



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS

EFFECTO DE LA CONCENTRACIÓN DE EXTRACTOS
HIDROALCOHÓLICOS SOBRE LA OBTENCIÓN DE
COMPUESTOS BIOACTIVOS DE AGUACATE (*Persea
americana Mill*) Y GUAYABA (*Psidium guajava L.*).

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO INDUSTRIAL

PRESENTA:

ANA MARÍA ROQUE OTERO

(No. DE CUENTA: 1322483, 41 Generación)

MODALIDAD: TESIS INDIVIDUAL



El Cerrillo, Piedras Blancas, Toluca, México. Marzo, 2019.

RO DE CIENCIA Y U

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTOS

RESUMEN

El presente estudio tuvo como objetivo determinar el efecto de la concentración de extractos hidroalcohólicos sobre la cuantificación de compuestos bioactivos, como fenoles totales (Por dos métodos Folin-Ciocalteu y por separación de solventes), saponinas, capacidad antioxidante, pH y color de pulpa, cáscara y hojas de aguacate (*Persea americana* Mill) y en pulpa, epidermis y hojas de guayaba (*Psidium guajava* L.). Los resultados revelaron que la concentración de 50:50 v/v etanol-agua obtuvo el mayor contenido de compuestos bioactivos en la mayoría de las partes estudiadas en ambas especies. Las diferentes concentraciones tuvieron efectos sobre el pH y color de los extractos. La concentración de compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante a diferencia que en otros reportes, fueron más altas en el extracto acuoso (0:100 v/v) etanol-agua de la cáscara de aguacate (*Persea americana* Mill) que en hojas y pulpa y se sugiere, como opción para alimentos. La concentración de compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante en los extractos de hoja de guayaba (*Psidium guajava* L.) fue mayor que en los otros extractos estudiados. La cáscara de aguacate y las hojas de guayaba se plantean como residuos agroindustriales promisorios para la alimentación de rumiantes. Finalmente, en base a los resultados obtenidos se sugiere determinar cualitativamente los compuestos fenólicos presentes en las diferentes partes vegetales de aguacate (*Persea americana* Mill) y guayaba (*Psidium guajava* L.).

Palabras clave: Extractos hidroalcohólicos, fenoles totales, saponinas, capacidad antioxidante, *Persea americana* Mill y *Psidium guajava* L.

ABSTRACT

The main objective of the present research was to determinate the effect of several hydroalcoholic extracts concentrations over the total phenol (by two Folin-Ciocalteu and Solvent isolation methodologies) and saponins bioactive compounds, antioxidant capacity, pH and colour from avocado (*Persea americana* Mill) pulp, peel and leaves and guava (*Psidium guajava* L.) pulp, peel and leaves.

50:50 v/v ethanol-water concentration presented the highest bioactive compounds concentration in almost all the plant parts studied from both species. The different concentrations studied presented an effect over pH and colour extracts. Bioactive compounds and antioxidant capacity in avocado (*Persea americana* Mill) peel aqueous extract (0:100 v/v) ethanol-water resulted different that other reports with higher values than leaves or pulp extracts. It has been suggested as a putative option for animal feed. Bioactive compounds and antioxidant capacity in guava (*Psidium guajava* L.) leaves extracts were higher than in the other extracts studied. Avocado peel and guava leaves are putative agroindustrial waste material for ruminant feed. Finally, according to the present results a total phenol qualitative analyse at the different plant parts studied is proposed for avocado (*Persea americana* Mill) and guava (*Psidium guajava* L.).

Key words: Hydroalcoholic extracts, total phenol, saponins, antioxidant capacity, *Persea americana* Mill y *Psidium guajava* L.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	2
AGRADECIMIENTOS	3
RESUMEN	4
ABSTRACT.....	5
ÍNDICE GENERAL	6
ÍNDICE DE CUADROS.....	10
ÍNDICE DE FIGURAS.....	12
I. INTRODUCCIÓN.....	15
II. REVISIÓN DE LITERATURA	18
2.1. Residuos agrícolas.....	18
2.2. Aguacate (<i>Persea americana</i> Mill).....	18
2.3. Producción nacional de aguacate en México 2017.....	19
2.4. Usos del aguacate y sus partes vegetativas	20
2.5. Guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.).....	21
2.6. Producción nacional de guayaba en México 2016-2017	21
2.7. Uso del fruto y hojas de guayaba.....	22
2.8. Extractos hidroalcohólicos.....	23
2.9. Clasificación de los extractos	23
2.9.1. Extractos fluidos.....	24
2.9.2. Extractos secos.....	24
2.9.3. Crioextractos	24
2.9.4. Extracto de plantas	25
2.10. Extracción con solventes.....	25
2.10.1. Extracción con agua.....	25
2.10.2. Infusión y Decocción.....	25
2.10.3. Arrastre con vapor de agua.....	26
2.11. Extractos vegetales.....	26

2.11. Procesos de extracción de compuestos volátiles	26
2.12. Extracción con solventes orgánicos	26
2.12.1. Maceración	27
2.12.2. Percolación.....	27
2.12.3. Extracción Soxhlet	28
2.12.4. Digestión.....	28
2.12.5. Extracción con fluidos supercríticos.....	28
2.12.6. Extractos etanólicos	28
2.13. Importancia de los metabolitos secundarios de las plantas.....	29
2.14. Compuestos bioactivos.....	30
2.15. Principales compuestos bioactivos.....	30
2.15.1. Fenoles.....	30
2.15.2. Glucosinatos.....	31
2.15.3. Flavonoides	31
2.15.4. Ácidos fenólicos	32
2.15.5. Taninos.....	32
2.15.6. Saponinas	32
2.16. Extracción de Fenoles Totales Mediante el Método de Folin-Ciocalteu	33
2.17. Antioxidantes.....	34
2.17.1. Antioxidantes en alimentos	35
2.18. pH.....	35
2.19. Colorimetría CIELAB	35
2.20. Polaridad del agua	37
III. JUSTIFICACIÓN.....	38
IV. HIPÓTESIS.....	40
V. OBJETIVOS	41
5.1. Objetivo general.....	41
5.2. Objetivos específicos.....	41
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	42
6.1. Recolección del material vegetal.....	43

6.2. Desinfección del material vegetal.....	43
6.3. Secado del material vegetativo.....	44
6.4. Molienda	44
6.5. Obtención de los extractos por maceración	44
6.6. Curva de Calibración	46
6.7. Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu.....	48
6.8. Determinación de pH.....	49
6.9. Determinación de color.....	49
6.10. Determinación de fenoles totales y saponinas por el método de separación con solventes.....	50
6.11. Curva patrón para la determinación de la capacidad antioxidante ABTS	52
6.7. Determinación de capacidad antioxidante (ABTS ⁺).....	55
6.12. Diseño experimental	57
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	58
7.1. Extractos de Aguacate.....	49
7.2. Fenoles Totales por el Método de Folin-Ciocalteu en pulpa, cáscara y hoja.....	50
7.3. pH en pulpa, cáscara y hoja.....	54
7.4. Capacidad antioxidante en pulpa, cáscara y hoja	56
7.5. Cuantificación de fenoles por el método de separación con solventes en cáscara y hoja. 59	
7.6. Cuantificación de saponinas por el método de separación con solventes en cáscara y hoja.....	61
7.7. Color (a*, b*, c*, h* y L*) en pulpa, cáscara y hoja.....	62
7.7.1. Componente L*	62
7.7.2. Componente a*	64
7.7.3. Componente b*.....	67
7.7.4. Componente c*	69
7.7.5. Componente h*.....	71
8.1. Guayaba.....	74
8.2. Fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en pulpa, epidermis y hoja de guayaba.....	74
8.3. pH en pulpa, epidermis y hoja.....	77

8.3.1. Capacidad antioxidante en pulpa, epidermis y hoja.....	79
8.3.2. Cuantificación de fenoles por el método de separación con solventes en epidermis y hoja	82
8.3.3. Cuantificación de saponinas por el método separación de solventes en epidermis y hoja	84
8.3.4. Color (a*, b*, c* h* y L*) pulpa, epidermis y hoja	86
8.3.5. Componente L*	86
8.3.6. Componente a*	88
8.3.7. Componente b*.....	91
8.3.8. Componente c*	93
8.3.9. Componente h*.....	95
VIII. CONCLUSIONES	99
IX. SUGERENCIAS	101
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	102

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Taxonomía del aguacate.....	5
Cuadro 2. Taxonomía de la guayaba.....	9
Cuadro 3. Contenido de fenoles totales en frutos.....	23
Cuadro 4. Relación de la concentración Etanol y Agua destilada.....	49
Cuadro 5. Relación de la curva patrón de ácido gálico y agua destilada.....	50
Cuadro 6. Curva patrón de capacidad antioxidante.....	57
Cuadro 7. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por el Método de Folin-Ciocalteu, pH y color (a*, b*, c*, h* y L*) para la especie aguacate (<i>Persea americana</i> Mill), y sus tres partes vegetativas (pulpa, cáscara y hoja), las concentraciones del solvente etanol/agua (100-0%, 75-25%, 50-50%, 25-75%, y 0-100%) y la interacción.....	63
Cuadro 8. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por separación de mezclas y saponinas para la especie aguacate (<i>Persea americana</i> Mill), y dos partes vegetativas (cáscara y hoja), las concentraciones del solvente etanol/agua (100-0%, 75-25%, 50-50%, 25-75%, y 0-100%) y la interacción.....	64
Cuadro 9. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por el Método de Folin-Ciocalteu, pH y color (a*, b*, c*, h* y L*) para la especie guayaba (<i>Psidium guajava</i> L) y para sus tres partes vegetales (pulpa, epidermis y hoja), las concentraciones del solvente etanol/agua (100:0%, 75:25%, 50:50%, 25:75%, y 0:100%) y la interacción.....	65
Cuadro 10. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por separación de mezclas y saponinas para la especie guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.), y dos	

partes vegetativas (cáscara y hoja), las concentraciones del solvente etanol/agua (100:0%, 75:25%, 50:50%, 25:75%, y 0:100%) y la interacción.....66

Cuadro 11. Los colores correspondientes a los distintos ángulos de matiz en extractos de aguacate.....67

Cuadro 12. Los colores correspondientes a los distintos ángulos de matiz en extractos de guayaba.68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Desinfección (agua más hipoclorito de sodio) del material vegetal (a: aguacate, b: guayaba y c: hoja)	47
Figura 2. Secado del material vegetal.	47
Figura 3. Obtención de los extractos por maceración.	49
Figura 4. Curva patrón de ácido gálico y agua destilada.	50
Figura 5. Curva patrón de calibración de fenoles totales.	51
Figura 6. Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu.	52
Figura 7. Determinación de color.	53
Figura 8. Determinación de fenoles totales y saponinas por el método de separación con solventes.....	55
Figura 9. Curva patrón de calibración de capacidad antioxidante.....	58
Figura 10. Determinación de actividad antioxidante.....	58
Figura 11. Porcentaje de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).	71
Figura 12. pH en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).	73
Figura 13. Capacidad antioxidante en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, cáscara y hoja (ET-AD: etanol/agua destilada).	76
Figura 14. Cuantificación de fenoles por el método separación con solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).	77

Figura 15. Cuantificación de saponinas por el método de separación con solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).	79
Figura 16. Valores de L* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada)....	81
Figura 17. Valores del componente a* en extractos de aguacate.....	83
Figura 18. Valores del componente a* de los extractos de aguacate, expresados en el círculo cromático. a= Círculo Cromático. b=Recuadro del cuadrante +a*/+b* donde se ubicaron los extractos estudiados (Kupeers, 2002).	84
Figura 19. Valores de b* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).....	86
Figura 20. Valores de c* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).....	88
Figura 21. Valores de h* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada)....	91
Figura 22. Contenido de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en extractos etanol/agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	94
Figura 23. pH en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	96
Figura 24. Porcentaje de capacidad antioxidante en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	98
Figura 25. Cuantificación de fenoles por el método de separación de solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	101

Figura 26. Cuantificación de saponinas por el método separación de solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	103
Figura 27. Valores L* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	105
Figura 28. Valores a* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	107
Figura 29. Valores del componente a* de los extractos de guayaba, expresados en el círculo cromático. a= Círculo Cromático. b=Recuadro del cuadrante +a*/+b* donde se ubicaron los extractos estudiados (Kupeers, 2002).....	108
Figura 30. Valores b* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	110
Figura 31. Valores c* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	112
Figura 32. Valores h* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).....	115

I. INTRODUCCIÓN

En la actualidad existe una tendencia marcada hacia el consumo de alimentos funcionales. Dentro de los alimentos funcionales, un sector importante corresponde a los que utilizan a los compuestos fenólicos como aditivos debido a que en muchos estudios se menciona que estos compuestos fenólicos tienen una actividad antioxidante capaz de prevenir o retardar la oxidación de diferentes moléculas. El consumo de estos compuestos dentro de los alimentos aporta beneficios al bienestar del cuerpo humano, relacionados con el desarrollo esquelético, desarrollo del tubo neuronal, crecimiento, función inmune, desarrollo cognitivo y psicomotor, tratamiento y prevención de enfermedades cardiovasculares, oftalmológicas y diversas formas de cáncer entre muchas otras (William *et al.*, 2015).

El término “fenoles” comprende aproximadamente 8000 compuestos que aparecen en la naturaleza. Muchas de estas estructuras, se encuentran de manera natural en especies vegetales y su distribución en los tejidos y células de éstas, varía considerablemente de acuerdo al tipo de compuesto y a la especie. Las frutas se destacan por su alto contenido de compuestos fenólicos, principalmente los flavonoles. Por ejemplo, las manzanas poseen un alto contenido de quercetina (0,036 mg/g) y ácido clorogénico (entre 25,08 y 61,47 mg/L en el puré, y entre 38,85 y 81,28 mg/L en el concentrado), compuestos que también se han encontrado en arándanos y melocotón en concentraciones de 26,43 y 50,60 mg/L; de otro lado, las fresas contienen kaempferol (0,012mg/g) y en el zumo de uva presenta valores de quercetina entre 7 y 9 mg/L (Robbins, 2013).

México se caracteriza por tener gran biodiversidad debido a su alta variedad de ecosistemas, los cuales le permiten establecer diferentes cultivos y plantaciones de árboles como es el caso del aguacate el cual ocupa el primer lugar en producción nacional y de la

guayaba la cual ocupa el quinto lugar en producción, ambas se mencionan en diferentes estudios y en sus frutos se han encontrado y determinado la presencia de compuestos fenólicos (William *et al.*, 2015).

En la actualidad existe un gran interés por estudiar los compuestos fenólicos debido a sus propiedades antioxidantes, su participación en procesos sensoriales de los alimentos naturales y procesados, además de sus posibles aplicaciones benéficas para la salud humana, tales como el tratamiento y prevención del cáncer, enfermedades cardiovasculares y otras patologías del cáncer (Porras y López, 2018).

El proceso de extracción mediante solventes es importante en el aislamiento e identificación de compuestos fenólicos. La capacidad de extracción depende del disolvente, la naturaleza y preparación de material a extraer, la estructura química de los compuestos fenólicos, temperatura, tiempo de extracción, relación sólido-líquido, método de extracción empleado y la posible presencia de sustancias de interferencia, los extractos hidroalcohólicos tienen la función de extraer las sustancias o propiedades de las plantas (Quirós *et al.*, 2004).

Derivado de lo anterior el presente estudio tuvo como objetivo investigar la influencia de un extracto hidroalcohólico a diferentes concentraciones sobre la obtención de fenoles totales en partes vegetativas (pulpa, cáscara y hojas) aguacate (*Persea americana* Mill) y en partes vegetativas (pulpa, epidermis y hojas) de guayaba (*Psidium guajava* L.). Mediante un método de extracción por maceración y determinando la cantidad de fenoles totales mediante el método de Folin-Ciocalteu por espectrofotometría.

Se realizó la experimentación en hojas, pulpa y cáscara (epidermis en el caso de guayaba) debido a que no se han reportado datos sobre en qué parte del fruto se encuentra la mayor concentración de fenoles totales.

El interés de estudiar las hojas es porque en la actualidad son desechos agroindustriales los cuales se podrían usar para obtener fenoles con beneficios a la salud si utilizan en el consumo humano.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Residuos agrícolas

Un residuo es un producto cuya característica fundamental es que no tiene valor ni estimación en las circunstancias en las que se genera y que se ha de retirar para facilitar o mejorar los procesos de producción o cultivo. Los residuos agrarios, son generados en el entorno natural y lo integran un grupo heterogéneo de productos compuestos por las plantas, o parte de ellas, que es preciso separar para obtener el fruto, o el propio producto agrícola. También comprende los residuos de los animales generados en las explotaciones ganaderas intensivas (Cuadros, 2008).

Existen muchos cultivos que generan diferentes residuos, entre los principales están los cereales (cebada, avena, maíz, arroz y trigo) los cuales generan es la paja, otros como el café, el algodón y el cacahuate producen es las cáscaras. En el caso de las frutas existen diversos grupos de frutos de importancia económica. De los cuales se encuentra la producción de aguacate y guayaba que también han sido citados por presentar compuestos bioactivos (FAO, 2014).

En el caso de los frutos después de la transformación industrial, aprovechamiento o consumo de los mismos, se tienen materiales residuales (huesos, epicarpio y hojas) que podrían ser fuente potencial para complementos alimenticios por los metabolitos presentes en ellos, como en el caso del aguacate y guayaba (Yepes *et al.*, 2008; Ayala-Zavala *et al.*, 2011)

2.2. Aguacate (*Persea americana* Mill).

El aguacate pertenece a la familia de las Lauráceas, la cual está formada por 52 géneros y cerca de 3.500 especies; esta es una de las familias más primitivas de las dicotiledóneas

(Rodríguez, 2015). En el Cuadro 1. Se describe la taxonomía del aguacate de la especie que *Persea americana* Mill.

Cuadro 1. Taxonomía del aguacate

• Reino: Vegetal	• Orden: Ranales
• División: Spermatophyta	• Familia: Lauraceae
• Subdivisión: Angiospermae	• Género: <i>Persea</i>
• Clase: Dicotyledoneae	• Especie: <i>Persea americana</i> Mill.
• Subclase: Dipétala	

Fuente: Rodríguez, 2015.

2.3. Producción nacional de aguacate en México 2017

En México la producción de aguacate ha crecido de manera importante en los últimos años, entre 2002 y 2015 la tasa de crecimiento promedio anual fue del 4.2%, mientras que entre 2011 y 2015 el crecimiento promedio fue del 8.7% (SIAP, 2016).

