabolitos secundarios, mediante colorimetría para fenoles y taninos, flavonoides, quininas, terpenoides, esteroides, saponinas y alcaloides y espectrofotometría para fenoles solubles totales, taninos, flavonoides, clorofilas y carotenoides totales. La siguiente nomenclatura se le asignó a cada uno de los extractos obtenidos: A los extractos de metanol al 100 y 80 % se les asignó MET 100 y MET 80, y a los extractos

etanólicos al 96, 80 y 70 %, se les fue asignando ET 96, ET 80 y ET 70 como nomenclatura. Para la determinación de clorofila *a*, clorofila *b* y carotenoides totales se utilizaron los solventes metanol al 100 y 90 %, y etanol al 95 % asignando la nomenclatura MET 100, MET 90 y ET 95 respectivamente.

Se obtuvo un tamizaje fitoquímico cualitativo positivo a fenoles, taninos, flavonoides, quininas, esteroides, saponinas y alcaloides en extractos de cáscara (MET 100 y 80, ET 96, 80 y 70) mientras que los extractos de semilla (MET 100 y 80, ET 96, 80 y 70) fueron positivos a flavonoides y alcaloides, no obstante, la determinación de quininas fue negativa en estos mismos extractos. ET 70 presentó alto contenido de fenoles (137.96 mg EAG g.p.s.⁻¹) en el extracto de cáscara de guanábana y en la muestra de semilla, ET 80 obtuvo alto contenido de fenoles (36.45 mg EAG.g.p.s.⁻¹), con una $P > 0.05$. Por otro lado, ET 70 y ET 80 presentaron alto contenido de taninos (62.71 mg EAG.g.p.s.⁻¹) en cáscara y 22.99 mg EAG.g.p.s.⁻¹, en semilla de guanábana con una $P > 0.05$. El contenido de flavonoides en el extracto ET 70 fue de 92.69 mg ER g.p.s.⁻¹ en cáscara y en semilla de guanábana, MET 80 obtuvo 20.85 mg ER.g.p.s.⁻¹ con una $P \geq 0.05$ entre los extractos evaluados. Respecto al contenido de clorofilas totales, se obtuvo un alto contenido en cáscara (23.79 $\mu\text{g. g}^{-1}$) al ser comparado con el contenido de clorofilas totales en semilla de guanábana (2.46 $\mu\text{g. g}^{-1}$) presentando una diferencia estadística (3.48; $P \geq 0.05$). En cuanto al contenido de carotenoides presentes en la cáscara de guanábana, el valor fue de 4.67 $\mu\text{g. g}^{-1}$ mientras que en semilla fue de 0.41 $\mu\text{g. g}^{-1}$. En extractos de cáscara de guanábana (cualitativo) con solvente (metanol al 80 %) se detectó la presencia de fenoles, taninos, flavonoides, quininas, terpenoides, esteroides, saponinas y alcaloides. En extractos de semilla (cuantitativo) con etanol al 80 %, y cáscara con etanol al 70 % presentaron alto contenido de fenoles solubles totales, taninos y flavonoides. Los extractos con alto contenido de clorofila fueron cáscara con metanol al 100 % y semilla con metanol al 90 %; para carotenoides, semilla con etanol al 95 %.

Palabras Clave: Annonaceae, Etanol, Metanol, Ultrasonido.

1. Introducción

Las plantas han desarrollado mecanismos de defensa y plasticidad en donde la producción de metabolitos secundarios contribuye a la atracción de polinizadores y a la protección de las plantas en contra de factores bióticos (animales, plantas, hongos, bacterias, protistas) y abióticos (temperatura, agua, suelo, aire, luz solar) presentes en el entorno donde se propagan (Jiménez-Zurita *et al.*, 2016; Flores *et al.*, 2008).

La guanábana (*Annona muricata* L.) es una planta nativa de las zonas tropicales cálidas del Sur y de Norte América, produce un fruto

comestible de color verde oscuro con protuberancias estilares (Errayes *et al.*, 2020; Jiménez-Zurita *et al.*, 2023). México destina 3,378.49 ha para el cultivo de guanábana, posicionándose como el principal productor de este fruto, siendo Nayarit el estado que aporta la mayor parte de la producción con 2,464 ha sembradas y valuada en 322 millones de pesos, de acuerdo con los datos del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2022).

Diversos estudios en extractos de guanábana, reportan propiedades antimicrobianas, citotóxicas, antiprotazoarias,

antiinflamatorias, antioxidantes e insecticidas, identificándose 212 compuestos bioactivos entre los que se destacan terpenoides, esteroides, alcaloides, acetogeninas, compuestos fenólicos y saponinas, cuya presencia o concentración varía en cada órgano estructural (raíz, corteza, hoja, flor, pulpa y semilla) durante cada etapa fenológica de la planta, técnica utilizada para la obtención del extracto así como tipo de solvente (Coria-Tellez *et al.*, 2018; Abdel *et al.*, 2019; León-Fernández *et al.*, 2021).

Existen diferentes métodos para la extracción de metabolitos presentes en las plantas, destacando los métodos no convencionales que sustituyen a los métodos convencionales; algunos de los métodos no convencionales incluyen campos de los pulsos eléctricos, microondas, calentamiento óhmico y ultrasonido, siendo uno de los métodos más eficientes la extracción asistida por ultrasonido (EAU) debido al colapso de las burbujas formadoras de cavitación que rompen las paredes celulares (Corona-Jiménez *et al.*, 2016; Nolasco-González *et al.*, 2022).

Por otro lado, los frutos son altamente susceptibles a las enfermedades poscosecha lo que provoca pérdidas considerables debido a un mal manejo poscosecha, daños físicos y daños mecánicos en los frutos. Para el control de enfermedades en frutos poscosecha se utilizan fungicidas químicos que son eficientes y económicos; sin embargo, pueden incrementar la resistencia de las especies fúngicas y de los residuos químicos, los cuales son considerados como una amenaza para el consumidor y el medio ambiente (Oztekin *et al.*, 2023).

Considerando la importancia que tiene el fruto de guanábana en el estado de Nayarit y los reportes acerca de las múltiples propiedades que poseen los extractos

obtenidos de este fruto, se propuso realizar una evaluación fitoquímica de extractos de cáscara y semilla de guanábana obtenidos con metanol al 100 y 80 %, y etanol al 96, 80 y 70 % para ser utilizados en investigaciones futuras como método alternativo en el control de enfermedades fúngicas en poscosecha, además de brindar una alternativa al uso de residuos derivados del fruto de guanábana.

2. Materiales y métodos

Material vegetal

Se recolectaron frutos de guanábana en los huertos del municipio de Venustiano Carranza, Nayarit, México (21°31' 6.0" N y 104° 59' 10.0" O) en el mes de noviembre del 2022. Los frutos fueron trasladados a la Unidad de Tecnología de Alimentos (UTA) de la Universidad Autónoma de Nayarit (UAN).

Los frutos fueron sumergidos en una solución de hipoclorito sódico (NaClO_3) al 1 % durante 3 min, con la finalidad de eliminar los microorganismos patógenos y remover restos de contaminantes presentes de campo. Posteriormente, los frutos se enjuagaron con agua de grifo y se dejaron secar durante 30 minutos en papel absorbente hasta la evaporación del agua. De un lote de frutos de guanábana (madurez fisiológica) se les desprendió la cáscara, la cual fue tratada con una solución de ácido cítrico al 1 % (p/v). De un segundo lote de frutos (madurez de consumo) se obtuvo la semilla de guanábana, se permitió al fruto llegar a la madurez de consumo. El material obtenido (cáscara y semilla de guanábana) se llevó a secado en un horno de convección forzada (MMM Venticell VC 55 ECO, Germany) a 25 °C. La cáscara se dejó en secado por un periodo de 3 d, mientras que, para la semilla fue un periodo de 7 d (hasta peso constante). Posteriormente, la cáscara y semilla, se trituraron, por separado, en un procesador de alimentos (Oster, E.U.A.) y se conservó a -20 °C para su posterior uso.

Obtención de extractos

En la presente investigación, se emplearon dos solventes a diferentes concentraciones: Metanol al 100 y 80 %, y Etanol al 96, 80 y 70 %; a 10 g de muestra (cáscara o semilla) se le adicionaron 100 mL de solvente. La mezcla (material seco más solvente) se llevó a baño ultrasónico (Luzerner modelo CD-4820, China) a 35 kHz y 160 W durante 32 min (4 ciclos de 8 min), y a continuación, se centrifugó a 4508 x g/15 min/4 °C en una centrifuga HERMLE® modelo Z326K (Wehingen, Germany), recuperando el sobrenadante y éste se llevó a una segunda centrifugación a 6136 x g/15 min/4 °C. El sobrenadante se filtró utilizando filtros Whatman No. 1 y 5, así como filtros de jeringa de polivinilideno fluoruro (PVDF) de 0.45 µm con base a la metodología de Hernández-Guerrero *et al.* (2020), con modificaciones. El solvente fue evaporado en un sistema de flujo de aire continuo de acuerdo con la metodología reportada por Zavaleta-Espejo *et al.* (2019) a 26 °C por un periodo de 72 h para los extractos etanólicos y 96 h para los extractos metanólicos, hasta la obtención de extractos semisólidos. Los extractos obtenidos fueron conservados en frascos ámbar a -20 °C para su uso posterior. La siguiente nomenclatura se le asignó a cada uno de los extractos obtenidos: A los extractos de metanol al 100 y 80 % se les asignó MET 100 y MET 80 y a los extractos etanólicos al 96, 80 y 70 %, se le asignó la nomenclatura de ET 96, ET 80 y ET 70 respectivamente.

Análisis fitoquímico cualitativo

El cribado fitoquímico de cáscara y semilla de guanábana se llevó a cabo mediante métodos estandarizados descritos por Sofowara (1993), Harborne (1998) y Evans (2009) indicando la presencia o ausencia de metabolitos secundarios mediante el sistema de cruces. Se tomó 0.1 g de cada extracto

obtenido y se diluyó en 10 mL (solución madre) del respectivo solvente (MET100 y 80, ET 96, 80 y 70). De la solución madre, se tomó una alícuota de 500 µL para la detección de cada uno de los fitoquímicos. Para evaluar los compuestos fenólicos y taninos, se utilizó el reactivo FeCl₃ al 10 %, para detectar flavonoides, se utilizó NaOH al 20 %; para quininas NaOH al 1 %. Así mismo, para terpenoides y esteroides se utilizó H₂SO₄ concentrado; y para saponinas, se utilizó agua destilada, agitando vigorosamente por un minuto, generando una espuma estable y duradera. Para la presencia de alcaloides se utilizó el reactivo de Mayer's, los análisis se realizaron por triplicado.

Análisis fitoquímico cuantitativo

La determinación cuantitativa se realizó por triplicado realizando diluciones de la solución madre (1 a 15 v/v para cáscara y 1 a 5 v/v para semilla) de cada extracto obtenido. Las muestras se colocaron en microplacas ELISA de 96 pocillos utilizando un espectrofotómetro Thermo Scientific™ Multiskan™ GO Microplate para las lecturas de absorbancia.