A mayo de 2017, se obtuvo una producción de aguacate superior a 760 mil toneladas, 0.3% más que la obtenida al mismo mes del año anterior, debido a incrementos en la superficie sembrada y cosechada a esa fecha. Las tres entidades que aportan mayor producción a mayo en comparación con el mismo mes de 2016, son Michoacán, con 59.8 mil t, Estado de México con 8,656 t y Veracruz 4,205 t (SIAP, 2017).

La producción nacional de aguacate en octubre de 2017, alcanzó un millón 566 mil t; 64 mil t (4.3%) más que la cosecha al mismo mes del año previo y se debe principalmente a una mayor superficie cosechada. Las entidades que más producción aportaron, en el mes

de referencia, son Michoacán y Jalisco con 37,471 y 22,168 t, respectivamente (SIAP, 2017).

Michoacán, se mantiene en el país como la entidad que genera mayor volumen, aporta 8 de cada 10 aguacates. Su fortaleza proviene de la mayor superficie cosechada, 160 mil ha de las 220 mil sembradas en el territorio nacional (SIAP, 2017).

2.4. Usos del aguacate y sus partes vegetativas

De las hojas del aguacatero se han aislado algunos metabolitos secundarios con potente actividad insecticida y fungicida, tal es el caso de varias acetogeninas como la persina e isopersina y de algunos furanos monoalquilados con restos alquilo de cadena larga como los avocado-furanos. Así mismo, el extracto de hojas de aguacate posee propiedades anticonvulsiantes, además de incrementar el catabolismo de los lípidos acumulados en el tejido adiposo causando una disminución del peso corporal, sin influir en los niveles de lípidos en el hígado de las ratas. El extracto acuoso de las hojas posee una característica o propiedad anticonvulsiante. Tanto el fruto, como las hojas y el hueso son utilizados en la medicina natural para eliminar diferentes agentes etiológicos. Las hojas en infusión se han usado para padecimientos de la vesícula, son digestivas, antifatulentas, diuréticas, antirreumáticas y resultan ser una buena opción para la bronquitis, ronquidos y los dolores menstruales. En aplicación local, tienen cierto poder antiinflamatorio y calman el dolor de cabeza (Sanginés, 2008).

2.5. Guayaba (*Psidium guajava* L.)

En el Cuadro 2. Se describe la taxonomía de la guayaba de la especie *Psidium guajava* L.

Cuadro 2. Taxonomía de la guayaba

• Reino: Vegetal	• Suborden: Myrtineae
• División: Angiospermae	• Familia: Myrtaceae
• Clase: Dicotyledonia	• Género: <i>Psidium</i>
• Orden: Myrtiliflorae	• Especie: <i>Psidium guajava</i> L.

Fuente: García, 2010

2.6. Producción nacional de guayaba en México 2016-2017

La Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA) informó que en 2017, la producción de guayaba en México aumentó en 8.2 por ciento, lo que permite consolidar al país como el quinto productor mundial de este fruto. De acuerdo con un informe de la dependencia federal, durante el periodo Enero y Octubre de ese año 2017, la producción de guayaba en el país alcanzó las 224 841 t, lo que representa un incremento en términos de volumen de aproximadamente 17 mil t, en comparación con el mismo lapso de 2014 (SAGARPA, 2017a).

En términos anuales, la producción de este fruto se incrementó 3.8 %, al pasar de 216 649 t en 2015 a más de 224 mil reportadas en los primeros 10 meses del 2017. En México, la producción de guayaba se efectúa principalmente en 18 estados de la República, Aguascalientes, Baja California Sur, Colima, Chiapas, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Puebla, Querétaro, Tabasco, Veracruz y Zacatecas. En volumen, los cuatro más importantes son Michoacán

con una producción de 117 322 t, Aguascalientes con 53 536 t, Zacatecas con 36 949 t y Estado de México con 10 430 t (SIAP, 2017; SAGARPA, 2017a).

2.7. Uso del fruto y hojas de guayaba

Se cultiva principalmente para consumo fresco de la pulpa en el fruto completo, pero con el desarrollo de la agroindustria se han encontrado muchos productos que se pueden elaborar de este fruto, entre los cuales podemos mencionar: néctares, mermeladas, jaleas, sorbete, gelatinas, existe también un producto conocido en el caribe como cascós de guayaba, además se obtiene el concentrado que es la base para la industria de la panadería y dulcerías. Esta fruta también tiene usos medicinales, se utiliza como astringente, contra la diarrea y contra la indigestión, evita la caída del cabello, contra la ictericia, contra llagas e hinchazones, como desparasitante y contra el reumatismo (García, 2010).

Los extractos de las hojas se usan para controlar a los gusanos (*Heliothis virescens*) de las yemas del tabaco. Contiene un compuesto que inhibe a *Xanthosoma campestri*, patógeno bacteriano que causa necrosamiento de la raíz de la col (Rodríguez *et al.*, 2013).

La infusión de las hojas tiene las siguientes propiedades y acciones: febrífuga, antisecretoria, antimicrobial, bactericida, cicatrizante, emenagoga, hipoglicémica, laxativa, nutritiva, espasmolítica. Es utilizada con frecuencia en enfermedades gastrointestinales como diarrea, escalofríos y dolor de estómago, mediante tres veces al día o como agua de uso (Espinoza *et al.*, 2017).

En la región del sureste se emplea en cocimiento para tratar la debilidad y vómito; en la zona de la Huasteca, la cocción de las hojas sirve para la disentería y los cólicos (Espinoza *et al.*, 2017).

En padecimientos de la piel, las hojas solas o mezcladas con otras hierbas, se ponen a hervir y después se aplican de forma local en lavados o cataplasmas. Por otro lado, se recomienda para la caries, hinchazón, bilis, escarlatina, hemorragia vaginal, heridas, fiebre y deshidratación (Rodríguez *et al.*, 2013).

El té de hojas y/o corteza se usa como un tratamiento efectivo para desordenes gastrointestinales (disentería, dispepsia, diarrea, dolores de estómago), vértigo, náuseas y para regular los períodos menstruales (Espinoza *et al.*, 2017).

La guayaba tiene potencial para la elaboración de pectinas que se extraen de la pulpa, y aceites de sus semillas. El potencial industrial deriva de sus aptitudes para pulpas, puré, polvo para reconstituir como néctar, mermeladas, jaleas y dulce. El jugo de guayaba se utiliza principalmente en jugos y néctares, también existe demanda en la industria de alimentos para bebés (Yam *et al.*, 2010).

2.8. Extractos hidroalcohólicos

Los extractos hidroalcohólicos, resultan de la extracción que utiliza como solventes muestras de alcoholes principalmente metanol o etanol con agua. Consisten así en disoluciones de compuestos químicos obtenidos por procesos físicos o compuestos químicos, obtenible por procesos físicos, químicos y/o microbiológicos a partir de una fuente natural y utilizable en cualquier campo de la tecnología (González, 2004).

2.9. Clasificación de los extractos

Los extractos son preparados y concentrados de consistencia sólida, líquida o intermedia, derivados generalmente de material vegetal desecado, se obtienen al evaporar parcial o

totalmente el disolvente en los líquidos extractivos de origen vegetal. Los extractos según su consistencia y concentración de principio activo se clasifican en: extractos fluidos, secos, blandos y los crioextractos (Carrión, 2010).

2.9.1. Extractos fluidos

Los extractos fluidos son extractos de fármacos que con la concentración prescrita de etanol, están preparados de forma que una parte del compuesto activo corresponde a una parte o dos partes del extracto fluido; teniendo en cuenta que 85 partes de droga seca corresponden a 100 partes de planta fresca. Por lo general, los extractos fluidos se obtienen por percolación (Voigt, 1982).

2.9.2. Extractos secos

Los extractos secos son aquellos que tienen una consistencia seca y son fácilmente pulverizables, se obtienen por evaporación del disolvente y desecación del residuo. Los extractos secos no deben presentar un contenido de humedad mayor del 5%. Presentan una concentración muy superior de principio activo que el fármaco original, son preparados bastante estables (aunque en ocasiones resultan higroscópicos) y de fácil manipulación; como líquido extractor se utiliza alcohol de diversa concentración y agua (Voigt, 1982).

2.9.3. Crioextractos

Se obtiene por molturación de las partes vegetales correctamente desecadas, sometidas a condiciones de congelación, mediante inyección de nitrógeno líquido, de forma que los principios activos no se ven alterados por la acción del calor desprendido en un proceso de molturación (Castillo y Martínez, 2007).

2.9.4. Extracto de plantas

Para aprovechar las sustancias activas de una planta, se recurre frecuentemente a los extractos. El proceso de extracción consiste en incorporar las sustancias activas de una planta a un solvente, que generalmente suele ser agua o alcohol; se puede realizar en frío o en caliente, y el producto resultante puede ser una solución concentrada o espesa en función de la sustancia de origen, o espesarse por propio interés en base a la aplicación que se le vaya a dar (Carrión, 2010).

2.10. Extracción con solventes

Los procesos de extracción más simples empleados se dividen de acuerdo al disolvente, los cuales, deben cumplir con los requisitos, como la afinidad de los compuestos a ser extraídos. Así, los extractos se pueden clasificar en:

2.10.1. Extracción con agua

Comprenden diferentes metodologías, entre las principales se encuentran la infusión, decocción y destilación por arrastre con vapor de agua (Albarracín y Gallo, 2003; González, 2004).

2.10.2. Infusión y Decocción

Tanto la infusión como la decocción son procesos simples de extracción con agua, en el primer caso se agrega agua caliente o fría al material molido y luego se filtra; en el segundo el material se hierve por espacio de 15 minutos con el agua (González, 2004).

2.10.3. Arrastre con vapor de agua

Para realizar la destilación por arrastre con vapor se usan alambiques de características variables y adaptadas a cada tipo o caso específico (Albarracín y Gallo, 2003).

2.11. Extractos vegetales

Separación de las sustancias biológicamente activas de los materiales inertes o inactivos de una planta, a partir de la utilización de un disolvente seleccionado y de un proceso de extracción adecuado; donde siempre se obtienen, por lo menos, dos componentes: la solución extraída en su disolvente (el extracto) y el residuo (el bagazo) (Carrión, 2010).

2.11. Procesos de extracción de compuestos volátiles

Los procesos de extracción más simples empleados se dividen de acuerdo con el disolvente utilizado en: extracción con agua: infusión, destilación por arrastre con vapor de agua y decocción. Permite la obtención de los principios activos de la hoja, esto permite cumplir con las especificaciones de producto natural requerida para su comercialización (Dávila *et al.*, 2011).

2.12. Extracción con solventes orgánicos

La extracción con solventes orgánicos comprende diferentes metodologías, tales como maceración, lixiviación o percolación, extracción Soxhlet, digestión y por fluido supercrítico. En algunas plantas se usan alcoholes como el metanol, el cual posteriormente es removido del producto final. Se presume que el uso de tal compuesto aumenta la eficacia de la extracción. Sin embargo, el uso de esta en la operación, parece ser la razón por la cual la Administración de Alimentos y medicamentos (FDA) no califica a los extractos como productos naturales y seguros, la selección de uno de ellos dependerá de las necesidades y facilidades tanto técnicas como económicas con que se cuenten (Carrión, 2010).

2.12.1. Maceración

La maceración comprende el contacto prolongado durante cierto tiempo de un material vegetativo con el solvente, constituyendo un conjunto homogéneamente mezclado en el cual el menstruo actúa simultáneamente sobre todas las proporciones de la droga, circulando a través en todas las direcciones y sentidos y disolviendo sus principios activos hasta producirse una concentración en equilibrio con la del contenido celular (Selles, 1992).

2.12.2. Percolación

También conocido como lixiviación, es uno de los procesos más difundidos pues se puede realizar con disolventes orgánicos en frío para preservar los compuestos termolábiles que pudiera contener el material. Consiste en colocar el material fragmentado en un embudo o recipiente cónico y hacer pasar un disolvente adecuado a través del mismo. No es

apropiado para resinas o materiales que se hinchen dado que el disolvente no percolará. Se requiere agregar solvente constantemente (González, 2004).

2.12.3. Extracción Soxhlet

Método en caliente que se desarrolla empleando solventes con puntos de ebullición bajos para evitar la degradación de la muestra. Conveniente para obtener los extractos crudos de las plantas (González, 2004).

2.12.4. Digestión

En este proceso se agrega solvente caliente (con temperaturas no mayores a los 50 °C) al material vegetal molido colocado en un material de vidrio de boca pequeña, la temperatura del solvente permite una mayor extracción de 6 compuestos ya que la solubilidad de la mayoría de las especies aumenta con la temperatura (Selles, 1992).

2.12.5. Extracción con fluidos supercríticos

Este proceso es una operación que aprovecha el poder disolvente de aquellos fluidos a temperaturas y presiones por encima de sus valores críticos, a los cuales se le conoce como fluidos supercríticos (Del Valle y Aguilera, 1999).

2.12.6. Extractos etanólicos

Son extractos con olor característico, obtenido a partir de materia prima desecada de origen vegetal por maceración o percolación en contacto con etanol, seguida de la eliminación de dicho solvente por un procedimiento físico. Estos procesos pueden ser

sometidos a determinadas operaciones para eliminar algunos de sus componentes y así mejorar notablemente la calidad del producto deseado (González, 2004).

2.13. Importancia de los metabolitos secundarios de las plantas

Los metabolitos secundarios resultan del metabolismo específico de las plantas, posterior a la etapa de crecimiento donde producen metabolitos primarios. Diversos metabolitos secundarios muestran diferentes mecanismos de acción relacionados con efectos benéficos para la salud (Bodas *et al.*, 2012).

Las plantas son organismos multicelulares sésiles, es decir, no pueden huir ante el ataque de los fitófagos, por este motivo han tenido que generar un mecanismo de prevención o defensa, que inicia a partir de puntos específicos del metabolismo primario (anabolismo y catabolismo de proteínas, lípidos, carbohidratos, entre otros) produciendo a los metabolitos secundarios. Los metabolitos secundarios comprenden un gran número de diversos grupos químicos que son específicos para ciertas especies vegetales; éstos se almacenan generalmente en vacuolas celulares. Sobre la base de sus orígenes biosintéticos, los metabolitos de las plantas se pueden dividir en tres grupos principales: terpenoides, alcaloides y fenilpropanoides. A estos metabolitos secundarios se les denomina también compuestos bioactivos cuando al consumirse constantemente ofrecen al organismo efectos favorables a la salud (Callejas, 2002).

Muestran diferentes mecanismos de acción para reducir la metanogénesis, pero que de manera general se asocia con una inhibición en la actividad de las bacterias arqueas metanogénicas, mejorando las reacciones metabólicas (la fermentación hacia una mayor formación de propionato reduciendo la producción CH_4), disminuyendo los H_2 disponibles

para la producción de metano o reduciendo la fermentación ruminal, no obstante este mecanismo no es de mucho interés ya que resulta en una menor eficiencia de utilización de los alimentos (Bodas *et al.*, 2012).

2.14. Compuestos bioactivos

Son compuestos que tiene la capacidad de provocar efectos farmacológicos o toxicológicos en humanos y/o animales. Durante muchos años estos compuestos se han usado principalmente para la fabricación de medicamentos (Patra y Saxena, 2010) y preservación de alimentos. Sin embargo, también se ha demostrado que son útiles para manipular algunos procesos metabólicos en los rumiantes y modular selectivamente las poblaciones microbianas del rumen permitiendo mejorar la fermentación, el metabolismo del nitrógeno y reducir la producción de metano (Vélez-Terranova *et al.*, 2014).

Los compuestos bioactivos debido al efecto farmacológico que ejercen modulan funciones terapéuticas en el cuerpo que resultan beneficiosas para la salud dichos compuestos bioactivos han sido distribuido comercialmente a altas concentraciones en lo que se conoce como alimentos nutraceuticos. Los cuales comprenden ciertos suplementos dietéticos en forma de píldoras, pastillas capsulas o tónicos (Drago *et al.*, 2006).

2.15. Principales compuestos bioactivos

2.15.1. Fenoles

En este grupo se incluyen los monofenoles, polifenoles, flavonoides y taninos. Casi todas las frutas y vegetales frescos, así como los granos de cereales, contienen cantidades apreciables de fenoles naturales. Los tres grupos más importantes de fenólicos dietéticos son los flavonoides, ácidos fenólicos y los polifenoles (Muñoz *et al.*, 2015).

Los compuestos fenólicos son moléculas que tienen uno o más grupos hidroxilo unidos a un anillo aromático. Junto con las vitaminas, los compuestos fenólicos se consideran importantes antioxidantes en la dieta, por ejemplo, se encuentran presentes en frutas, hortalizas, raíces y cereales. Miles de compuestos fenólicos se encuentran en las plantas y se clasifican en diferentes tipos de grupos funcionales. Estas moléculas juegan una serie de funciones metabólicas en las plantas, en el crecimiento, reproducción y en la protección contra patógenos externos y el estrés, como la radiación UV y depredadores (Martínez, 2002).

2.15.2. Glucosinatos

Se trata de sustancias aromáticas picantes que conceden un sabor especial a la mostaza, rábano rústico, coles y otras verduras. Sólo cuando se cortan o desmenuzan las verduras se liberan sus compuestos aromáticos y bioactivos: isotiocianatos, tiocianatos e indoles. Se les atribuye efectos anticancerígenos y eliminadores de microorganismos indeseables (Martínez, 2002).

2.15.3. Flavonoides

Son los compuestos polifenólicos más estudiados que se caracterizan por contar con una estructura de tres anillos formada de dos centros aromáticos y un heterociclo central oxigenado. Son el grupo simple de fenólicos más grande en los alimentos vegetales; son compuestos de bajo peso molecular que generalmente existen enlazados a moléculas de azúcares. Los flavonoides están agrupados en antocianinas y antoxantinas. Las antocianinas son moléculas de pigmentos rojos, azules y púrpuras. Las antoxantinas, que

incluyen flavonoles, flavonas, flavanoles, e isoflavonas, son moléculas incoloras o de colores que oscilan desde el blanco hasta el amarillo (Dreosti, 1996).

2.15.4. Ácidos fenólicos

Bajo el vocablo compuestos fenólicos se agrupa a un conjunto de sustancias muy heterogéneas que, en su estructura, poseen un grupo funcional de hidroxibenceno (fenol), unido a compuestos aromáticos o alifáticos. Se calcula que existen más de 8000 diferentes estructuras, las cuales se catalogan de acuerdo con el número de anillos fenólicos y los grupos funcionales unidos a este normalmente se dividen en: taninos, lignanos y flavonoides. Uno de los grupos de compuestos fenólicos más significativos son los conjugados de ácido quínico, conocidos como ácidos clorogénicos (CGA), que principalmente están formados por la esterificación de ácido quínico con ácido caféico, ferúlico o p-cumárico. Se ha reportado que los granos de café poseen importantes cantidades de ácidos clorogénicos, los cuales tienen una marcada influencia en la calidad del café y, además, ayudan a su aroma y sabor, forman un grupo diverso que incluyen los derivados del ácido hidroxibenzoico y del ácido hidroxicinámico (Pontes *et al.*, 2002).