Fenoles solubles totales: Para la cuantificación de los fenoles solubles totales se utilizó el reactivo de Folin y NaCO₃ al 7.5 %. Se tomaron lecturas de absorbancia a 765 nm de acuerdo con la metodología propuesta por Maksimović *et al.* (2005). Los resultados se expresaron mg EAG.g p.s⁻¹. Se utilizó una curva estándar de ácido gálico con concentraciones de (0-100 mg/L).

Taninos totales: Se determinaron utilizando los reactivos Folin + PVPP (polivinilpolipidorrilona) y NaCO₃ al 7.5 %. de acuerdo con la metodología descrita por Makkar (2003). Las absorbancias se leyeron a 765 nm. Se utilizó una curva estándar de ácido gálico con concentraciones de (0-100 mg/L). Los resultados se expresaron en mg

EAG/g.p.s.⁻¹. El contenido de Taninos Totales se calculó con la siguiente fórmula:

$$\text{Taninos totales} = \text{Fenoles totales} - \text{Fenoles no taninos}$$

Flavonoides totales: Con base a la metodología sugerida por Zhishen *et al.*, (1999), se realizó una curva de referencia con rutina en metanol puro de 0 a 400 mg/L. Los flavonoides totales se cuantificaron utilizando los reactivos NaNO₃ al 15 %; AIC₃ al 10 % y NaOH al 4 %. Las absorbancias se midieron a 510 nm. Los resultados fueron expresados mg ER/100 g p.s.⁻¹.

Carotenoides: Se utilizaron dos solventes asignándoles la nomenclatura a metanol al

100 % de MET 100, a metanol al 90 % MET 90 y ET 95 a etanol al 95 % para la cuantificación de clorofila *a*, *b* y carotenoides totales. Este procedimiento se llevó a cabo con base a la metodología propuesta por (Branisa *et al.*, 2014). Se pesaron 0.1 g de muestra seca y pulverizada (cáscara y semilla de guanábana) y se adicionaron 10 mL del solvente extractante (MET 100, MET 90 y ET 95); la mezcla fue llevada a baño ultrasónico por 8 min. Posteriormente, las mezclas obtenidas se centrifugaron en una microcentrifuga Sigma modelo 1-14K (Osterode, Germany) a 7378 g/10min/4 °C. Las absorbancias se leyeron de acuerdo con el solvente utilizado como lo determina Lichtenthaler (1987) (tabla 1).

Tabla 1. Fórmulas utilizadas en para la determinación de clorofila *a*, *b* y carotenoides totales.

Solvente	Fórmula
MET 100	C_a (µg/mL) = 13.36A ₆₆₅ - 2.79A ₆₅₂
	C_b (µg/mL) = 34.09A ₆₅₂ - 15.28A ₆₆₅
	C_{a+b} (µg/mL) = 1.44A ₆₆₅ + 24.93A ₆₅₂
	C_{x+c} (µg/mL) = (1000A ₄₇₀ - 1.91C _a - 95.15C _b) / 225
MET 90	C_a (µg/mL) = 16.82A ₆₆₅ - 9.28A ₆₅₂
	C_b (µg/mL) = 36.92A ₆₅₂ - 16.54A ₆₆₅
	C_{a+b} (µg/mL) = 0.28A ₆₆₅ + 27.64A ₆₅₂
	C_{x+c} (µg/mL) = (1000A ₄₇₀ - 1.91C _a - 95.15C _b) / 225
ET 95	C_a (µg/mL) = 13.36A ₆₆₄ - 5.19A ₆₄₈
	C_b (µg/mL) = 27.43A ₆₄₈ - 8.12A ₆₆₄
	C_{a+b} (µg/mL) = 5.24A ₆₆₄ + 22.24A ₆₄₈
	C_{x+c} (µg/mL) = (1000A ₄₇₀ - 2.13C _a - 97.64C _b) / 225

Donde la fórmula de C_a permite obtener la concentración de clorofila *a*; C_b obtener la concentración de clorofila *b*, y C_{a+b} para la obtención de clorofilas totales, mientras que de la fórmula C_{x+c} se obtiene el total de carotenoides.

3. Análisis estadístico

Se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo factorial. Los resultados se analizaron con un ANOVA y comparación de medias mediante la prueba Tukey ($P \leq 0.05$) para la detección de diferencias estadísticas significativas utilizando el software

Statistical Analysis System (SAS V. 9.2. Castillo, 2011).

4. Resultados y discusión

Los rendimientos de MET 100 y 80; ET 96, 80 y 70 de cáscara, y semilla de guanábana oscilaron entre el 5 y 11.9 % a una proporción de 1:10, siendo MET 80 el solvente que presentó mayor efectividad en cáscara de guanábana (11.9 %) en cuanto a rendimiento se refiere; en cambio, en semilla de guanábana, el solvente que presentó el rendimiento más alto fue ET 70 (8 %) (Tabla 2). En un estudio realizado por Orak *et al.* (2019), donde compararon extractos

obtenidos con solventes de polaridad creciente en pulpa de frutos, subproductos (cáscara y semilla) y hojas de guanábana utilizando el método de extracción Soxhlet a una proporción de 1:3. Los investigadores obtuvieron un 16.50 % de rendimiento para el extracto de cáscara de guanábana; mientras que, para la semilla de guanábana con el mismo solvente (metanol), obtuvieron 3.66 %, valores que difieren con la presente

investigación. De acuerdo con Aguilar-Hernández *et al.* (2019), la eficacia de la extracción dependerá de las condiciones del ultrasonido y el material vegetal, ya que el efecto del ultrasonido altera sus propiedades físicas y químicas del material vegetal a causa del fenómeno de cavitación el cual facilita la liberación de los compuestos extraíbles y mejora el transporte de masa al alterar las paredes celulares.