2.15.5. Taninos

Los taninos son polímeros polifenólicos solubles en agua, de alto peso molecular. La presencia de un gran número de grupos hidroxilo fenólicos les brinda la capacidad de formar complejos principalmente con las proteínas y en menor medida con iones metal, aminoácidos y polisacáridos. Se pueden encontrar en arbustos y árboles forrajeros, leguminosas, frutas, cereales y granos (Makkar y Becker, 2007; Patra y Saxena, 2011).

2.15.6. Saponinas

Las saponinas son glicósidos hidrosolubles, con pertenencias tensoactivas y hemolíticas, ambas atribuidas a sus rasgos estructurales de naturaleza anfifílica. Se hallan ampliamente distribuidas en el reino vegetal, especialmente entre las legumbres. En un principio se consideraron nocivas para la salud ya que pueden dañar los glóbulos rojos de la sangre, pero en la actualidad se destaca su efecto positivo. Debido a que las saponinas sólo son absorbidas en cantidades ínfimas por el intestino, actúan especialmente en la luz del tracto gastrointestinal. Se les atribuye un efecto protector del cáncer de estómago e intestinos. Ejercen además un efecto inhibitor sobre ciertos microorganismos, reducen la colesterolemia y son antiinflamatorias. Las saponinas presentes en las legumbres ejercen, así mismo, una influencia sobre diversos factores inmunitarios, actúan sobre determinados tipos de células haciendo que se produzcan más anticuerpos. Se ha podido observar, en estudios con animales de experimentación cómo se han resuelto con éxito infecciones víricas del tipo de la rabia, cuando se añadían saponinas en su comida (Mena *et al.*, 2015).

Las saponinas permiten disminuir la metanogénesis indirectamente al reducir la población de protozoarios (defaunación), los cuales están asociados a las bacterias metanógenas y cuya relación puede generar 9-37 % de las emisiones totales de metano. Estos compuestos eliminan a los protozoarios formando complejos con esteroides en la superficie de sus membranas deteriorándolas hasta que finalmente se desintegran (Wina *et al.*, 2005).

2.16. Extracción de Fenoles Totales Mediante el Método de Folin-Ciocalteu

El ensayo Folin-Ciocalteu se utiliza como medida del contenido en compuestos fenólicos totales en productos vegetales. Se basa en que los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu a pH básico, dando lugar a una coloración azul susceptible de

ser determinada espectrofotométricamente a 765 nm. Este reactivo contiene una mezcla de wolframato sódico y molibdato sódico en ácido fosfórico y reacciona con los compuestos fenólicos presentes en la muestra. El ácido fosfomolibdotúngstico (formado por las dos sales en el medio ácido), de color amarillo, al ser reducido por los grupos fenólicos da lugar a un complejo de color azul intenso, cuya intensidad es la que medimos para evaluar el contenido en polifenoles (García *et al.*, 2015).

En el Cuadro 3. Se mencionan algunos estudios que reportan contenido de fenoles totales en guayaba y aguacate.

Cuadro 3. Contenido de fenoles totales en frutos.

Fruto	Nombre Científico	Fenoles totales (mg)	Bibliografía
Guayaba	<i>Psidium guajava</i> L.	1,435 ± 0,01 mg	Ordoñez <i>et al.</i> , 2012
Aguacate	<i>Persea americana</i> Mill	582,96 ± 18,83 mg	Moreno <i>et al.</i> , 2014

2.17. Antioxidantes

Son sustancias existentes en determinados alimentos que actúan protegiendo al organismo de la acción de los radicales libres, causantes de los procesos de envejecimiento y de algunas otras enfermedades. Los radicales libres son moléculas con átomos que tienen un electrón en capacidad de aparearse, por lo que son muy reactivos. Estos radicales recorren el organismo intentando captar un electrón de las moléculas estables, con el fin de lograr su estabilidad electroquímica y con potenciales reacciones en cadenas destructoras de las células del cuerpo (Gutiérrez *et al.*, 2006).

2.17.1. Antioxidantes en alimentos

En grasas y aceites, los antioxidantes retardan el inicio de la oxidación o disminuye la velocidad de oxidación; por tanto, el uso de antioxidantes en alimentos incrementa la vida útil o vida media del material. La oxidación de lípidos produce compuestos con diferentes olores y sabores para luego afectar otras moléculas del alimento (Prada, 2014).

2.18. pH

La acidez o alcalinidad de una solución están determinadas por la concentración de H^+ . El pH es una de las pruebas más comunes para conocer parte de la calidad del agua. El pH indica la acidez o alcalinidad, en este caso de un líquido como es el agua, pero es en realidad una medida de la actividad del potencial de iones de hidrógeno (H^+). Las mediciones de pH se ejecutan en una escala de 0 a 14, con 7.0 considerado neutro. Las soluciones con un pH inferior a 7.0 se consideran ácidas. Las soluciones con un pH por encima de 7.0, hasta 14.0 se consideran bases o alcalinas. Los organismos están sujetos a la cantidad de acidez del agua y funcionan mejor dentro de un rango determinado. La escala de pH es logarítmica, por lo que cada cambio de la unidad del pH en realidad representa un cambio de diez veces en la acidez. En otras palabras, pH 6.0 es diez veces más ácido que el pH 7.0; pH 5 es cien veces más ácido que el pH 7.0 (Gladstone y Lewis, 1969).

2.19. Colorimetría CIELAB

El modelo de color CIELAB, fue desarrollado por la CIE (La Commission Internationale de l'Éclairage) en el año 1976 para lograr una mejora en la representación del color. Se considera el modelo de color más completo y se utiliza para describir los colores que

puede percibir el ojo humano (International Commission on Illumination, 2004). El modelo $L^*a^*b^*$ determina el color de acuerdo a la posición en el espacio en tres dimensiones (3D) (Noor *et al.*, 2012).

El componente L^* corresponde a la luminosidad del color ($L=0$ significa negro, $L=100$ significa blanco), a^* es el croma donde los valores positivos corresponden a rojo y los negativos al color verde, b^* es el tono para este componente los valores positivos corresponden a amarillo y aquéllos valores negativos se refieren a azul, a^* y b^* son los dos componentes cromáticos cuyos valores van desde -120 a 120 (León *et al.*, 2006).

El espacio de color $L^* a^*$ y b^* , también referido como CIELAB, es actualmente uno de los espacios de color más populares y uniformes usado para evaluar el color de un objeto. Este espacio de color es ampliamente usado porque correlaciona los valores numéricos de color consistentemente con la percepción visual humana. Investigadores lo usan para evaluar los atributos de color, identificar inconsistencias y expresar precisamente sus resultados a otros en términos numéricos. CIELAB está adaptado también como norma UNE (Unión Europea), y en él se definen unas magnitudes colorimétricas que se derivan matemáticamente de los valores triestímulo y pueden considerarse, una respuesta de los observadores patrones a un estímulo luminoso (Kupeers, 2002).

Cuando se clasifican los colores, se les puede expresar en términos de matiz (color), luminosidad (brillo) y saturación (vividez). Al crear escalas para estos atributos, podemos expresar en forma precisa el color. El espacio de color $L^* a^*$ y b^* fue modelado en base a una teoría de color oponente que establece que dos colores no pueden ser rojo y verde

al mismo tiempo o amarillo y azul al mismo tiempo. L^* indica la luminosidad, así como a^* y b^* son las coordenadas cromáticas (Kupeers, 2002).

Los instrumentos de medición de color, incluyendo espectrofotómetros y colorímetros, pueden cuantificar estos atributos de color fácilmente. Estos determinan el color de un objeto dentro del espacio de color y muestran los valores para cada coordenada L^* , a^* y b^* (Kupeers, 2002).

L^* = Luminosidad de color. $L^*=0$ indican negro y $L^*=100$ indica blanca.

a^* = Coordenadas Rojo/Verde ($a+ 60$ indican rojo y $a- 60$ indican verde).

b^* = Coordenadas Amarillo/azul ($+b 60$ indican amarillo y $-b 60$ indican azul).

2.20. Polaridad del agua

La polaridad es una propiedad de las moléculas que representa la separación de las cargas eléctricas dentro de la molécula, según el número y tipo de enlaces que posea. El enlace covalente entre dos átomos puede ser polar o apolar. Esto depende del tipo de átomos que lo conforman: si los átomos son iguales, el enlace será apolar (ya que ningún átomo atrae con más fuerza los electrones). Pero, si los átomos son diferentes, el enlace estará polarizado hacia el átomo más electronegativo, ya que será el que atraiga el par de electrones con más fuerza. El agua es una molécula sencilla formada por átomos pequeños, dos de hidrógeno y uno de oxígeno, unidos por 66 enlaces covalentes muy fuertes que hacen que la molécula sea muy estable. Tiene una distribución irregular de la densidad electrónica, pues el oxígeno, uno de los elementos más electronegativos, atrae hacia sí los electrones de ambos enlaces covalentes, de manera que alrededor del átomo

de oxígeno se concentra la mayor densidad electrónica (carga negativa) y cerca de los hidrógenos la menor (carga positiva). La molécula tiene una geometría angular (los dos átomos de hidrógeno forman un ángulo de unos 105°) lo que hace de ella una molécula polar que puede unirse a otras muchas sustancias polares (Carbajal y González, 2012).

III. JUSTIFICACIÓN

Como consecuencia de la actividad agrícola, se genera una gran cantidad de residuos agrícolas como raíces, hojas y frutos. Se menciona en investigaciones (William *et al.*, 2015) que éstos residuos provenientes de diferentes plantas son una fuente de recursos poco utilizados. Entre los más importantes están los conocidos como compuestos activos o metabolitos secundarios en los cuales destacan los compuestos fenólicos éstos a su vez incluyen a los fenoles simples, los polifenoles, los flavonoides formados por dos grupos bencénicos unidos por un puente tricarbonado. Subgrupos (Antocianos, Flaconas, flavononas, flavanoles y flavanonoles, flavanoles, taninos condensados y lignanos) y los

no flavonoides (entre los que resaltan dos grupos: Fenoles no carboxílicos y Ácidos fenoles derivados del ácido benzoico y derivados del ácido cinámico).

En México hay vegetales que tienen alguno de los compuestos fenólicos antes descritos como la manzana, arándano y el brócoli (Martínez *et al.*, 2000).

Los compuestos fenólicos son de gran importancia debido a su amplia y variada actividad biológica, las propiedades más representativas de éstos, dependiendo de cuál de ellos sea, son antioxidantes, antibacterianas, antivirales, antifúngicas, anticarcinogénicas, antitumorales, antimutagénicas, antiinflamatorias, e inmunoestimulantes (Porrás y López, 2009).

Por otra parte, México ocupa el primer lugar en producción de aguacate y el quinto lugar en producción de guayaba a nivel mundial, esto a su vez genera gran cantidad de residuos agrícolas (hojas), los cuales han sido un foco de atención para varios investigadores debido a que parte de sus constituyentes pueden ser materia prima para generar diversos productos de interés, esta situación sigue prevaleciendo en la actualidad y se prevé que continuará en el futuro (SIAP, 2017).

Por tal motivo, el objetivo de éste trabajo fue conocer la cantidad de compuestos bioactivos (fenoles totales, capacidad antioxidante y saponinas) de guayaba (*Psidium guajava L.*) y aguacate (*Persea americana*) del Estado de Michoacán el cual, es líder a nivel nacional tanto en producción como en superficie cosechada, de las variedades mencionadas (SIAP, 2017).

Finalmente, los resultados obtenidos de la presente investigación se pondrán a disposición de investigadores para usarlos en posteriores trabajos que permitan dar un valor agregado a las especies analizadas.

IV. HIPÓTESIS

La cantidad de compuestos bioactivos (fenoles totales, capacidad antioxidante y saponinas) de las especies aguacate (*Persea americana* Mill) y guayaba (*Psidium guajava* L.) dependen de la concentración etanol-agua del extracto hidroalcohólico.

V. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general

Determinar el efecto de la concentración de extractos hidroalcohólicos sobre la cuantificación de compuestos bioactivos, como fenoles totales (Por dos métodos Folin-Ciocalteu y por separación de solventes), saponinas, capacidad antioxidante, pH y color de pulpa, cáscara y hojas de aguacate (*Persea americana* Mill) y en pulpa, epidermis y hojas de guayaba (*Psidium guajava* L.).

5.2. Objetivos específicos

1. Determinar el efecto de cinco concentraciones (100:0, 75:25, 50:50, 25:75 y 0:100) v/v Etanol-Agua, sobre la cantidad de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante, pH y color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*) en extractos de pulpa, cáscara y hojas de aguacate (*Persea americana* Mill) y en los extractos de pulpa, epidermis y hojas de guayaba (*Psidium guajava* L.).
2. Comparar la concentración de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante, pH y color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*) del extracto de hojas de aguacate (*Persea americana* Mill) contra los extractos de pulpa y cáscara a la misma concentración.
3. Comparar la concentración de compuestos bioactivos, capacidad antioxidante, pH y color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*) del extracto de hojas de guayaba (*Psidium guajava* L.) contra los extractos de pulpa y epidermis a la misma concentración.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

La fase experimental del trabajo de investigación se llevó a cabo en el laboratorio de Calidad de Productos Agropecuarios de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Autónoma del Estado de México. Campus Universitario “El Cerrillo”, El Cerrillo Piedras Blancas. El presente trabajo se realizó con pulpa, cascará y hoja de aguacate (*Persea americana* Mill) de Uruapan, Estado de Michoacán y pulpa, epidermis y hoja de guayaba (*Pesidium guajava* L.) de Susupuato de Guerrero, Estado de Michoacán.

6.1. Recolección del material vegetal

Para ambos casos las hojas se recolectaron en la primavera del año 2018, En el municipio de Uruapan el mes de marzo en él se presentó una temperatura media mensual de 17.8 °C y una precipitación de 6 mm, con un clima mediterráneo de verano cálido (Csb). Para el municipio de Susupuato de Guerrero el mes de marzo se presentó una temperatura media mensual de 25.0 °C y una precipitación de 6 mm, con un clima mediterráneo de verano cálido (Csb), se obtuvieron las muestras las muestras de árboles jóvenes, sanos y tomándolas de la parte central del árbol evitando las hojas con daño mecánico o biológico, en el caso de los frutos igualmente se recolectaron del árbol evitando aquellos que tuviesen algún tipo de daño (Salem *et al.*, 2011).

6.2. Desinfección del material vegetal

El fruto y las hojas se colocaron en una tina que contenía agua con hipoclorito de sodio al 1%, agregando 10L de agua por cada 3kg de material vegetal y se dejó reposar durante 30min, como se muestra en la Figura 1. Trascurrido el tiempo se escurrieron y se dejaron secar en la sombra sobre unas charolas de plástico extendiéndolas perfectamente sin amontonarlas, para permitir la entrada de aire, durante 24h (Salem *et al.*, 2011).

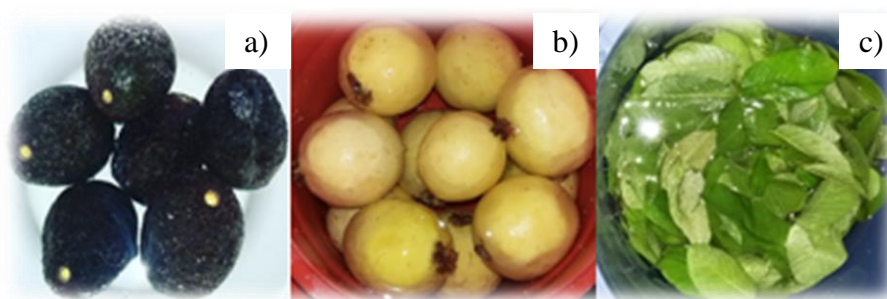


Figura 1. Desinfección (agua más hipoclorito de sodio) del material vegetal (a: aguacate, b: guayaba y c: hoja)

6.3. Secado del material vegetativo

Como se muestra en la Figura 2. Las muestras se colocaron sobre hojas de papel y posteriormente estas se pusieron sobre las parrillas de la incubadora (Felisa), Modelo FE133A a una temperatura de 50 °C durante 48 h (hojas y fruto de guayaba) y en el caso de la pulpa de aguacate 96 h (Salem *et al.*, 2011).



Figura 2. Secado del material vegetativo

6.4. Molienda

Se procedió a realizar la molienda de todo el material vegetal, para lo cual se colocó cada uno de los materiales vegetales en un Molino Eléctrico (General Electric), Modelo 5XBG00G, con una criba de 20 micras hasta pulverizar perfectamente cada muestra (Salem *et al.*, 2011).

6.5. Obtención de los extractos por maceración

Como se observa en la Figura 3. La extracción fue realizada por el método de maceración, empleando como disolventes etanol 100%, agua destilada y mezcla etanol/agua en

diferentes concentraciones para 50mL, véase la relación en el Cuadro 4. Posteriormente, se pesaron 6.25 g de cada muestra de las diferentes partes vegetativas y se colocaron en 90 frascos ámbar, uno por cada muestra, después se homogeneizaron los frascos agitando manualmente durante 1 min y se dejaron macerar durante 72h en un espacio oscuro a temperatura ambiente. Finalmente, las muestras se colocaron a baño maría (Stable Temp de Cole-Parmer), a 39 °C durante 30min. Trascurrido el tiempo se filtró el contenido de cada frasco utilizando Filter paper Circles 41 (Quantitative 240nm) sobre vasos de precipitado, se midieron los ml de solvente en una probeta y posteriormente se colocó únicamente el líquido filtrado en los frascos ámbar. Se almacenaron en refrigeración durante 24h. Finalmente se realizó la cuantificación de fenoles por el método de Folin-Ciocalteu (Arizmendi *et al.*, 2015).



Figura 3. Obtención de los extractos por maceración

En el cuadro 4. Se muestra la relación de las diferentes concentraciones Etanol-Agua que se utilizaron para realizar los extractos.