Tabla 2. Rendimiento de extractos obtenidos de cáscara y semilla de *A. muricata* L. utilizando metanol al 100 y 80 % y etanol al 96, 80 y 70 % como solvente.

Muestra vegetativa	Solvente	Peso muestra (g)	Solvente (mL)	Extracto recuperado	Rendimiento
Cáscara	MET 100	10	100	0.93	9.3 %
	MET 80	10	100	1.19	11.9 %
	ET 96	10	100	0.53	5.3 %
	ET 80	10	100	0.56	5.6 %
	ET 70	10	100	0.91	9.1 %
Semilla	MET 100	10	100	0.52	5.2 %
	MET 80	10	100	0.67	6.7 %
	ET 96	10	100	0.73	7.3 %
	ET 80	10	100	0.62	6.2 %
	ET 70	10	100	0.80	8 %

Análisis cualitativo

En los extractos de cáscara y semilla de guanábana (tabla 3) se muestra la presencia de diferentes metabolitos secundarios tales como fenoles, flavonoides, quininas, terpenoides, esteroides, alcaloides y saponinas. Se obtuvo un tamizaje fitoquímico cualitativo positivo a fenoles, taninos, flavonoides, quininas, esteroides, saponinas y alcaloides en extractos de cáscara (MET 100 y 80, ET 96, 80 y 70). Del mismo modo, los extractos de semilla (MET 100 y 80, ET 96, 80 y 70) fueron positivos a flavonoides y alcaloides; no obstante, la determinación de quininas en estos mismos tratamientos fue negativa. Los compuestos fenólicos contribuyen a la actividad antioxidante de la planta (Zhou *et al.*, 2011). Los taninos hidrolizables, son metabolitos secundarios que se consideran una combinación fenólica los cuales tienen la característica de poder

unirse a proteínas incluyendo compuestos básicos y moléculas de gran tamaño fortaleciendo la resistencia a ataques de bacterias y hongos en la planta (Dehghanian *et al.*, 2022). Por otro lado, la presencia de flavonoides en los extractos de cáscara y semilla de guanábana se atribuye a que los flavonoides son compuestos no lipofílicos, por lo que se obtiene un mayor contenido de éstos al utilizar solventes polares (Escamilla *et al.*, 2009). Algunas de las plantas son conocidas por producir alcaloides tóxicos que sirven como repelente a depredadores y parásitos. De la guanábana se han extraído alcaloides tanto de la raíz como de las hojas, semillas y pulpa; sin embargo, el contenido de alcaloides en la cáscara de guanábana ha sido poco estudiado (Aguilar-Hernández *et al.*, 2020). La presencia de los metabolitos secundarios que se abordan en este proyecto ha sido reportada en diferentes partes de la

planta de guanábana: raíces, hojas, pulpa, inflorescencia (León-Fernández *et al.*, 2021; Dilrikshi *et al.*, 2020) e incluso en otras

especies de *Annona* (Sánchez-González *et al.*, 2019; Anaya-Esparza *et al.*, 2020).

Tabla 3. Tamizaje fitoquímico de extractos metanólicos, etanólicos e hidroalcohólicos de cáscara y semilla de *A. muricata* L.

Compuesto fitoquímico	Extracto									
	Cáscara					Semilla				
	Metanol (%)		Etanol (%)			Metanol (%)		Etanol (%)		
	100	80	96	80	70	100	80	96	80	70
Fenoles y taninos	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+
Flavonoides	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Quininas	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-
Terpenoides	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-
Esteroides	+	+	+	+	+	-	+	-	-	+
Saponinas	+	+	+	-	+	+	+	+	-	+
Alcaloides	-	+	-	+	-	+	+	+	+	+

Presencia (+), Ausencia (-).

Análisis Cuantitativo

Los compuestos fenólicos tienen una serie de funciones metabólicas en el crecimiento y reproducción de las plantas, en la protección contra patógenos externos, así como la protección de factores de estrés, la radiación UV y depredadores (Aguilar- Hernández *et al.*, 2019; Peñarrieta *et al.*, 2014). Los taninos son moléculas complejas conformadas por alrededor de 12 a 16 grupos fenólicos, lo que les otorga gran capacidad de interaccionar con otras moléculas de interés biológico (Hassanpour *et al.*, 2011). De acuerdo con los resultados (tabla 4) en cáscara de guanábana (ET 70) presentó alto contenido de fenoles (137.96 mg EAG. g.p.s.⁻¹) y en semilla (ET 80) fue el extractante con alto contenido de fenoles (36.45 mg EAG. g.p.s.⁻¹), presentando una diferencia estadística significativa ($P > 0.05$). En la investigación de Manochai *et al.* (2018) utilizaron como solvente etanol al 96 % para la extracción de fenoles en pulpa de *Annona squamosa* L. ‘Sugar apple’ obteniendo como resultado 140.4 mg EAG.g.p.s.⁻¹, donde se puede apreciar que son resultados cercanos a los obtenidos en la presente investigación con etanol al 70 % en cáscara de guanábana (137.96 mg EAG.g.p.s.⁻¹). En la tabla 3, se

evidencia que el extracto ET 70 presentó mayor contenido de taninos en cáscara de guanábana (62.71 mg EAG.g.p.s.⁻¹) y en semilla ET 80 es el extracto con mayor presencia de taninos (22.99 mg EAG.g.p.s.⁻¹), obteniendo una diferencia estadística ($P > 0.05$). La presencia de taninos se debe a que son metabolitos secundarios de las plantas que los caracteriza por ser solubles en agua y alcohol (Herrera-Fuentes *et al.*, 2017); con base a la investigación reportada por Zárate-Martínez *et al.* (2021) se puede inferir que los taninos están presentes en cáscara, semilla y pulpa de guanábana. En el presente estudio se obtuvo un mayor contenido de flavonoides en el extracto ET 70 en cáscara (92.69 mg ER g.p.s.⁻¹) y en semilla, el contenido en el extracto MET 80 fue de 20.85 mg ER.g.p.s.⁻¹ con una diferencia estadística ($P \geq 0.05$) entre los extractos evaluados (tabla 4). Los resultados obtenidos en esta investigación con el extracto ET 96 en cáscara de guanábana fue de 73.32 mg ER g.p.s.⁻¹ mostrando una diferencia con los datos reportados por Zavaleta *et al.* (2005) donde realizaron una determinación de flavonoides en pulpa de Olluco (*Ullucus tuberosus*) utilizando etanol 96 % donde obtuvieron 0.1422 mg ER g.p.s.⁻¹ Los flavonoides son

compuestos que constituyen uno de los grupos más característicos y extensos de las plantas superiores; se encuentran normalmente en las vacuolas y su concentración generalmente es determinada

por factores exógenos (luz solar, lugar de cultivo, entre otros) así como de factores endógenos tales como la edad de la planta y su variabilidad genética (Piffer *et al.*, 2023; Esquinca *et al.*, 2005).

Tabla 4. Contenido de fenoles, taninos totales y flavonoides presentes en cáscara y semilla de guanábana.

Muestra vegetativa	Solvente	Fenoles solubles totales mg EAG/g.p.s.	Taninos totales mg EAG/g.p.s.	Flavonoides totales mg ER/g.p.s.
Cáscara	MET100	85.77 ± 8.23 b	25.04 ± 8.29 c	75.86 ± 2.50 a
	MET 80	65.31 ± 5.17 d	12.82 ± 4.89 c d	53.12 ± 9.38 b c
	ET 96	110.25 ± 5.61 b	42.85 ± 7.15 b	73.32 ± 21.36 a b
	ET 80	108.65 ± 4.46 b	14.65 ± 9.39 c d	41.43 ± 0.99 c d
	ET 70	137.96 ± 0.0 a	62.71 ± 2.20 a	92.69 ± 1.88 a
Semilla	MET 100	34.04 ± 5.66 e	16.11 ± 8.61 c d	6.24 ± 0.96 e
	MET 80	27.75 ± 0.18 e f	14.61 ± 0.68 c d	20.85 ± 3.34 d e
	ET 96	19.48 ± 3.88 f	4.86 ± 4.26 d	3.47 ± 0.24 e
	ET 80	36.45 ± 4.49 e	22.99 ± 5.35 c	20.57 ± 1.93 d e
	ET 70	31.75 ± 1.09 e f	17.55 ± 0.58 c d	5.41 ± 1.05 e
	CV	5.01	5.01	4.53
	DMS	13.38	17.31	13.31

Literales iguales por columna no difieren estadísticamente (Tukey, $P \geq 0.05$).

Los frutos poseen una alta concentración de pigmentos fácilmente identificables por sus colores característicos, tal es el caso de las clorofilas que se caracterizan por el color verde y están directamente relacionadas con la fotosíntesis de las plantas, algas y bacterias fotosintéticas. Los carotenoides son tetraterpenos constituidos por unidades múltiples de isopreno con un anillo de ciclohexano sustituido e insaturado en cada uno de los extremos (Carranco *et al.*, 2011). En este estudio se cuantificó el contenido de clorofilas y carotenoides totales presentes en las muestras de semilla y cáscara de guanábana, observando un mayor contenido de clorofilas totales en cáscara de guanábana (23.79 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) que en semilla de guanábana (2.46 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) presentando una diferencia estadística significativa ($P \geq 0.05$) (tabla 5), esto debido a que la concentración de clorofila es mayor en frutos que presentan el color verde en la cáscara durante el proceso de maduración (Arteaga Dalgo *et al.*, 2014; Jiménez-Zurita *et al.*, 2017), mientras que, Andrade-Cuvi *et al.* (2021) reportan que el contenido de clorofila es menor en la semilla

de naranjilla (*Solanum quitoense* L.) que en la cáscara del mismo fruto. Los carotenoides pueden acumularse en los plastidios que se encuentran en fruta, flor, raíz y semilla (Howitt y Pogson, 2006) y son precursores para la síntesis de ácido abscísico (ABA), que se asocia con la dormancia de la semilla (Maluf *et al.*, 1997). Branisa *et al.*, (2014) reportan el contenido de carotenoides totales en fresa (2.10 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$), frambuesa (10.40 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) y albaricoque (16.27 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$), donde al compararlo con los datos obtenidos en la presente investigación, se obtuvo un valor de 4.67 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ en el contenido de carotenoides presentes en la cáscara de guanábana (tabla 5); cifra mayor a lo reportado en fresa, y menor a lo reportado en albaricoque y frambuesa, mientras que los carotenoides obtenidos en semilla de guanábana (0.41 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) son aún más bajos en comparación con los valores reportados anteriores. Por otro lado, Neta *et al.* (2019) obtuvieron 7.44 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ de carotenoides totales en pulpa de guanábana; sin embargo, en la presente investigación se obtuvieron valores menores

en cáscara y semilla del mismo fruto (4.67 y 0.41 $\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$ respectivamente).