Cuadro 4. Relación de la concentración etanol y agua destilada

	Solvente	
	Etanol	Agua destilada
T1	0%	100%
T2	25 %	75%
T3	50%	50%
T4	75%	25%
T5	100%	0%

Fuente: Jiménez *et al.*, 2011; Arizmendi *et al.*, 2015

6.6. Curva de Calibración

La determinación de fenoles totales en los extractos se determinó por el método de Folin-Ciocalteu como se observa en la Figura 4. Para ello se realizó una curva de calibración en la cual se pesó en una balanza del laboratorio (Sartorius), 1.5g de carbonato de sodio (Na_2CO_3) y se diluyó con agua destilada en un matraz aforando a 10mL y posteriormente se pesó 1 μg de ácido gálico y se diluyó con agua destilada en un matraz aforando a 10mL, finalmente se llevaron al equipo agitador (Vórtex genie 2) 3 min, finalmente en tubos eppendorf se colocó la cantidad correspondiente a la relación de ácido gálico y agua destilada descrita en la Cuadro 5 (Arizmendi *et al.*, 2015).

Finalmente en una celda limpia con una micropipeta se colocaron: 47.8 μL reactivo Folin-Ciocalteu y 100 μL de la muestra de cada tubo eppendorf en relación a la Tabla 5, se dejó reposar 15 min y posteriormente se agregaron 300 μL de carbonato de sodio 0.1% y finalmente se le agregaron 1080 μL de agua destilada y se dejó reposar durante 2h, transcurrido el tiempo y utilizando como blanco agua destilada, se colocó cada muestra en un espectrofotómetro (Thermo Scientific Genesys 10S UV/visible) a una longitud de onda de 760nm.

Cuadro 5. Relación de la curva patrón de ácido gálico y agua destilada

Ácido gálico (mL)	1000	900	800	700	600	500	400	300	200	100	0
Agua destilada (mL)	0	100	200	300	400	500	600	700	800	900	1000



Figura 4. Curva patrón de ácido gálico y agua destilada

A continuación, en la Figura 5 se presenta la ecuación de la pendiente que se generó al graficar los datos de las diluciones para la curva patrón (Cuadro 5).

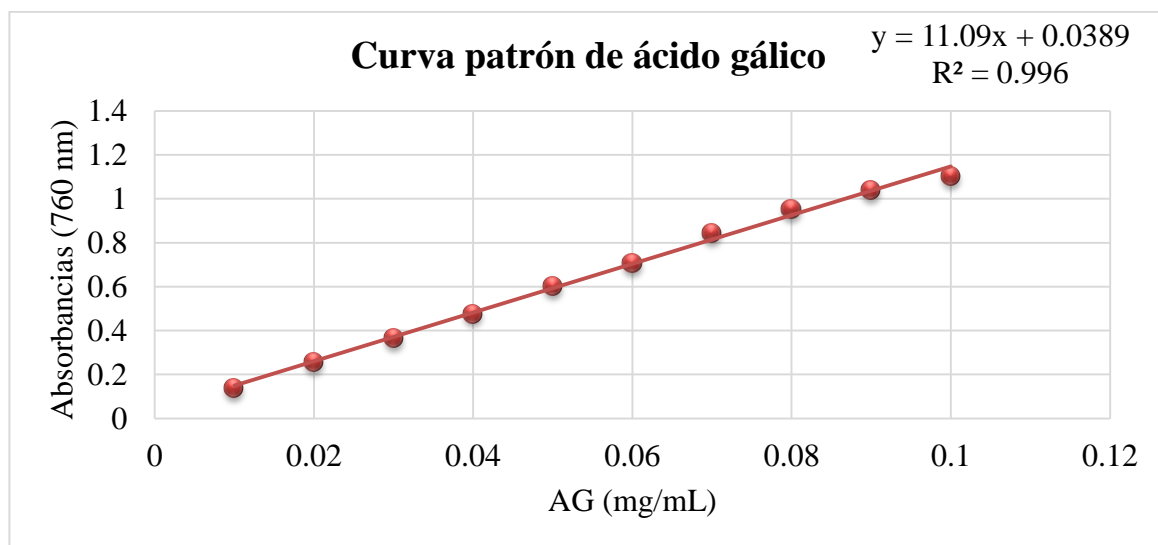


Figura 5. Curva patrón de calibración de fenoles totales

6.7. Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu

Como se muestra en la Figura 6. En tubos Eppendorf se colocó 100 μL de extracto con 900 μL de agua destilada y se agitó cada muestra durante 1 min posteriormente se tomaron celdas limpias y con micropipetas se colocó en el siguiente orden:

- ✓ 47.7 μL de Reactivo de Folin-Ciocalteu
- ✓ 100 μL de la muestra del extracto
- ✓ Después de 15 min se agregó a cada celda 300 μL de carbonato de sodio 1%
- ✓ 1080 μL de agua destilada.

Se dejó reposar las muestras 2 h y se midió su absorbancia en espectrómetro (GENESYS UV-VIS) a una longitud de onda de 760nm. Los datos de las absorbancias se extrapolaron con la ecuación de la pendiente para encontrar “y” a partir de la curva patrón (Figura 6). La concentración del contenido de fenoles totales se estimó en mg/mL de ácido gálico (Arizmendi *et al.*, 2015).



Figura 6. Determinación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu

6.8. Determinación de pH

El pH de cada extracto fue determinado en un potenciómetro (Thermo SCIENTIFIC ORION STAR A215) Mismo que se calibró, colocando el electrodo dentro de una disolución buffer de pH=4, pH=7 y pH=10 (Salinas *et al.*, 2012).

6.9. Determinación de color

Para la determinación de color, se colocaron 25mL de cada muestra de los extractos en cajas Petri, utilizando un colorímetro (CR-400 de Konica Minolta), donde se llevó a cabo una lectura por duplicado de a^* , b^* , c^* , h^* y L^* utilizando la técnica de Kupeers, 2002, para el espacio de color CIE L^*C^*h , y CIE $L^*a^*b^*$ como se muestra en la Figura 7, (Salinas *et al.*, 2012).

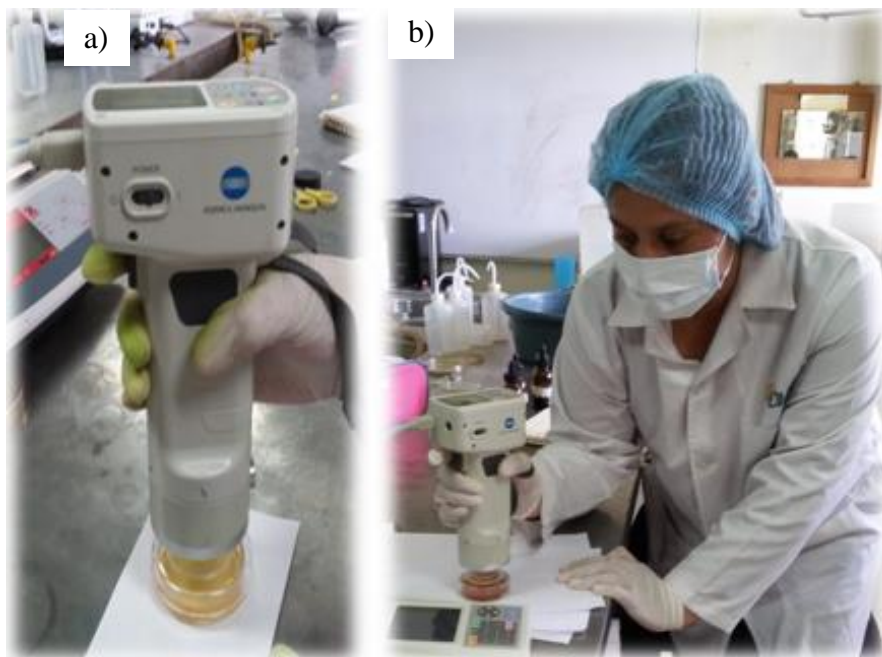


Figura 7. Determinación de color

6.10. Determinación de fenoles totales y saponinas por el método de separación con solventes.

Como se muestra en la Figura 8, se colocaron 120 cajas Petri a peso constante en General Incubador (LUZEREN DPH9082) a 100 °C durante 24 h, posteriormente se dejaron enfriar en un desecador, posteriormente se pesaron y registraron dichos pesos iniciales (Pi) para proceder con:

1. En un embudo de separación (KIMAX KIMBLE) con capacidad de 250 mL. Se colocaron 10mL de acetato de etilo, 10mL de la muestra y 10mL agua destilada, agitando durante 3 min y se dejó reposar 30 min, para que se formen 2 fases.
2. En un vaso de precipitado se recuperó la fase inferior que contiene a las saponinas, mientras que la fase superior (fase orgánica), que contenía a los fenoles totales se pesó para registrar el peso final de los mismos (Pf).

3. Nuevamente, se colocó el contenido del vaso de precipitado en el embudo de separación y se agregaron 10 mL de N-butanol. Se agitó 3 min y se dejó reposar 30 min.

4. La fase inferior, es la fase acuosa, que se recuperó en un vaso de precipitado y se midió el volumen. Se recuperó la fase superior (saponinas) en otra caja Petri a peso contante y se dejó secar en la campana de flujo laminar 1 día hasta estar completamente secas.

5. La caja Petri con las saponinas se pesó y se registró el peso final.

6. Finalmente, se calculó el contenido de fenoles totales y saponinas, en base a la siguiente ecuación:

$$\text{Peso de fenoles totales o de saponinas (mg g}^{-1}\text{)} = Pf - Pi$$

Donde:

Pf = Peso final de Fenoles totales/ Saponinas

Pi= Peso inicial (peso constante de la caja Petri)



Figura 8. Determinación de fenoles totales y saponinas por el método de separación con solventes

6.11. Curva patrón para la determinación de la capacidad antioxidante ABTS

La capacidad antioxidante en los extractos se realizó mediante un kit comercial Sigma-Aldrich (CS0790). El principio del ensayo es la formación de un radical de ferroglobina-mioglobina de la metamioglobina y el peróxido de hidrógeno, que oxida el $ABTS^{+}$ (2,2-azino-bis (ácido 3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) para producir un catión radical $ABTS^{\cdot+}$. El cual, es un cromógeno soluble de color verde que se lee en un espectrofotómetro a 405 nm. Los antioxidantes suprimen la formación del catión en una concentración que es

directamente proporcional al decremento de la intensidad de dicha coloración. El kit utiliza como estándar para el reactivo de Trolox a la vitamina E.

Para la curva patrón estándar, previamente se prepararon las soluciones de los reactivos del kit. La solución de Mioglobina se preparó a partir de una solución madre. En la cual, el reactivo de mioglobina se diluyó en 285 μ l de agua ultrapura y se pasó al vórtex por unos segundos. Ésta solución se diluyó 1:100 con el buffer de citratos 1X pH 5.0 previo a cada corrida. La solución de Trolox se preparó al añadir 2.67 ml de agua ultrapura al reactivo de Trolox del kit, para obtener una concentración final de 1.5 mM. Una vez preparada se almacenó a -20 °C, por un máximo de tres meses. La solución de ABTS se preparó al hidratar una tableta de ABTS del kit con otra tableta del buffer de citratos pH 5.0 en 100 ml de agua ultrapura. La mezcla mencionada se homogenizó y se almacenó en refrigeración por no más de dos semanas.

Una vez preparadas las soluciones, se procedió a realizar la curva patrón estándar de Trolox. Para lo cual, se realizaron diluciones a concentraciones conocidas como indica el cuadro 6.

Cuadro 6. Curva patrón de capacidad antioxidante

Dilución	µl de la solución de Trolox 1.5 mM	µl del buffer 1X, pH 5.0	Concentración de Trolox en la concentración estándar (mM)
1	0	500	0
2	5	495	0.015
3	15	485	0.045
4	35	465	0.105
5	70	430	0.210
6	140	360	0.420

Una vez realizadas las diluciones a concentraciones conocidas mM de Trolox, se procedió bajo los siguientes pasos:

- 1) Preparar la solución del sustrato de ABTS a partir de 25 µl de peróxido de hidrógeno al 3% con 10 ml de la solución del sustrato ABTS ya preparada anteriormente. La solución preparada tiene que utilizarse en no más de 20 ó 30 min de su elaboración.
- 2) Agregar 10 µl de cada solución estándar a la placa de 96 pozos.
- 3) Añadir 150 µl de la solución de ABTS a cada pozo.
- 4) Incubar por 5 min a temperatura ambiente.
- 5) Agregar 100 µl de la solución de finalización de reacción del kit a cada pozo.
- 6) Leer a 405 nm en el lector de placas del espectrofotómetro (Thermo Scientific Genesys 10S UV/visible).

- 7) Graficar los datos obtenidos de las soluciones de Trolox estándar en función de la concentración final de Trolox mM, como se muestra en la Figura 9, con la ecuación de la pendiente.

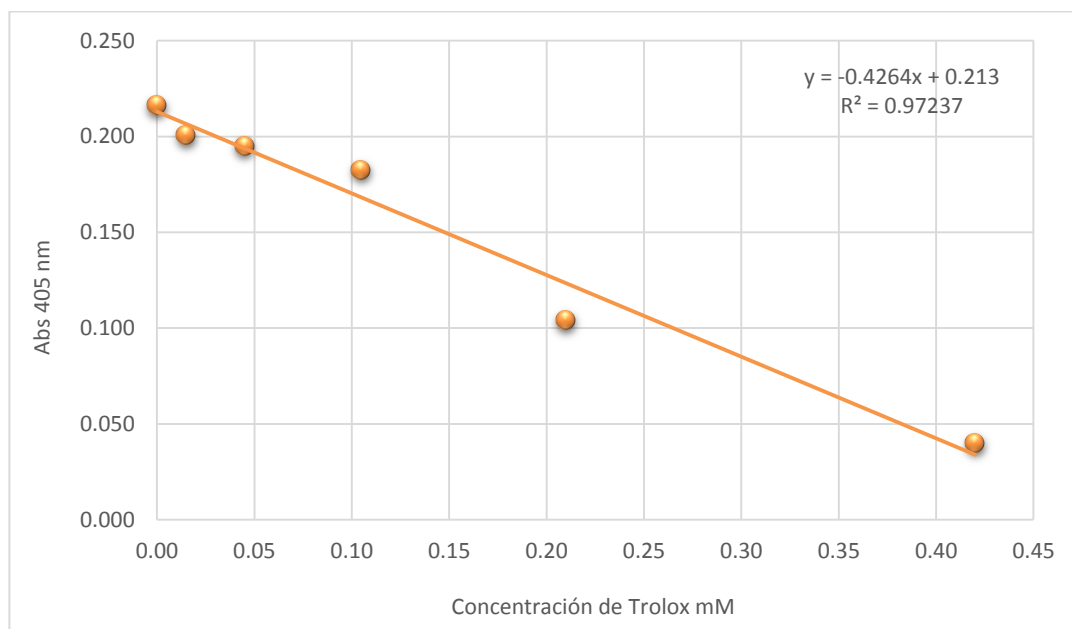


Figura 9. Curva patrón de calibración de capacidad antioxidante.

6.7. Determinación de capacidad antioxidante (ABTS⁺)

Como se muestra en la Figura 10. Una vez realizada la curva patrón se procedió a determinar la capacidad antioxidante de cada uno de los extractos de ambas especies. Para dicho paso se diluyeron las muestras en tubos Eppendorf con 100 μ L de extracto y 900 μ L de agua destilada y se agitó durante 1 min. Para la determinación de la capacidad antioxidante se procedió bajo la misma metodología que la curva patrón, bajo los siguientes cambios:

- 1) Se colocaron 10 μl de la muestra diluida
- 2) Se agregaron 20 μl de la mioglobina

Una vez realizado lo anterior, se agregaron 150 μl de ABTS^+ y se procedió como ya fue presentado. Las lecturas a 405 nm se utilizaron para realizar los cálculos de la concentración mM de Trolox para estimar la capacidad antioxidante de cada muestra. Para lo cual, se despejó “x” de la ecuación de la pendiente obtenida a partir de la curva patrón, como muestra la siguiente ecuación:

$$x \text{ (mM)} = \frac{y \text{ (Abs 405 nm)} - \text{intercepción}}{\text{Pendiente}} \times \text{Factor de dilución}$$

Donde:

X (Mm) = Es la concentración antioxidante relativa a la concentración estándar de Trolox.

Y (Abs 405) = Promedio de las absorbancias de las muestras leídas a 405 nm.

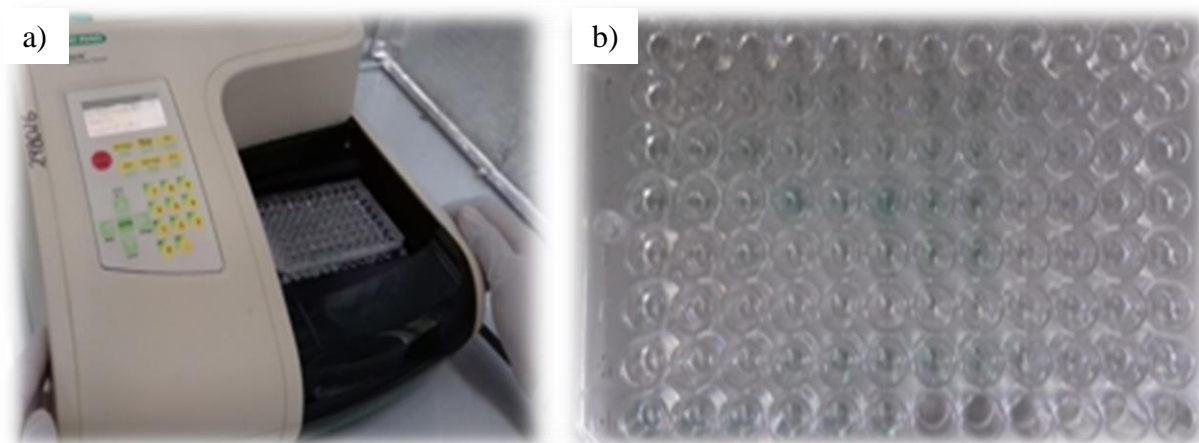


Figura 10. Determinación de actividad antioxidante

6.12. Diseño experimental

Se realizó un análisis para cada para pulpa, cáscara y hoja de aguacate (*Persea americana* Mill) y se aplicó un diseño completamente al azar mediante un análisis de varianza (ANOVA) con ($P \leq 0.05$) con 3 repeticiones. En donde las variables de estudio o tratamientos fueron las 5 concentraciones etanol/agua (100-0%, 75-25%, 50-50%, 25-75%, y 0-100%) y las variables de respuesta fueron la concentración de fenoles totales por el Método de Folin Ciocalteu, capacidad antioxidante (ABTS), pH y color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*) para las partes mencionadas. En el caso de cáscara y hojas se realizó también la estimación del contenido de fenoles totales y de saponinas por el método de separación de solventes (Salem *et al.*, 2011). Debido a que dichas partes podrían ser utilizadas en la alimentación animal en donde, dichos parámetros son necesarios especialmente, en rumiantes. Así mismo, se procedió para la pulpa, epidermis y hojas de guayaba (*Psidium guajava* L).