Tabla 5. Contenido de clorofilas y carotenoides totales presentes en cáscara y semilla de guanábana.

Muestra vegetativa	Solvente	Clorofila a $\mu\text{g/g}$	Clorofila b $\mu\text{g/g}$	Clorofilas totales μg	Carotenoides totales μg
Cáscara	MET 100	16.63 \pm 0.17 a	7.16 \pm 0.11 a	23.79 a	4.67 \pm 0.21 a
	MET 90	14.46 \pm 0.1 b	6.95 \pm 0.06 a	21.41 ab	4.41 \pm 0.12 a
	ET 95	12.63 \pm 0.05 b	6.34 \pm 0.03 a	18.97 b	3.40 \pm 0.06 b
Semilla	MET 100	0.34 \pm 0.002 c	0.99 \pm 0.004 b	1.34 c	0.14 \pm 0.009 c
	MET 90	0.48 \pm 0.010 c	1.56 \pm 0.009 b	2.46 c	0.22 \pm 0.01 c
	ET 95	0.38 \pm 0.002 c	0.94 \pm 0.002 b	1.32 c	0.41 \pm 0.007 c
	CV	0.55	0.26	1.50	0.04
	DMS	2.01	1.44	3.48	0.53

Literales iguales por columna no difieren estadísticamente (Tukey, $P \geq 0.05$).

5. Conclusión

En extractos de cáscara de guanábana (cualitativo) con solvente (metanol al 80 %) se detectó la presencia de fenoles, taninos, flavonoides, quininas, terpenoides, esteroides, saponinas y alcaloides. En extractos de semilla (cuantitativo) con etanol al 80 %, y cáscara con etanol al 70 % presentaron alto contenido de fenoles solubles totales, taninos y flavonoides. Los extractos con alto contenido de clorofila fueron cáscara con metanol al 100 % y semilla con metanol al 90 %; para carotenoides, semilla con etanol al 95 %.

6. Agradecimientos

El primer autor agradece al Consejo Nacional de Humanidades Ciencia y Tecnologías (CONAHCyT) por la beca Posdoctoral otorgada.

Referencias

- Jiménez-Zurita, J. O., Balois-Morales, R., Alia-Tejacal, I., Juárez-López, P., Jiménez-Ruíz, E. I., Sumaya-Martínez, T. & Bello-Lara, J. E. (2017). Tópicos del manejo postcosecha del fruto de guanábana *Annona muricata* L. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8(5), 1155–1167. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=263152411012>.
- Flores, R. C., Reyes, L. H., y Guzmán, V. D. H. (2008). *Ecología y medio ambiente*. Cengage Learning Latin America.
- Errayes, A., Mohammed, W. & Darwish, M. (2020). Review of Phytochemical and Medical Applications of *Annona Muricata* Fruits. *Journal of Chemical Reviews*, 2(1), 70-79. <https://doi.org/10.33945/SAMI/JCR.2020.1.5>
- Jiménez-Zurita, J. O., Balois-Morales, R., López-Guzmán, G. G., Palomino-Hermosillo, Y. A. & Bautista-Rosales, P. U. (2023). Guanay-1, Guanay-2 y Guanay-3: nuevas variedades de guanábana para Nayarit. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 14(4), 641-646. <https://doi.org/10.29312/remexca.v14i4.3098>.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (2022). *Anuario estadístico de la producción agrícola*. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>.
- Coria-Téllez, A. V., Montalvo-González, E., Yahia, E. M. & Obledo-Vázquez, E. N. (2018). *Annona muricata*: A comprehensive review on its traditional medicinal uses, phytochemicals, pharmacological activities, mechanisms of action and toxicity. *Arabian Journal of Chemistry* 11(5), 662–691.

- <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2016.01.004>.
7. Abdel-Rahman, T., Hussein, A. S., Beshir, S., Hamed, A. R., Ali, E. & El-Tanany, S. S. (2019). Antimicrobial Activity of Terpenoids Extracted from *Annona muricata* L. Seeds and its Endophytic *Aspergillus niger* Strain SH3 Either Singly or in Combination. *Open access Macedonian Journal of Medical Sciences*, 7(19), 3127–3131. <https://doi.org/10.3889/oamjms.2019.793>.
 8. León-Fernández, A. E., Morales, R. B., Bautista-Rosales, P. U., Palomino-Hermosillo, Y. A., Bello-Lara, J. E. & López-Rivas, C. E. (2021). Extracción de compuestos fitoquímicos de inflorescencia y frutos de guanábana (*Annona muricata* L.). *Acta Agrícola y Pecuaria*, 7(1), Article 1. <http://aap.uaem.mx/index.php/aap/article/view/269>.
 9. Corona-Jiménez, E., Martínez-Navarrete, N., Ruiz-Espinosa, H. & Carranza-Concha, J. (2016). Extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos de semillas de chía (*Salvia hispanica* L.) y su actividad antioxidante. *Agrociencia* 50, 403-412. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952016000400403.
 10. Nolasco-González, Y., Chacón-López, M. A., Ortiz-Basurto, R. I., Aguilera-Aguirre, S., González-Aguilar, G. A., Rodríguez-Aguayo, C., Navarro-Cortez, M. C., García-Galindo, H.S., García-Magaña, M. de L., Meza-Espinoza, L. & Montalvo-González, E. (2022). *Annona muricata* Leaves as a Source of Bioactive Compounds: Extraction and Quantification Using Ultrasound. *Horticulturae*, 8(7), 1-17. <http://dx.doi.org/10.3390/horticulturae8070560>.
 11. Oztekin, S., Dikmetas, D. N., Devecioglu, D., Acar, E. G., & Karbancioglu-Guler, F. (2023). Recent Insights into the Use of Antagonistic Yeasts for Sustainable Biomanagement of Postharvest Pathogenic and Mycotoxigenic Fungi in Fruits with Their Prevention Strategies against Mycotoxins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 71(26), 9923. <https://doi.org/10.1021%2Facs.jafc.3c00315>.
 12. Hernández-Guerrero, S., Balois-Morales, R., Bautista-Rosales, P., Lopez, G., Berumen-Varela, G., Hermosillo, Y. A., Jiménez Zurita, J. O., Bello-Lara, J. & León-Fernández, A. (2020). Identification of Fungal Pathogens of Mango and Soursop Fruits Using Morphological and Molecular Tools and Their Control Using Papaya and Soursop Leaf and Seed Extracts. *International Journal of Agronomy*, 2020, 1-15. <https://doi.org/10.1155/2020/8962328>
 13. Zavaleta, J., Muñoz, AM, Blanco, T., Alvarado-Ortiz, C., & Loja, B. (2005). Capacidad antioxidante y principales ácidos fenólicos y flavonoides de algunos alimentos. *Horizonte Médico*, 5 (2), <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=371637113004>.
 14. Harborne, J.B. (1998). *Phytochemical Methods. A Guide to Modern Techniques of Plant Analysis*. Third edition. Chapman y Hall: London, UK.
 15. Sofowara, A. 1993. *Medicinal Plants and Traditional Medicine in Africa*, Second Edition. John Wiley and Sons Ltd: Ibadan, Nigeria, 191-289.
 16. Evans, W. C. (2009) *Trease and Evan's Pharmacognosy*. 16th edition. Reino Unido: Elsevier Health Sciences.
 17. Maksimović, Z., Malečić, D. & Kovacević, N. (2005). Polyphenol contents and antioxidant activity of Maydis stigma extracts. *Bioresource Technology*, 96(8), 873–877.

- <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2004.09.006>.
18. Makkar HP (2003) *Quantification of tannins in tree and shrub foliage: a laboratory manual*. Springer, New York.
 19. Zhishen, J., Mengcheng, T. & Jianming, W. (1999). The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chemistry*, 64, 555-559. [http://doi:10.1016/s0308-8146\(98\)00102-2](http://doi:10.1016/s0308-8146(98)00102-2).
 20. Branisa, J., Jenisová, Z., Porubská, M., Jomová, K. & Valko M. (2014). Spectrophotometric determination of chlorophylls and carotenoids. An effect of sonication and sample processing. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, 3(2), 61-64. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20143095655>.
 21. Lichtenthaler, H. K. (1987). Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Plant Cell Membranes*, 34, 350-382. [http://doi:10.1016/0076-6879\(87\)48036-1](http://doi:10.1016/0076-6879(87)48036-1).
 22. Castillo M. L. E. (2011). Introducción al SAS® para Windows. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Estado de México. 295 p.
 23. Orak, H. H., Bahrisefit, I. S., Sabudak, T. (2019). Antioxidant Activity of Extracts of Soursop (*Annona muricata* L.) Leaves, Fruit Pulps, Peels, and Seeds. *Polish Journal of Food and Nutrition Sciences*, 69(4), 359-366. <https://doi.org/10.31883/pjfn/112654>.
 24. Aguilar-Hernández, G., García-Magaña, M. D. L., Vivar-Vera, M. D. L. Á., Sáyago-Ayerdi, S. G., Sánchez-Burgos, J. A., Morales-Castro, J., Anaya-Esparza L. M. & Montalvo González, E. (2019). Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds from *Annona muricata* by-products and pulp. *Molecules*, 24(5), 904. <https://doi.org/10.3390/molecules24050904>.
 25. Dehghanian, Z., Habibi, K., Dehghanian, M., Aliyar, S., Lajayer, B. A., Astatkie, T., Minkina, T., & Keswani, C. (2022). Reinforcing the bulwark: unravelling the efficient applications of plant phenolics and tannins against environmental stresses. *Heliyon*. 8(2022) e09094. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e09094>.
 26. Zhou, K., Wang, H., Mei, W., Li, X., Luo, Y., y Dai, H. (2011). Antioxidant activity of papaya seed extracts. *Molecules*, 16(8), 6179-6192. <https://doi.org/10.3390/molecules16086179>.
 27. Escamilla J. C. I., Cuevas Martínez, E. Y. & Fonseca, J. G. (2009). Flavonoides y sus acciones antioxidantes. In *Revista de la Facultad de Medicina UNAM*, 52(2), 73-75. <https://www.medigraphic.com/pdfs/facmed/un-2009/un092g.pdf>.
 28. Aguilar-Hernández, G., Zepeda-Vallejo, L. G., García-Magaña, M. D. L., Vivar-Vera, M. D. L. Á., Pérez-Larios, A., Girón-Pérez, M. I., Coria-Tellez, A. E. Rodríguez-Aguayo, C. & Montalvo-González, E. (2020). Extraction of alkaloids using ultrasound from pulp and by-products of soursop fruit (*Annona muricata* L.). *Applied Sciences*, 10(14), 4869. <https://doi.org/10.3390/app10144869>.
 29. Dilrikshi M. K. D. T., Dharmadasa R.M., Abeyasinghe D. C. & Abhayagunasekara A. V. C. (2020). Selection of Superior Quality *Annona* Species by Means of Bioactive Compounds and Antioxidant Capacity. *World Journal of Agricultural Research*, 8(2), 39-44. <https://doi.org/10.12691/wjar-8-2-3>.
 30. Sánchez-Gonzales, G., Castro-Rumiche, C., Álvarez-Guzmán, G., Flores-García, J. & Barriga-Sánchez, M. (2019).