Al encontrarse diferencias significativas en las variables respuesta con respecto a los tratamientos propuestos se realizó una prueba de comparación de medias por Tukey 5%. Los resultados se analizaron con el paquete estadístico Stat graphics Plus Versión 5.0.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Al terminar los análisis de laboratorio se procedió a procesar y analizar los datos mediante un ANOVA ($P \leq 0.05$), para las variables respuesta: fenoles totales por el Método Folin-Ciocalteu, Capacidad antioxidante (ABTS⁺), fenoles y saponinas por el método de separación con solventes descrito por Salem *et al.* (2011), pH y color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*).

Lo anterior para la especie vegetal que fue aguacate (*Persea americana* Mill) en pulpa, cáscara y hoja y guayaba (*Psidium guajava* L.) en pulpa, epidermis y hoja, para las concentraciones del solvente etanol-agua (100:0%, 75:25%, 50:50%, 25:75%, y 0:100%), y para la interacción (Especie vegetal por concentración)

Al encontrarse diferencias significativas en las variables de fenoles totales por el Método Folin-Ciocalteu, pH y color se aplicó una prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$). Lo anterior se ve en el Cuadro puede 6 para aguacate y en el Cuadro 8 para guayaba.

En cuanto a la capacidad antioxidante, después de analizar los resultados se encontró que para aguacate no existieron diferencias significativas entre concentraciones, pero si en pulpa, cáscara y hoja ($P \leq 0.05$). Por el contrario, en el caso de las guayabas si existieron diferencias significativas tanto en la concentración ($P \leq 0.05$) como pulpa, epidermis y hoja ($P \leq 0.05$).

Por otro lado, en la determinación de fenoles por separación de solventes, para el aguacate (*Persea americana* Mill.) si hubo diferencias significativas para concentración, pero no para pulpa, cáscara y hoja ($P \leq 0.05$) como se puede observar en el Cuadro 7.

Para la guayaba, se observa en el Cuadro 9 que, en los resultados de determinación de fenoles por separación de solventes, si se encontraron diferencias significativas tanto en la concentración ($P \leq 0.05$) como en pulpa, epidermis y hoja ($P \leq 0.05$).

Al encontrarse diferencias significativas en las variables capacidad antioxidante y fenoles por diferencia de solventes, se procedió a aplicar una prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$).

Se decidió realizar análisis de saponinas y fenoles por separación de solventes a cáscara y hojas de aguacate y epidermis y hoja de guayaba, que son los que obtuvieron valores superiores, ya que la presencia de saponinas en una planta, sugiere su uso para alimentación animal (rumiantes) porque ayuda en el proceso digestivo de los mismos disminuyendo la producción de gas metano (Archundia *et al.*, 2019). Estos análisis no fueron realizados en pulpa, debido a que ésta se destina para consumo humano, aunado a que la pulpa fue la que tuvo menor concentración de fenoles por el Método Folin-Ciocalteu para ambas especies.

Una vez realizados los análisis se procedió a aplicar un ANOVA para saponinas y fenoles por diferencia de solventes, al haber diferencias significativas ($P \leq 0.05$) se aplicó una prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$). Dichos resultados se encuentran en el cuadro 7.

Cuadro 7. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por el Método de Folin-Ciocalteu, pH y color (a*, b*, c*, h* y L*) para aguacate (*Persea americana* Mill), en pulpa, cáscara y hoja, las concentraciones del solvente etanol/agua (100:0%, 75:25%, 50:50%, 25:75%, y 0:100%) y la interacción.

Variable	Fenoles Totales mg EAG g ⁻¹ materia seca	Capacidad Antioxidante μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca	pH	L*	a*	b*	c*	h*
	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$
Concentración (Etanol/Agua)								
1) 100:0 v/v	9.40± 8.79a	173.73±121.18a	5.783± 0.57a	36.28±6.02b	-3.13± 2.13a	6.43±6.23c	7.29±6.58c	130.10±19.60 d
2) 75:25 v/v	21.62±19.72b	187.42±105.77a	6.406±0.3c	35.35±5.73a	-0.67±1.61b	4.94±5.63a	5.30±5.56a	104.46±40.23 c
3) 50:50 v/v	29.87±26.04c	180.92±109.87a	6.352±0.31c	34.26±4.47a	1.84±0.58c	5.83±5.03b	6.40±4.67b	65.39±21.92 b
4) 25:75 v/v	29.30±21.85c	192.62±103.43a	6.070±0.66b	34.02±3.04a	4.34±1.27e	6.33±3.29c	7.79±21.18d	52.57±17.85 a
5) 0:-100 v/v	21.62±22.75b	195.97±114.96a	5.606±0.54a	34.62±3.35a	3.75± 1.79d	6.95±2.77d	8.75±2.44e	59.90±18.46 a
Parte Vegetativa y del fruto								
1) Pulpa	1.07± 0.52a	246.52±54.77b	6.363±0.57b	32.58±1.87a	2.24± 2.84c	3.35±2.90b	4.51±3.75a	95.74±49.49 b
2) Cáscara	45.41± 13.73c	1.18±4.84a	6.032±0.40a	40.34±3.11b	-0.25±3.33a	11.90±1.67c	12.38±1.91b	90.59±13.68 b
3) Hoja	20.60± 12.30b	310.69±26.18c	5.735±0.57a	31.79±1.96a	1.68± 3.05b	3.04±1.19a	4.42±1.74a	61.13±35.66 a
Interacción concentración- parte vegetativa y del fruto								
1,1	2.04±0.02b	205.12±4.33b	6.47±0.08e	30.83±0.46a	-0.56±0.24d	0.35±0.10a	0.69±0.27a	150.55±20.36 h
1,2	20.95±1.03	0.26±0.06a	5.45±0.33a	44.04±0.54f	-5.42±0.28a	14.37±0.32j	15.58±0.19h	112.74±0.95 f
1,3	5.20±0.26c	315.822±5.73f	5.43±0.34a	33.96±1.22c	-3.42±0.40b	4.57±0.14e	5.60±0.27d	127.02±5.34 g
2,1	0.96±0.03a	252.65±1.08d	6.71±0.15f	30.95±0.33a	-0.60±0.14d	0.22±0.03a	0.74±0.06a	153.06±17.29 h
2,2	46.01±1.24i	1.2963±0.38a	6.40±0.18d	42.93±0.15f	-2.55±0.43c	12.35±0.13i	12.64±0.13g	96.98±3.18 e
2,3	17.90±0.61e	308.31±16.92f	6.11±0.26c	32.18±0.93a	1.13±0.21e	2.25±0.32c	2.51±0.38b	63.35±1.00 b
3,1	0.77±0.03a	229.51±9.25b	6.71±0.24f	32.73±0.97b	1.43±0.43e	3.80±0.15d	4.39±0.44c	74.53±3.73 c
3,2	60.82±0.64l	1.1766±0.28a	6.20±0.11c	39.96±0.65e	2.54±0.21f	12.38±0.38i	12.49±0.28g	84.63±3.71 d
3,3	28.02±0.27g	312.07±9.44f	6.14±0.16c	30.09±0.56a	1.53±0.12e	1.30±0.08b	2.31±0.42b	37.01±2.38 a
4,1	0.64±0.02a	282.67±13.82d	6.60±0.28e	32.94±1.16b	5.47±0.36i	4.71±0.21e	6.53±0.39e	45.10±3.38 a
4,2	48.10±0.87j	1.23±0.09a	5.84±0.15b	37.10±2.51d	2.71±0.24f	10.67±0.26h	10.67±0.34f	75.76±1.36 c
4,3	39.15±0.96h	293.93±12.77e	5.77±1.01a	32.01±2.68a	4.84±0.13h	3.61±0.03d	6.17±0.19e	36.85±0.90 a
5,1	0.95±0.05a	262.66±1.87d	5.33±0.03a	35.47±0.67c	5.44±0.42i	7.65±0.26f	10.22±0.15f	55.44±3.41 b
5,2	51.18±0.98k	1.92±0.43a	6.27±0.26c	37.66±1.83d	1.47±0.36e	9.74±0.21g	10.52±0.34f	82.86±3.50 d
5,3	12.75±0.59d	323.327±4.72g	5.22±0.28a	30.73±1.90a	4.33±0.05g	3.47±0.25d	5.51±0.28d	41.41±2.53 a

Las letras diferentes en las columnas indican que si hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$) y las letras iguales indican que no hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$). \bar{X} = Media. DS= Desviación estándar. EAG=Equivalente de ácido gálico materia seca mg EAG g⁻¹

Cuadro 8. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por separación de solventes y saponinas (mg g^{-1}) en base seca (bs) para aguacate (*Persea americana* Mill), para cáscara y hoja, para las concentraciones del solvente etanol/agua (100:0%, 75:25%, 50:50%, 25:75%, y 0:100%) y la interacción.

Nota: las letras diferentes en las columnas indican que si hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$) y las letras iguales en las

Variable	Fenoles por diferencia de solvente	Saponinas
	mg g^{-1} base seca	mg g^{-1} base seca
Concentración (Etanol/Agua)	$\bar{X} \pm \text{DS}$	$\bar{X} \pm \text{DS}$
1) 100-0 v/v	0.39 \pm 0.25a	0.23 \pm 0.08a
2) 75-25 v/v	4.46 \pm 2.29b	0.37 \pm 0.06a
3) 50-50 v/v	4.04 \pm 1.03b	2.56 \pm 1.52b
4) 25-75 v/v	2.91 \pm 2.07b	2.43 \pm 1.17b
5) 0-100 v/v	2.96 \pm 1.17b	4.54 \pm 3.34c
Parte Vegetativa y del fruto		
2) Cascara	2.54 \pm 1.72a	1.30 \pm 1.05a
3) Hoja	3.25 \pm 1.88a	2.75 \pm 2.79b
Interacción concentración-parte vegetativa y del fruto		
1,1	0.17 \pm 0.01a	0.18 \pm 0.73a
1,3	0.61 \pm 0.07a	0.29 \pm 0.02a
2,1	4.56 \pm 0.27d	0.34 \pm 0.02a
2,3	4.35 \pm 0.31d	0.40 \pm 0.08a
3,1	3.16 \pm 0.05c	2.98 \pm 0.26c
3,3	4.92 \pm 0.58d	2.14 \pm 0.27b
4,1	1.06 \pm 0.06b	1.53 \pm 0.13b
4,3	4.77 \pm 0.60d	3.33 \pm 0.96c
5,1	3.75 \pm 0.05c	1.50 \pm 0.09b
5,3	1.63 \pm 0.11b	7.58 \pm 0.27d

columnas indican que no hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$) y \bar{X} = Media. DS= Desviación estándar

Cuadro 9. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por el Método de Folin-Ciocalteu, pH y color (a*, b*, c*, h* y L*) para guayaba (*Psidium guajava* L) en pulpa, epidermis y hoja, las concentraciones del solvente etanol/agua (100:0%, 75:25%, 50:50%, 25:75%, y 0:100%) y la interacción.

Variable	Fenoles Totales	pH	Capacidad	L*	a*	b*	c*	h*
	mg EAG g-1 planta seca		antioxidante					
	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$	$\bar{X} \pm DS$
Concentración (Etanol/Agua)								
1) 100:0 v/v	6.93±4.53a	4.56±0.47b	214.09±103.62a	40.51±6.96b	-1.52±1.74a	8.90±6.04b	9.98±6.48c	111.80±11.63d
2) 75:25 v/v	16.31±9.41c	5.07±0.54c	252.65±128.78a	38.49±5.10a	0.41±0.32b	9.70±5.88b	10.01±6.11c	99.23±11.01c
3) 50:50 v/v	31.95±14.92e	4.90±0.72c	313.73±19.77b	38.66±3.69a	1.77±1.57c	9.95±2.40c	10.83±2.96c	84.50±8.02b
4) 25:75 v/v	21.35±9.93d	4.61±0.79b	314.36±20.59b	38.49±4.66a	1.98±1.08c	8.81±3.61b	9.36±2.99a	75.71±20.35a
5) 0:100 v/v	13.73±6.55b	4.20±0.80a	283.92±55.20b	39.72±4.30a	0.73±0.61b	7.85±3.06a	7.86±3.27b	82.30±12.71b
Parte Vegetativa y del fruto								
1) Pulpa	7.10±3.93a	4.36±0.28b	314.44±54.77b	42.68±1.59b	0.34±1.20a	10.38±0.98b	11.50±1.48b	94.91±7.62b
2) Epidermis	19.55±10.59b	4.12±0.45a	227.392±4.84a	41.90±2.66b	0.41±2.37a	12.73±3.10c	13.02±3.30c	88.77±9.35a
3) Hoja	27.51±11.86c	5.52±0.35c	285.428±26.18b	32.94±1.75a	1.26±1.20b	4.01±2.03a	4.31±2.29a	88.44±29.76a
Interacción concentración- parte vegetativa y del fruto								
1,1	1.52±0.33a	4.28±0.06c	300.18±5.73c	44.34±2.06e	-1.69±0.28b	9.59±0.33e	11.59±0.44c	105.31±3.66e
1,2	7.34±0.34b	4.25±0.19b	136.96±6.76a	45.79±1.08e	-3.43±0.23a	15.50±0.24f	16.48±1.27d	103.17±1.91e
1,3	11.94±0.49d	5.15±0.26h	204.50±16.03b	31.41±0.51g	0.55±0.34d	1.62±0.33a	1.87±0.36a	126.92±2.43g
2,1	6.55±0.36b	4.80±0.04g	316.44±1.08c	42.62±1.21d	0.16±0.04c	11.35±0.07e	12.46±0.09c	96.44±6.27d
2,2	14.39±0.18d	4.63±0.05f	119.45±75.17a	41.00±1.12d	0.28±0.13c	15.50±0.28f	15.51±0.27d	88.74±1.85d
2,3	28.00±0.63g	5.78±0.12i	322.07±3.90c	31.84±0.47f	0.80±0.22d	2.24±0.60b	2.06±0.19a	112.52±0.27f
3,1	12.73±0.34a	4.51±0.07e	319.57±6.58c	42.55±1.91d	1.53±0.45e	11.27±0.11e	13.34±0.05d	90.11±7.78d
3,2	37.35±2.05i	4.33±0.06d	301.43±2.86c	38.86±0.34c	3.67±0.30f	11.36±2.49e	11.79±2.48c	75.60±2.38c
3,3	45.77±1.10j	5.84±0.10i	320.2±5.73c	34.56±1.70d	0.12±0.07c	7.21±0.23d	7.36±0.25b	87.78±2.97d
4,1	9.43±0.44c	4.14±0.03b	314.57±4.33c	42.18±1.02d	1.30±0.28e	10.07±1.33e	10.13±1.36c	91.09±6.67d
4,2	22.66±2.79f	4.05±0.06c	305.81±11.41c	40.78±1.55d	1.26±0.29e	11.68±3.13e	11.72±3.16c	86.75±3.88d
4,3	31.96±1.25h	5.65±0.28i	322.702±9.92c	32.51±1.12a	3.37±0.36f	4.67±0.41c	6.24±0.20b	49.30±3.57a
5,1	5.30±0.30b	4.08±0.02b	320.82±5.62c	41.70±1.13d	0.40±0.15c	9.62±0.50e	9.96±0.67b	91.60±3.22d
5,2	16.00±0.37d	3.35±0.11a	273.29±2.16c	43.10±1.69d	0.29±0.30c	9.61±3.01e	9.59±2.98b	89.59±2.54d
5,3	19.89±0.22e	5.16±0.17 h	257.66±5.73c	34.38±2.04b	1.48±0.22e	4.32±0.28c	4.03±0.60a	65.70±2.53b

Las letras diferentes en las columnas indican que si hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$) y las letras iguales indican que no hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$). \bar{X} = Media. DS= Desviación estándar. EAG=Equivalente de ácido gálico.

Cuadro 10. Resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por separación de solventes y saponinas (mg g^{-1}) en base seca (bs) para la especie guayaba (*Psidium guajava* L), en epidermis y hoja, las concentraciones del solvente etanol/agua (100:0%, 75:25%, 50:50%, 25:75%, y 0:100%) y la interacción.

Variable	Fenoles por diferencia de solvente	Saponinas
	mg g^{-1}	mg g^{-1}
	base seca	base seca
	$\bar{X} \pm \text{DS}$	$\bar{X} \pm \text{DS}$
Concentración (Etanol/Agua)		
1) 100:0 v/v	0.54 \pm 0.21a	0.14 \pm 0.11a
2) 75:25 v/v	2.86 \pm 2.42a	0.38 \pm 0.22a
3) 50:50 v/v	2.83 \pm 2.60a	6.25 \pm 1.38c
4) 25:75 v/v	7.39 \pm 3.51b	4.23 \pm 1.78b
5) 0:100 v/v	2.62 \pm 1.01a	1.52 \pm 1.04a
Parte Vegetativa y del fruto		
2) Cáscara	4.66 \pm 3.58b	2.24 \pm 2.84a
3) Hoja	1.83 \pm 1.74a	2.77 \pm 2.45a
Interacción concentración-parte vegetativa y del fruto		
1,1	0.72 \pm 0.03a	0.23 \pm 0.10a
1,3	0.35 \pm 0.07a	0.06 \pm 0.00a
2,1	5.05 \pm 0.46d	0.21 \pm 0.01a
2,3	0.67 \pm 0.11a	0.56 \pm 0.15a
3,1	5.20 \pm 0.09d	7.30 \pm 0.74d
3,3	0.45 \pm 0.07a	5.21 \pm 0.96c
4,1	10.55 \pm 0.86e	2.83 \pm 1.004b
4,3	4.22 \pm 0.25c	5.52 \pm 1.02c
5,1	1.76 \pm 0.07b	0.65 \pm 0.19a
5,3	3.48 \pm 0.54c	2.39 \pm 0.65b

Nota: las letras diferentes en las columnas indican que sí hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$) y las letras iguales en las columnas indican que no hay diferencias significativas entre medias ($P \leq 0.5$) y \bar{X} = Media. DS= Desviación estándar.

7.1. Extractos de Aguacate

7.2. Fenoles Totales por el Método de Folin-Ciocalteu en pulpa, cáscara y hoja.

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu (EAG g⁻¹ base seca) se encuentran en el Cuadro 7.

Para el caso de la pulpa, el rango de valores de fenoles totales obtenidos en ésta investigación se encuentra entre 0.64 y 2.04 mg de EAG g⁻¹ base seca el primero corresponde a la concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a 100:0 v/v etanol-agua.