- Compuestos fenólicos y actividad antioxidante de los extractos de la hoja de chirimoya (*Annona cherimola* Mill). *Revista Colombiana de Química*, 48(2), 21-26.
http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-28042019000200021&script=sci_arttext.
31. Anaya-Esparza, L. M., García-Magaña, M. de L., Abraham Domínguez-Ávila, J., Yahia, E. M., Salazar-López, N. J., González-Aguilar, G. A. & Montalvo-González, E. (2020). Annonas: Underutilized species as a potential source of bioactive compounds. *Food Research International*, 138, 1-18. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109775>.
 32. Peñarrieta, J. M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J. L. & Bravo, J. A. (2014). Compuestos fenólicos y su presencia en alimentos. *Revista Boliviana de Química*, 31(2), 68-81. <https://www.redalyc.org/pdf/4263/426339682006.pdf>.
 33. Hassanpour, S., MaheriSis, N. & Eshratkhah, B. (2011). Plants and secondary metabolites (Tannins): A Review. *International Journal of Forest, Soil and Erosion*, 1(1), 47-53. https://www.researchgate.net/publication/216069956_Plants_and_secondary_metabolites_Tannins_A_Review.
 34. Manochai, B., Ingkasupart, P., Lee, S. H. & Hong, J. H. (2018). Evaluation of antioxidant activities, total phenolic content (TPC), and total catechin content (TCC) of 10 sugar apple (*Annona squamosa* L.) cultivar peels grown in Thailand. *Food Science and Technology*, 1-7. <https://doi.org/10.1590/fst.22117>.
 35. Herrera-Fuentes, I., Quimis-Ponce, K., Sorroza-Rojas, N., García-Larreta, F., Mariscal-Santi, W., & Mariscal-García, R. (2017). Determinación de Taninos y Cumarinas presente en la planta tres filos. *Polo del Conocimiento*, 2(7), 500-522. <http://dx.doi.org/10.23857/pc.v2i7.257>.
 36. Zárate-Martínez, W., González-Morales, S., Ramírez-Godina, F., Robledo-Olivo, A., & Juárez-Maldonado, A. (2021). Effect of phenolic acids on the antioxidant system of tomato plants (*Solanum lycopersicum* Mill.). *Agronomía Mesoamericana*, 32(3), 854-868. <http://dx.doi.org/10.15517/am.v32i3.45101>.
 37. Piffer, A. B. M., Fornaciari, I. M., Zuqui, E., Bolsoni, A. M. H., de Paula Marchiori, J. J., Alves, A. G., de Carvalho, J. R., Aguiar, L. R., Furno, F. S. P. & de Paula Gomes, M. (2023). Extracts of plant residues from soursop peels in the management of palm red mite. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 11 (2): 19-24. <https://doi.org/10.22271/j.entol.2023.v11.i2a.9168>.
 38. Esquinca, A. R. G. (2005). La familia Annonaceae en Chiapas y sus metabolitos. *Ciencia y tecnología en la frontera*, 2(3), 41-45. <https://biblat.unam.mx/es/revista/ciencia-y-tecnologia-en-la-frontera/articulo/la-familia-annonaceae-en-chiapas-y-sus-metabolitos>.
 39. Carranco J. M. E., Calvo C. Ma. de la C., & Pérez-Gil R, F. (2011). Carotenoides y su función antioxidante: Revisión. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 61(3), 233-241. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0004-06222011000300001.
 40. Arteaga Dalgo, M., Andrade Cuvi, M. J. & Moreno Guerrero Carlota. (2014). Relación del desarrollo del color con el contenido de antocianinas y clorofila en diferentes grados de madurez de mortiño (*Vaccinium floribundum*). *Enfoque UTE*, 5(2), 14-28. <http://ingenieria.ute.edu.ec/enfoqueute/>.

41. Andrade-Cuvi, M. J., Guijarro-Fuertes, M. & Luzcando Figueroa, J. (2021). Evaluación fisicoquímica y antioxidante de naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) durante la maduración. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 22(2), 145-164. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=81369610003>.
42. Howitt, C. A. & Pogson, B. J. (2006). Carotenoid accumulation and function in seeds and non-green tissues. *Plant, Cell and Environment*, 29(3), 435-445. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2005.01492.x>
43. Maluf, M. P., Saab, I. N., Wurtzel, E. T. & Sachs, M. M. (1997). The *viviparous 12* maize mutant is deficient in abscisic acid, carotenoids, and chlorophyll synthesis. *Journal of Experimental Botany*, 48(311), 1259-1268. <https://academic.oup.com/jxb/article/48/6/1259/654729>.
44. Neta, M. T. S. L., de Jesus, M. S., da Silva, J. L. A., Araujo, H. C. S., Sandes, R. D. D., Shanmugam, S., & Narain, N. (2019). Effect of spray drying on bioactive and volatile compounds in soursop (*Annona muricata*) fruit pulp. *Food Research International*, 124, 70-77. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.09.039>.