Para el caso de la cáscara el rango se encontraron entre 20.95 y 60.82 mg de EAG g⁻¹ base seca el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua siendo ésta la que tiene mayor cantidad de fenoles totales.

Para el caso de la hoja el rango se encontraron entre 5.20 y 39.19 mg de EAG g⁻¹ base seca el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:75 v/v etanol-agua.

Como ya se mencionó anterior para la variable fenoles, en el párrafo anterior para la variable fenoles totales los mejores valores se obtuvieron con la cáscara, este efecto se sugiere que puede estar influenciado por las diferentes condiciones agroclimáticas durante el crecimiento de la planta y al momento de la cosecha, ya que la presencia de éstas sustancias está relacionada con condiciones de respuesta al estrés de la planta o a algún peligro que ponga en riesgo la homeostasis de la planta. De igual forma tanto el género

como la familia o incluso la especie tienen influencia sobre éste compuesto, lo que concuerda con las investigaciones de (García *et al.*, 2015; Domingo y López, 2003).

En comparación con otras frutas descritas en la literatura como uva, papa roja y manzana que son fuente de compuestos fenólicos, la cáscara de aguacate posee cantidades superiores de éstos bioactivos. En especial en algunos alimentos que tienen cáscara, tal es el caso de la uva que tiene un contenido de 1.43 y 2.46 mg de EAG g⁻¹ base seca (Santos *et al.*, 2011), la papa roja con una cantidad de 0.4636 mg de EAG g⁻¹ base seca (Singh y Saldaña, 2011) y manzana Golden Delicious con una cantidad de 1.283 mg de GAE g⁻¹ base seca (Vieira *et al.*, 2011) que presentaron una concentración menor de fenoles que la cáscara aguacate Mill (60.82 mg de EAG g⁻¹ base seca). En éste sentido, se puede sugerir que los subproductos vegetales como cáscara y hojas (aunque éste es menor que la cáscara) son una fuente abundante de compuestos fenólicos, y en especial la cáscara de aguacate Mill de acuerdo a ésta investigación, es una de ellas. Si éste enfoque es posible, el uso del subproducto cáscara e incluso las hojas como fuente de compuestos fenólicos podría ser de beneficio económico considerable para los productores de aguacate o industrias procesadoras de aceite del mismo en México, lo que concuerda con Salmerón (2014).

Por otra parte, el contenido de compuestos fenólicos totales reportado en la literatura por los autores anteriores, se refiere normalmente a compuestos de bajo peso molecular, mismos que son solubles en solventes acuoso, y en solventes orgánicos, según sea el caso.

En extractos de cáscara de aguacate Hass se han encontrado compuestos de bajo peso

molecular como ácidos clorogénicos, y flavonoides tales como (+)-catequina y (-)-epicatequina, también se ha reportado la presencia de ácido 5-O-cafeoilquínico y dímeros de procianidina, mismos que tienen una función antioxidante y que contribuyen a la disminución de la liberación de glucosa posprandial (Hirasawa *et al.*, 2008; Kosińska *et al.*, 2012). Sin embargo, cantidades significativas de contenido de fenoles que normalmente no se consideran en los estudios nutricionales permanecen en los residuos de los extractos, sobre todo contenido de fenoles de alto peso molecular como taninos hidrolizables y condensados, mismos que sirven para darle sabor y color a los alimentos además de que ayudan a la coagulación de la sangre, tratamiento de hemorroides y la curación de úlceras en la boca (Arranz *et al.*, 2009).

La ventaja de identificar el tipo de compuestos fenólicos podría servir para definir el uso adecuado de los subproductos agroindustriales, ya sea como ingredientes funcionales, como vehículo para liberar antioxidantes en el intestino grueso o simplemente como una matriz para obtener extractos ricos en compuestos fenólicos (Salmerón, 2014).

En la Figura 11, se ve como los valores más altos pertenecen a la cáscara de aguacate con la concentración etanol-agua 50:50 v/v con 60.82 mg de EAG g⁻¹ base seca y la menor 100:0 v/v etanol-agua con 20.95 mg de EAG g⁻¹ base seca. Para el caso de la hoja, que es la segunda en cantidad, la mejor concentración fue 25:75 v/v etanol-agua con 39.19 mg de EAG g⁻¹ base seca y la menor 100 v/v etanol-agua con 5.20 mg de EAG g⁻¹ base seca. Para el caso de la pulpa, que en realidad tiene una concentración muy baja de fenoles, la mayor cantidad lo tiene la concentración 100:0 v/v etanol-agua con 2.04 mg de EAG g⁻¹ base seca y la menor la concentración 25:75 v/v etanol-agua con 0.64 mg de EAG g⁻¹ base seca.

En dicha figura se ve claramente como en realidad la cáscara de aguacate tiene la mayor concentración, las hojas la segunda y la pulpa la tercera, lo anterior es importante ya que de alguna forma la pulpa es consumida en fresco, las hojas en seco se utilizan como alimento para animales y la cáscara hasta el momento es un residuo agrícola (Cuadros, 2008) en ocasiones se utiliza como composta y que podría ser una fuente de contaminación si no se compostea.

Por lo encontrado en ésta investigación, se sugiere deshidratarla a temperaturas (no mayor a 50°C) controladas para preservar los fenoles y molerla para usarla después como base de alimento funcional.

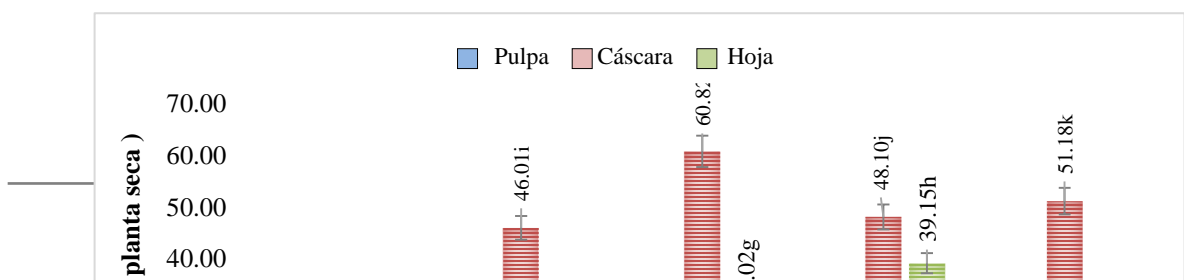


Figura 11. Porcentaje de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.3. pH en pulpa, cáscara y hoja

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para pH se encuentra en el Cuadro 7.

Para el caso de la pulpa el rango se encuentra entre 5.33 y 6.71 el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a las concentraciones 25:75 y 50:50 v/v etanol-agua.

Para el caso de la cáscara el rango se encuentra entre 5.45 y 6.40 el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 75:25 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja el rango se encuentra entre 5.22 y 6.14 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:25 v/v etanol-agua.

En algunos estudios se ha indicado que el pH tiene un efecto significativo para la extracción de fenoles, en tanto más básico sea (incluso acercándose a 8) la extracción de fenoles es mayor, tal como fue en el caso de hojas de achiote (Sepúlveda *et al.*, 2016). Apoyando lo descrito y de acuerdo a los resultados de esta investigación, en donde la mejor extracción en la mayoría de los casos fue con la concentración 50:50 v/v etanol-agua. Aguado *et al.*, 2018, sugiere que los alcoholes son ácidos más débiles que el agua y que en sistemas biológicos se consideran neutros, por lo que en su investigación con dicha combinación se obtuvo también la mayor concentración en la extracción de fenoles totales.

Aunado a lo anterior, se sabe que más que la relación etanol-agua, los compuestos presentes en los extractos son los que determinan éstos valores de pH (Pérez *et al.*, 2016), por lo que se sugiere determinar exactamente que compuestos fenólicos se encuentran presentes en las diferentes partes vegetativas tanto de guayaba como de aguacate.

En el caso del pH, los valores obtenidos que van de 5.22 a 6.71 corroboran las características ácidas débiles de las sustancias que se extraen en éstos extractos y tal como sugiere Ochoa, (2013) probablemente los compuestos bioactivos que pudieran extraerse con éstos valores son saponinas, flavonoides, fenoles y taninos, ácido benzoico, oleico, esteárico, lignocérico, entre otros.

Se observa en la Figura 12, que los valores de pH en los extractos de las tres partes vegetativas (pulpa, cáscara y hoja) se encuentran en un rango ligeramente ácido lo cual, se sugiere se debe tanto al tipo de planta (especie y parte vegetativa), como al tipo de solvente.

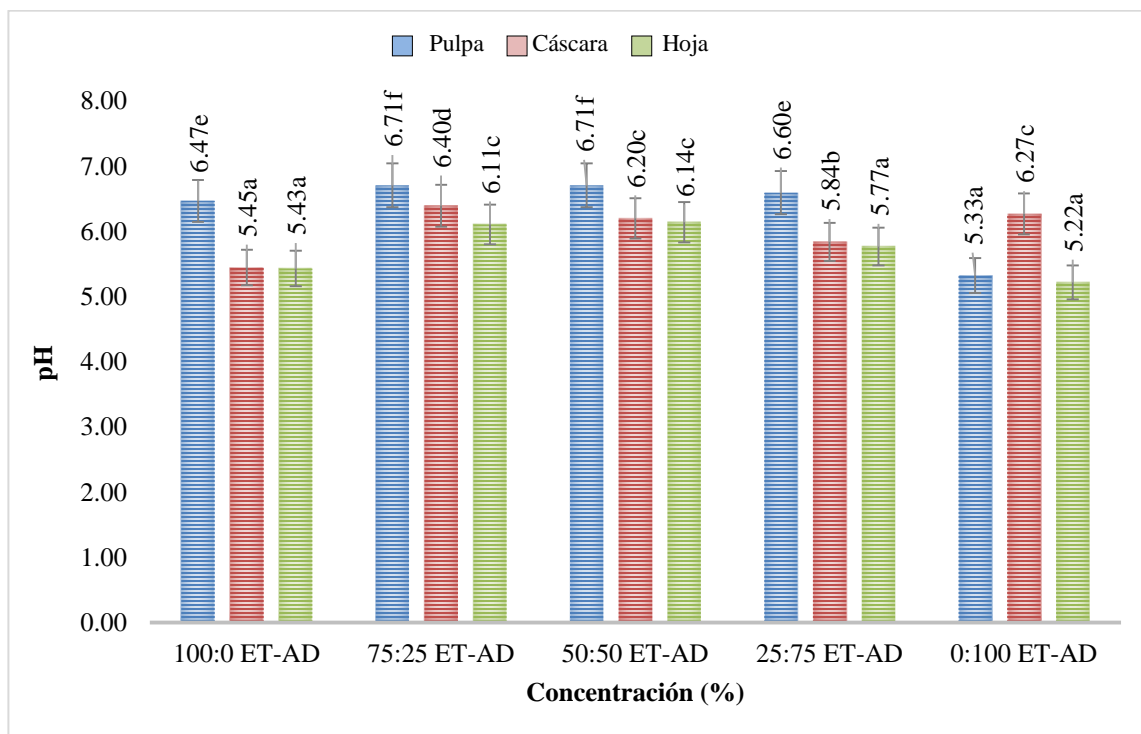


Figura 12. pH en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.4. Capacidad antioxidante en pulpa, cáscara y hoja

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para capacidad antioxidante (μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca) se encuentra en el cuadro 6.

Para el caso de la pulpa el rango se encuentra entre 0.26 y 1.93 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a 0:100 v/v etanol-agua.

Para el caso de la cáscara el rango se encuentra entre 293.93 y 323.33 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca el primero corresponde a la concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 0:100 v/v etanol-agua siendo esta la que tiene mayor capacidad antioxidante.

Para el caso de la hoja el rango se encuentra entre 205.13 y 282.68 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:75 v/v etanol-agua.

Como ya se mencionó en el párrafo anterior y como se muestra en la Figura 13, la cáscara de aguacate es la que presentó la mayor capacidad antioxidante.

En un estudio en el cual utilizó el método DPPH para determinar la capacidad antioxidante se reportó que en variedades de aguacate Hass, tanto en pulpa como en residuos tiene la mayor capacidad antioxidante utilizando este método con un resultado de 189.8 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca en el extracto cáscara de pulpa de aguacate el cual es menor a los resultados obtenidos en esta investigación en el cual la cáscara obtuvo una capacidad antioxidante de 323.33 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca a pero empleando el método de ABTS⁺ y con el cual la pulpa obtuvo como máximo 1.93 μmol Trolox/g base seca el cual no coincide con la literatura pues empleando el método de DPPH obtuvieron una máxima de 165. μmol equivalencia de Trolox/g de planta seca lo cual está por encima de los resultados en esta investigación. Probablemente esto se debe a la presencia de compuestos de tipo lipofílico como los carotenoides, tocoferoles y tocotrienoles, los cuales están presentes en mayor proporción en la pulpa, tal es el caso del aguacate el cual, es una buena fuente de compuestos bioactivos tales como los ácidos

grasos insaturados: oleico, linoléico y palmitoleico y los esteroides como el β -sitosterol, estigmasterol y campesterol la presencia de estos y de otros compuestos como α -tocoferol, carotenoides, clorofilas y flavonoides en el extracto de aguacate contribuye a la mayor estabilización del radical libre DPPH (Moreno *et al.*, 2014).

En otro estudio realizado por Ruíz *et al.*, 2015 en la cáscara de aguacate Hass utilizando tres solventes (etanol, metanol y ácido acético) indico que el tratamiento que mayor capacidad antioxidante presentó fue el que se realizó con un extracto metanólico con un valor de 165.18 $\mu\text{mol Trolox/g}$ base seca seguido del extracto etanólico con un valor de 146.56 $\mu\text{mol Trolox/g}$ ambos resultados están por debajo de los resultados obtenidos en este estudio en el cual se obtuvo una capacidad antioxidante de 323.33 $\mu\text{mol equivalencia de Trolox/g}$ de planta seca en la cáscara de aguacate utilizando una concentración 0:100 v/v etanol-agua . Por otra parte, Gutiérrez *et al.* (2006) menciona que la capacidad antioxidante de un alimento depende de la naturaleza y concentración de los antioxidantes naturales presentes en él.

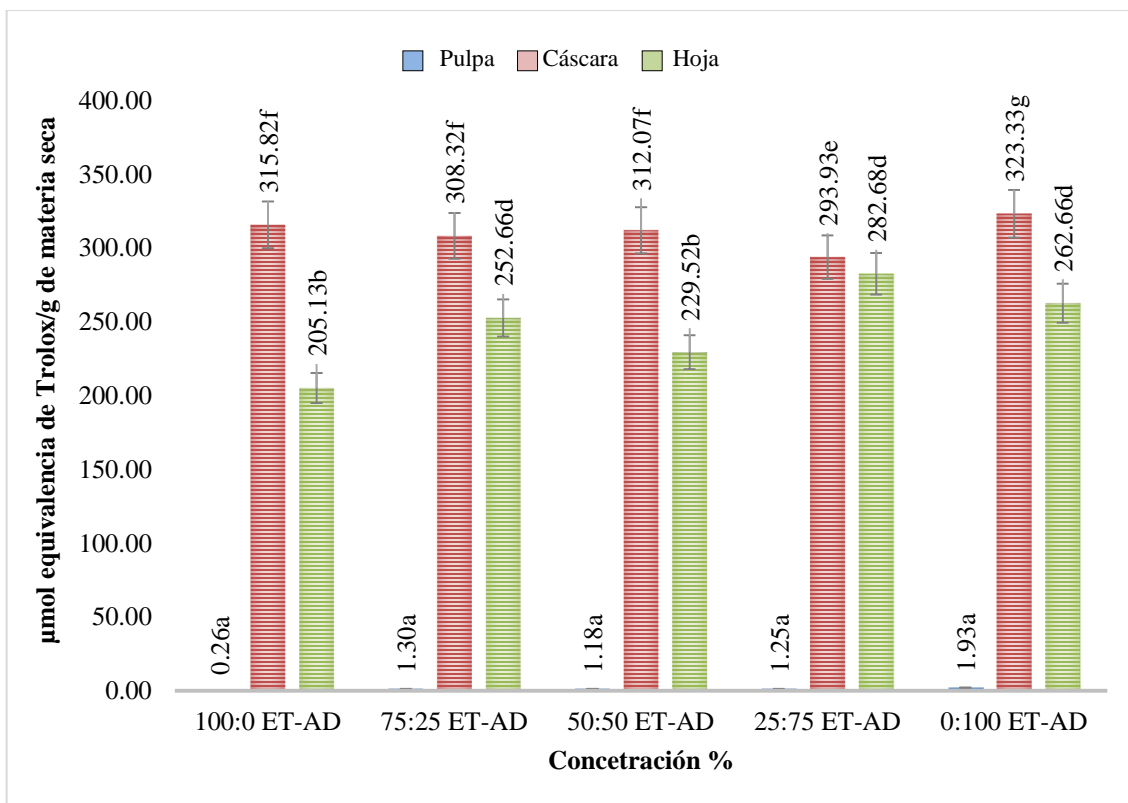


Figura 13. Capacidad antioxidante en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, cáscara y hoja (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.5. Cuantificación de fenoles por el método de separación con solventes en cáscara y hoja.

Como ya se indicó en el diseño experimental, en cáscara y hojas se realizó la estimación del contenido de fenoles totales y de saponinas por el método de separación de solventes (Salem *et al.*, 2011). Lo anterior, en especial saponinas debido a que la cáscara y hojas podrían ser utilizadas en la alimentación animal especialmente, en rumiantes porque ayuda en el proceso digestivo de los mismos disminuyendo la producción de gas metano (Archundia *et al.*, 2019).

Es importante recordar que la concentración de saponinas se obtiene por la diferencia de peso entre los fenoles totales por el método de solventes y el peso inicial de la muestra por lo que al obtener la concentración de saponinas automáticamente se obtiene la concentración de fenoles por separación de solventes (Salem *et al.*, 2011).

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para Fenoles por separación de solventes mg g^{-1} bs se encuentran en el Cuadro 8.

Para el caso de la cáscara el rango se encuentra entre 0.262 y 4.92 mg g^{-1} bs el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua siendo está la que tiene mayor cantidad de fenoles totales.

Para el caso de la hoja el rango se encuentra entre 0.17 y 4.57 mg g^{-1} bs el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 75:25 v/v etanol-agua.

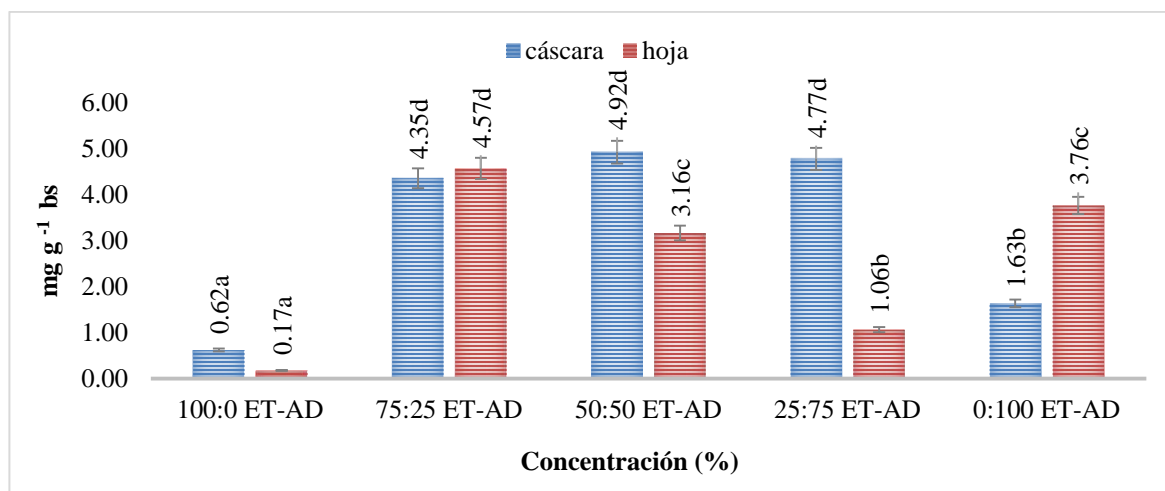


Figura 14. Cuantificación de fenoles por el método separación con solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.6. Cuantificación de saponinas por el método de separación con solventes en cáscara y hoja

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para Saponinas mg g^{-1} bs se encuentran en el Cuadro 8.

Para el caso de la cáscara el rango se encuentra entre 0.290 y 7.59 mg g^{-1} bs seca el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 0:100 v/v etanol-agua siendo está la que tiene mayor de saponinas.

Para el caso de la hoja el rango se encuentra entre 0.18 y 2.99 mg g^{-1} bs el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

En un estudio realizado por Mena *et al.*, 2015 en la especie *Sapindus saponaria* L. utilizando extractos acuosos en proporción 1:1 masa/volumen (m/v) para la extracción de saponinas y empleando el ensayo de la espuma, la mayor concentración de saponinas se encontró en el extracto del pericarpio del fruto 757.0 mg g^{-1} bs seguido por el de las semillas 173 mg g^{-1} bs lo cual es mayor a lo reportado en esta esta investigación pero que coincide en la parte vegetativa como se muestra en la Figura 15, que fue en la cáscara donde se obtuvo el mayor porcentaje de saponinas con 7.59 mg g^{-1} bs.

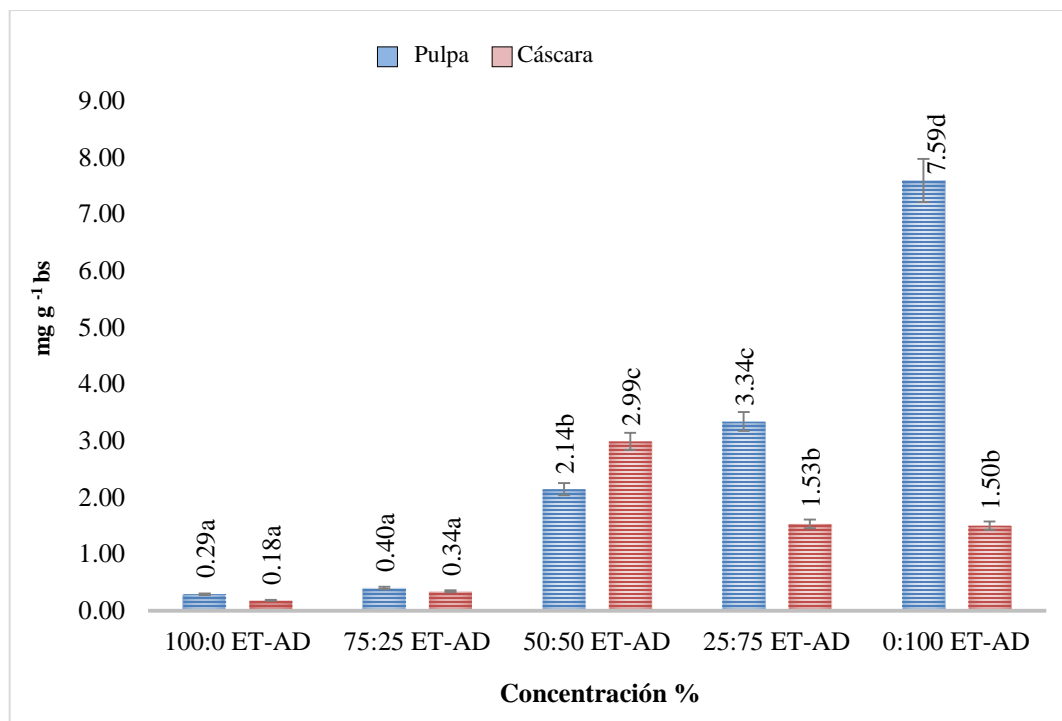


Figura 15. Cuantificación de saponinas por el método de separación con solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando cáscara y hoja de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.7. Color (a*, b*, c*, h* y L*) en pulpa, cáscara y hoja

7.7.1. Componente L*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente L* se encuentra en el Cuadro 7.

La luminosidad o brillo L*, permite clasificar el color como claro oscuro, que se define como la característica de una sensación que la hace equivalente a la producida por algún elemento de la escala de grises. Misma que va desde el blanco (máxima luminosidad, igual a 100) hasta el negro (mínima luminosidad, igual a 0) haciendo un elemento más claro u

oscuro. Ésta característica es una medida relativa de la luz reflejada frente a la absorbida, por lo tanto, no se considera participe de la cromaticidad (González, 2010).

Para el caso de la pulpa, el rango de valores de L* obtenido en ésta investigación el rango se encuentra entre 30.83 y 35.47 el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 0:100 v/v etanol-agua.

Como ya se indicó en tanto más se tienda a 100 la luminosidad es mayor, y el rango obtenido en ésta investigación es una tercera parte del valor de 100 en una escala de 0 a 100, por lo que se sugiere el valor de L* los extractos de la pulpa tienden a ser opacos.

Para el caso de la cáscara el rango se encuentra entre 37.10 y 44.04 el primero corresponde a la concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

De igual forma que el anterior el rango obtenido en ésta investigación es una tercera parte del valor de 100 en una escala de 0 a 100, por lo que se sugiere el valor de L* los extractos de la cáscara tienden a ser opacos, aunque menor a los extractos de pulpa.

Para el caso de la hoja el rango se encuentra entre 30.09 y 33.96 el primero corresponde a la concentración 50:50 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

Tal y como los resultados anteriores, el rango obtenido en ésta investigación es una tercera parte del valor de 100 en una escala de 0 a 100, por lo que se sugiere el valor de L* los extractos de la hoja tienden a ser opacos incluso más que los de pulpa y cáscara.

En la Figura 16, puede verse en el componente L* de color las diferentes concentraciones de los extractos pulpa, cáscara y hoja del aguacate. Los valores encontrados se encuentran en un rango de 30.09 en hoja de aguacate, concentración 50:50 v/v etanol-agua que indica un valor verde en el extracto y 44.04 en pulpa de aguacate, concentración 100:0 v/v etanol-agua (ET-AD: etanol/agua destilada).

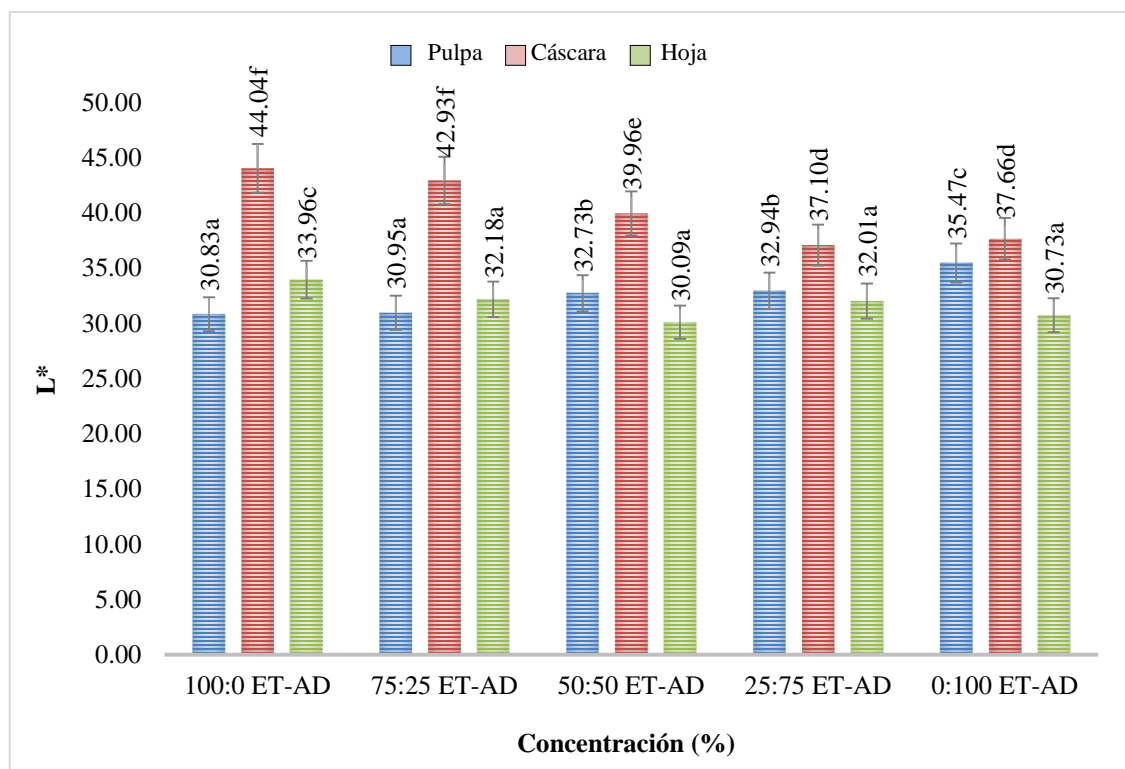


Figura 16. Valores de L* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.7.2. Componente a*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente a* se encuentra en el Cuadro 7.

Para el caso de la pulpa el rango se encuentra entre -0.56 y 5.47 el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a 25:75 v/v etanol-agua.

Para el caso de la cáscara el rango se encuentra entre -5.42 y 2.71 el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:75 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja el rango se encuentra entre -3.42 y 4.84 el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:75 v/v etanol-agua.

El color es una respuesta mental al estímulo producido en la retina por una radiación luminosa visible. El estímulo cromático está caracterizado por la colorimetría triestímulo, el tono, la luminosidad y la saturación. El tono o matiz, se refiere a aquella característica que permite clasificar al color como rojo, amarillo, verde o azul y es, por tanto, un atributo cualitativo de color (González, 2010).

En la Figura 17, puede verse en el componente a^* de color las diferentes concentraciones de la pulpa, cáscara y hoja del aguacate. En el caso de aguacate las hojas y la pulpa son verdes a simple vista (no se midió de manera instrumental) sin embargo, no todos los extractos presentaron una coloración verde. En el caso de los que se realizaron con mayor concentración de etanol, sí presentaron un color verde con tonalidades claras, pero los extractos realizados con una mayor concentración de agua presentaron un color café con tonalidades muy oscuras y en el caso de la cáscara los colores van de café claro a café oscuro tal cual se ve en el recuadro del cuadrante (b) $+a^*/+b^*$ (Kupeers, 2002) de la Figura 18.

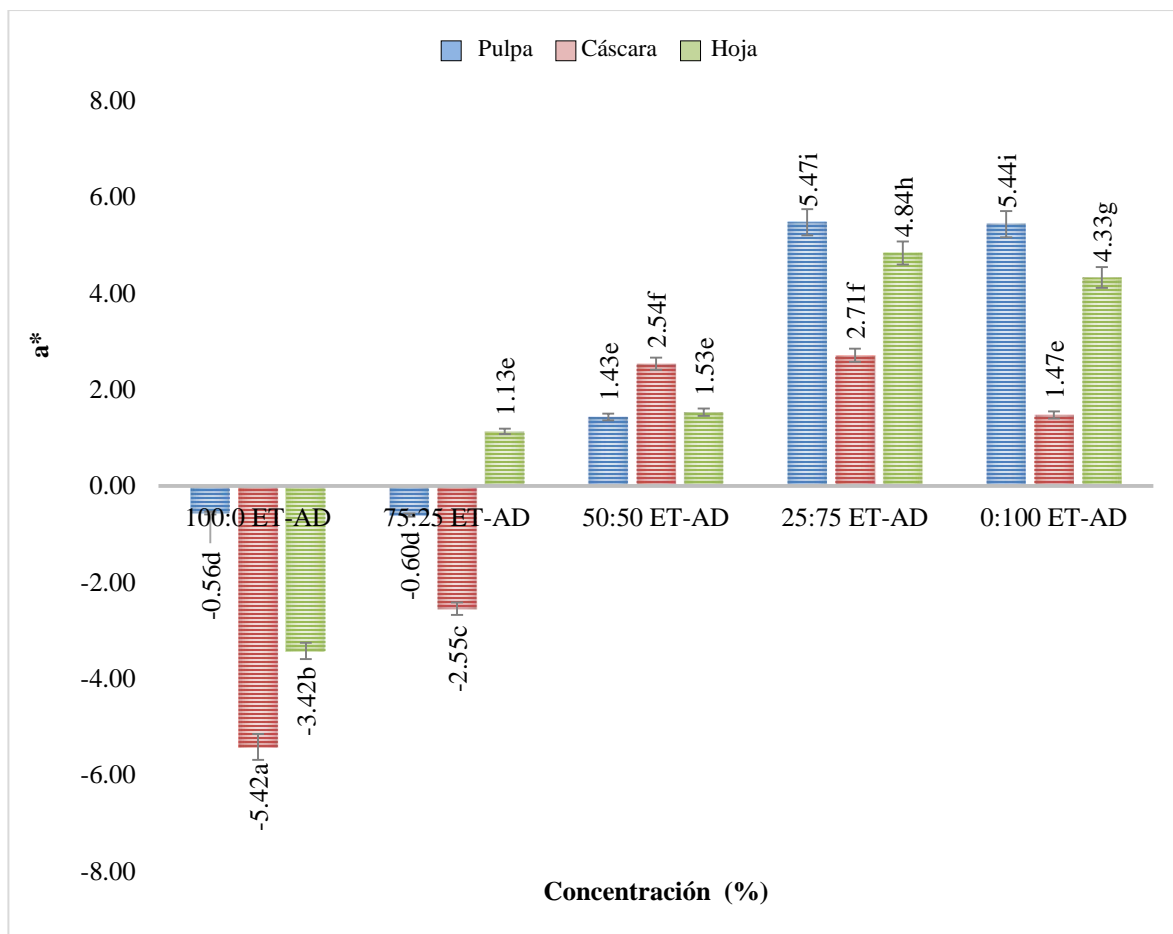


Figura 17. Valores del componente a* en extractos de aguacate

Todos los extractos antes descritos, se encuentran en el mismo cuadrante en el círculo cromático como se ve en la Figura 17, sin embargo, es importante mencionar que no es posible relacionar el color con los compuestos bioactivos, ni con la concentración de solventes ya que no se midió color en la curva patrón, lo que se sugiere se realice en próximos estudios.

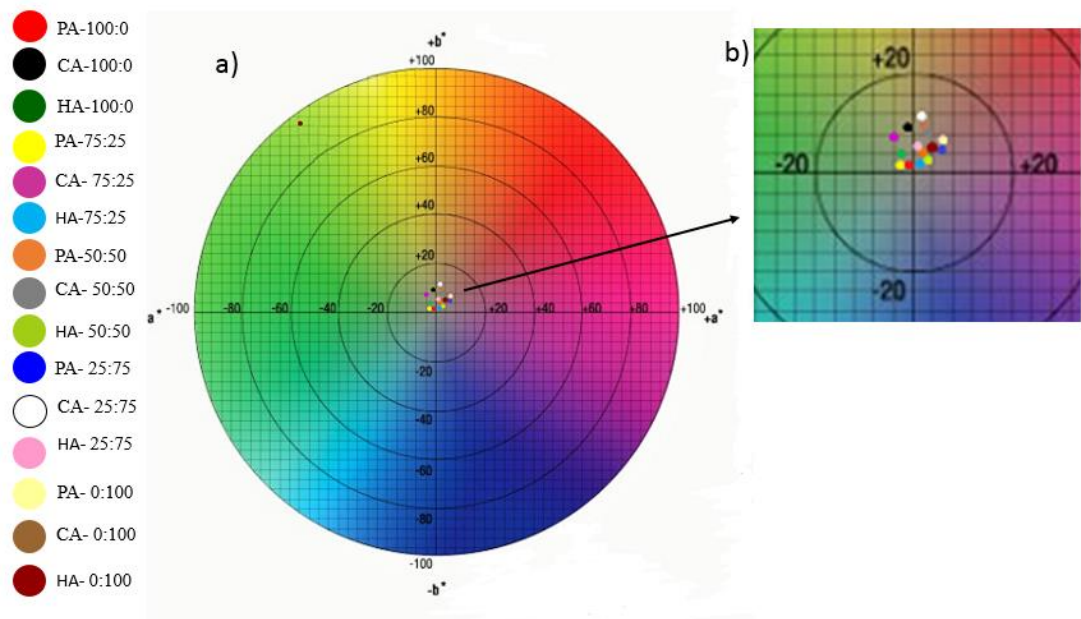


Figura 18. Valores del componente a^* de los extractos de aguacate, expresados en el círculo cromático. a= Círculo Cromático. b=Recuadro de los cuadrantes ($-a^*$ / $+a^*$ y $-b^*$ / $+b^*$) donde se ubicaron los extractos estudiados (Kupeers, 2002).

7.7.3. Componente b^*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente b^* se encuentra en el Cuadro 7.

Para el caso de la pulpa, el rango se encuentra entre 0.35 y 7.65 el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a 0:100 v/v etanol-agua.

Para el caso de la cáscara, el rango se encuentra entre 9.74 y 14.37 el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango se encuentra entre 1.30 y 4.57 el primero corresponde a la concentración 50:50 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

En b^* es una coordenada cromática que va de $+b^*$ (positivo), que indica amarillo y de $-b^*$ (negativo) que indica el azul. De igual forma que a^* y b^* pueden tener valores de 60 hasta -60 (Boscarol, 2007).

En la Figura 19, se ve el componente b^* en las diferentes concentraciones de pulpa, cáscara y hoja de aguacate. Como ya se indicó, en pulpa se presentaron colores de verde a café en tonalidades claras, en el caso de la cáscara el color era café en todos los extractos en tonalidades que van de claras a oscuras y en el caso de las hojas se presentaron los colores verde y café con tonalidades oscuras.

Como se indicó en el componente a^* todos los extractos antes descritos, se encuentran en el mismo cuadrante en el círculo cromático como se ve en la Figura 17, de igual forma como ya se explicó, no es posible relacionar el color con los compuestos bioactivos, ni con la concentración de solventes ya que no se midió color en la curva patrón, lo que se sugiere se realice en próximos estudios.

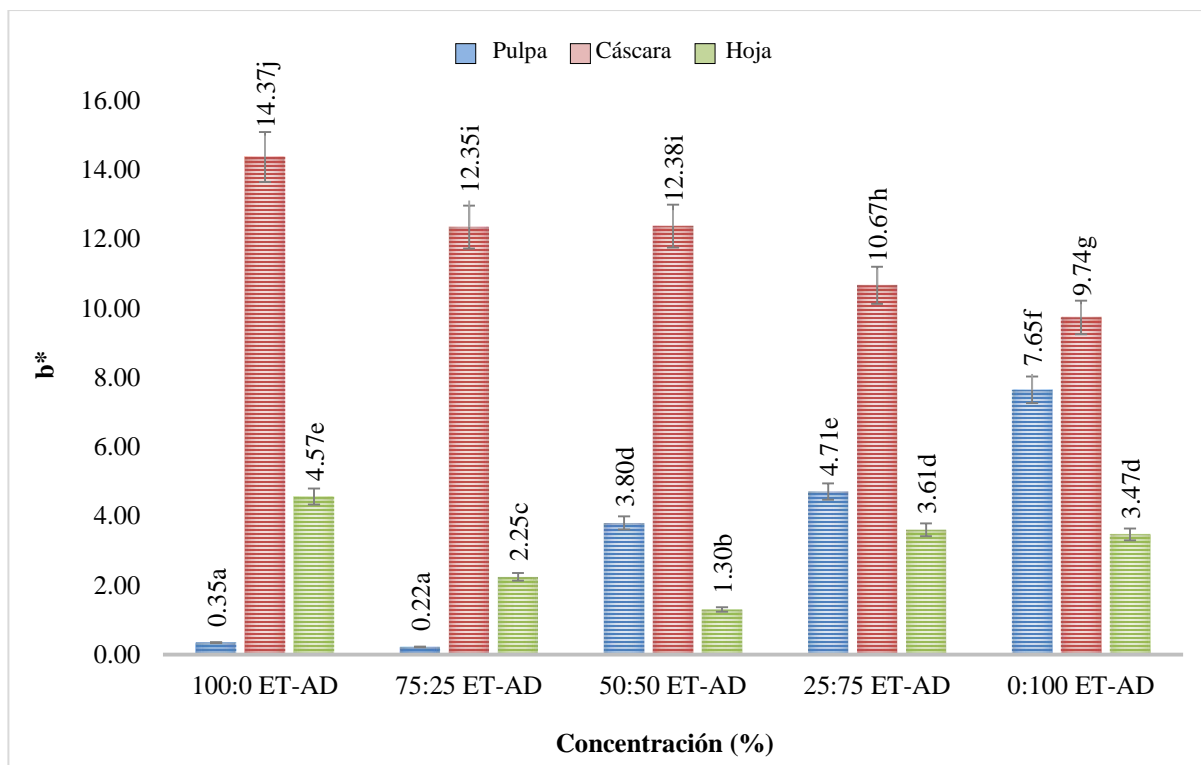


Figura 19. Valores de b^* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.7.4. Componente c^*

La saturación o pureza, descritas por los valores c^* (croma), describe el grado o la intensidad con la que un color se separa del gris neutro y se acerca a un color puro del espectro. La saturación describe la reflexión o transmisión de una determinada longitud de onda y es considerado el atributo cuantitativo de la cromacidad (Boscarol, 2007).

El croma va de 0 a 100. En donde 0 es poco intenso y 100 es muy intenso (Boscarol, 2007).

En la presente investigación, c^* fue obtenida como ya se indicó con el colorímetro, sin embargo este valor también puede ser obtenido directamente con la siguiente fórmula:

$$c^* = (a^{*2} + b^{*2})^{1/2} \text{ (Boscarol, 2007).}$$

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente c^* se encuentra en el Cuadro 7.

Para el caso de la pulpa, el rango de valores para c^* obtenido en esta investigación se encuentra entre 0.69 y 10.22 el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a 0:100 v/v etanol-agua, como ya se vio 0, es poco intenso y 100 es muy intenso. El rango de los valores obtenidos para los cinco extractos de pulpa indicó en general, que éstos fueron poco intensos.

Para el caso de la cáscara, el rango de valores para c^* obtenido se encuentra entre 10.52 y 15.58 el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua. El rango de los valores obtenidos para los cinco extractos de cáscara indicó que éstos fueron los más intensos entre la pulpa, la cáscara y la hoja.

Para el caso de la hoja, el rango de valores para c^* obtenido se encuentra entre 2.31 y 5.60 el primero corresponde a la concentración 50:50 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua. El rango de los valores obtenidos para los cinco extractos de hoja indicó que éstos fueron más intensos que los extractos de pulpa pero en menor proporción de intensidad a los extractos de la cáscara.

En la Figura 20, se ve el componente c^* en las diferentes concentraciones de pulpa, cáscara y hoja, para la pulpa puede verse una marcada tendencia a aumentar el valor del componente c^* desde 100:0 ET-AD hasta 0:100 ET-AD y por el contrario para la cáscara la mayor concentración se encuentra en la concentración 100:0 ET-AD y disminuye en la concentración 0:100 ET-AD, sin embargo, para el caso de la hoja empieza con una alta concentración en 0:100 ET-AD disminuye en 50:50 ET-AD y después vuelve a aumentar en 100:0 ET-AD. Debido a la reflexión anterior, se sugiere analizar mediante un método

cromatográfico específicamente que compuestos bioactivos son los que se encuentran en cada parte analizada y con cada proporción de solvente.

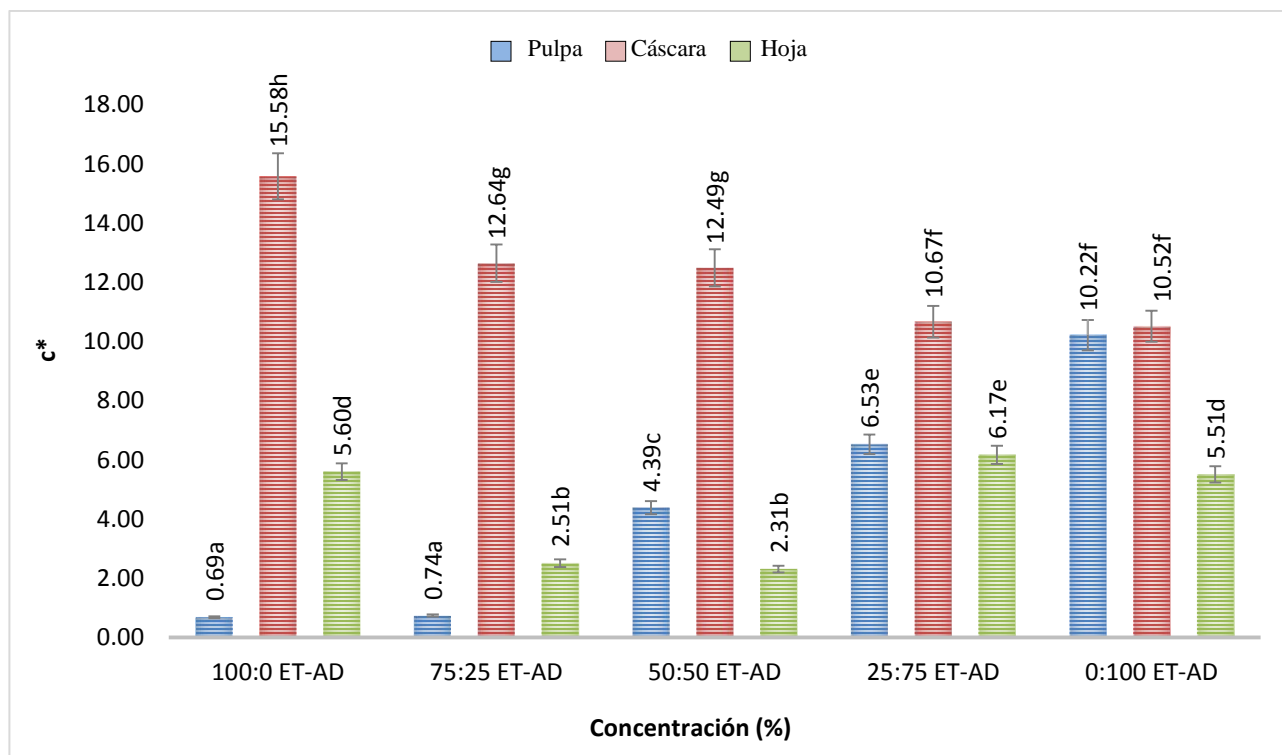


Figura 20. Valores de c* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

7.7.5. Componente h*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente h* se encuentra en el Cuadro 7.

En el Cuadro 11, se ve el color correspondiente a los distintos ángulos de matiz en extractos de aguacate. Como lo indica el Cuadro 11, de acuerdo a la clasificación de Boscarol (2007), el extracto 4,3 pertenece a una coloración rosa, los extractos 2,3; 3,1; 3,2; 3,3; 4,1; 4,2; 5,1; 5,3 pertenecen a coloración roja, el extracto 2,1 a coloración amarillo/ verde y el extracto 1,1 a coloración verde (Ver Cuadro 6 sobre datos de identificación de la interacción, concentración-parte vegetativa y del fruto).

Cuadro 11. Los colores correspondientes a los distintos ángulos de matiz en extractos de aguacate.

Color	Ángulos de matiz (Grados)	Interacción (Concentración-parte vegetativa y del fruto, ver Cuadro 6)
Rosa	0	4,3
Rojo	45	2,3; 3,1; 3,2; 3,3; 4,1; 4,2; 5,1; 5,3
Naranja/amarillo	90	1,2; 1,3; 2,2; 5,2
Amarillo/ verde	135	2,1
Verde	180	1,1
Azul claro	225	
Azul rey	270	
Morado	315	

Fuente: Boscarol, 2007

El hue (h) de 0 a 360°. El valor de h es el ángulo del tono y se expresa en grados.

En la presente investigación, h* fue obtenida como ya se indicó con el colorímetro, sin embargo este valor también puede ser obtenido directamente con la siguiente fórmula:

$$h = \arctan\left(\frac{b^*}{a^*}\right) \text{ (Boscarol, 2007).}$$

Para el caso de la pulpa, el rango de valores para h* obtenido para la presente investigación, en términos generales, se encuentra entre 45.10 y 153.06 el primero corresponde a la concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a 75:25 v/v etanol-agua, El rango de los valores obtenidos para los cinco extractos de pulpa corresponden a colores que van de rojos a verdes, pasando por amarillos, de acuerdo a la clasificación de acuerdo al Cuadro 10 que indica los ángulos de matiz propuesto por Boscarol (2007).

Para el caso de la cáscara, el rango se encuentra entre 75.76 y 112.74 el primero corresponde a la concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración

100:0 v/v etanol-agua. El rango de los valores obtenidos para los cinco extractos de cáscara corresponden a colores que van de rojos a verdes, de acuerdo a la clasificación de acuerdo al Cuadro 10 que indica los ángulos de matiz propuesto por Boscarol (2007).

Para el caso de la hoja, el rango se encuentra entre 36.85 y 127.02 el primero corresponde a la concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua. El rango de los valores obtenidos para los cinco extractos de hoja corresponden a colores que van de rosas a verdes, de acuerdo a la clasificación de acuerdo al Cuadro 10 que indica los ángulos de matiz propuesto por Boscarol (2007).

En la Figura 21, puede verse en su componente h^* las diferentes concentraciones para los extractos pulpa, cáscara y hoja de aguacate.

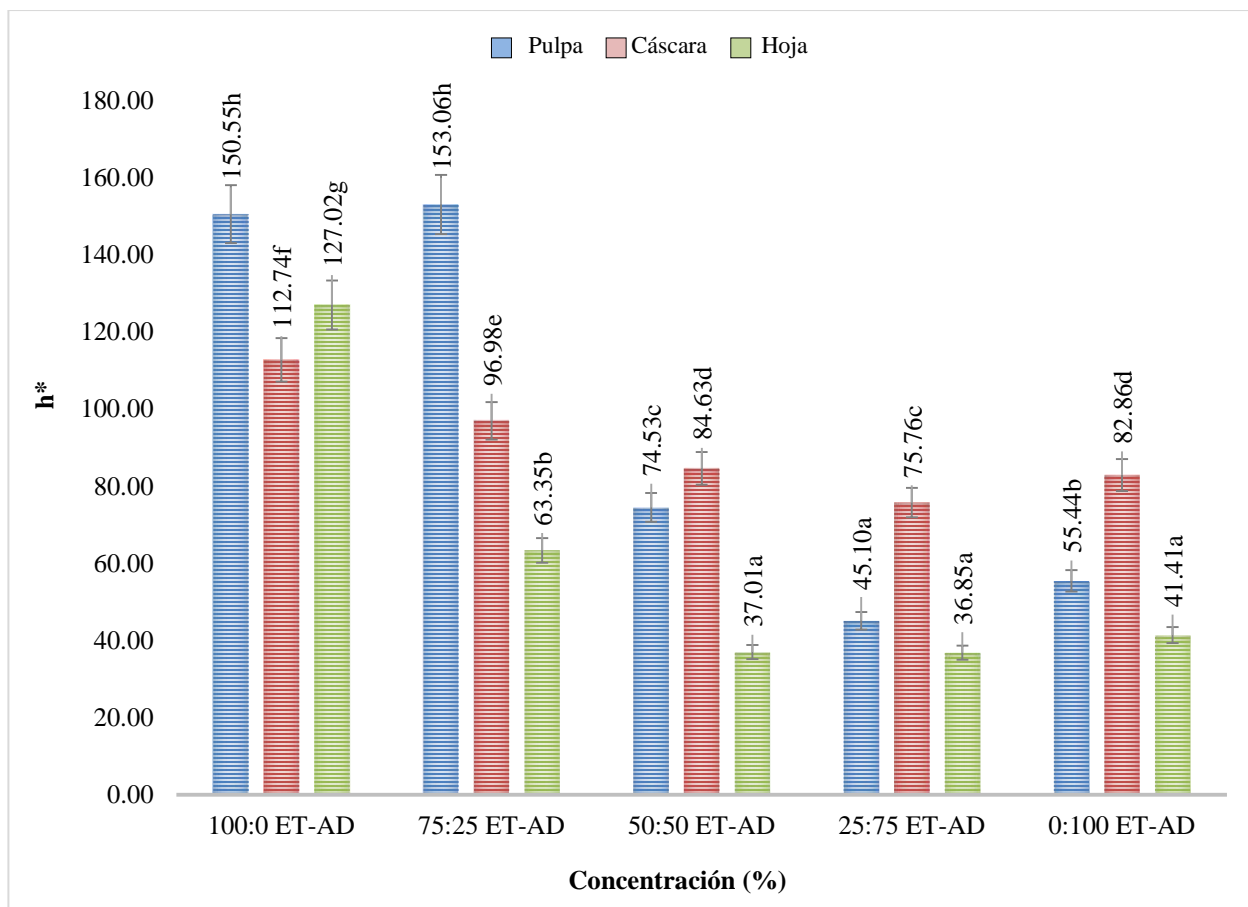


Figura 21. Valores de h^* en extractos de aguacate (ET-AD: etanol/agua destilada).

Al igual que en el caso de c^* , se sugiere analizar mediante un método cromatográfico específicamente que compuestos bioactivos son los que se encuentran en cada parte analizada y con cada proporción de solvente.

8.1. Guayaba

8.2. Fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en pulpa, epidermis y hoja de guayaba.

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu (EAG g^{-1} base seca) se encuentran en el Cuadro 9.

Para el caso de la pulpa, el rango de fenoles totales se encuentra entre 1.52 y 12.73 mg de EAG g⁻¹ bs el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a 50:50 v/v etanol-agua.

Para el caso de la epidermis, el rango de fenoles totales se encuentra entre 7.34 y 37.35 mg de EAG g⁻¹ bs el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango se encuentra entre 11.94 y 45.77 mg de EAG g⁻¹ bs el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

Se consideró importante describir los resultados de pulpa, epidermis y hoja debido a que cada una tiene uso agroindustrial diferente.

Como se muestra en la Figura 22, para la variable fenoles totales los mejores valores se obtuvieron en la hoja con una cantidad de 45.77 mg de EAG g⁻¹ bs, utilizando la concentración 50:50 v/v etanol-agua, valor superior a los resultados obtenidos por Pérez *et al.*, 2014 quien realizó la extracción de fenoles en hojas jóvenes obteniendo la cantidad de 9.071 mg de EAG g⁻¹ bs y hojas maduras en las que obtuvo la cantidad de 4.663 mg de EAG g⁻¹ bs pero empleando metanol como solvente a una concentración 80:20 v/v metanol:agua.

Por otra parte Matsuki, 1996 reportó que la concentración de compuestos fenólicos en especies vegetales puede variar, dentro de un mismo individuo, en respuesta a factores genéticos, ontogénicos, bióticos y abióticos. Por otro lado, el destino de los carbohidratos

formados durante la fotosíntesis, tendrán una gran influencia en la cantidad y calidad de los compuestos fenólicos producidos.

Algunos de los metabolitos principalmente encontrados en hojas de guayaba son ácido gálico, catequina, galocatequina, procianidina B, morin, ácido elágico, quercetina, glucuronida, reynoutrin, guajaverina, avicularina. Sin embargo, en algunos estudios se han reportado hasta 72 metabolitos secundarios para la misma especie (Qian y Nihorimbere, 2004; Díaz *et al.*, 2016) mismos que no fueron motivo en ésta investigación, pero que se sugiere continuar el estudio para identificarlos.

En la Figura 22, se ve como la mayor concentración de fenoles totales en pulpa, epidermis y hoja se obtiene en los extractos que están realizados con una concentración 50:50 v/v ET-AD que se encuentran en el centro de la figura y como disminuyen al aumentarse la concentración de etanol-agua (75:25 y 75:25 0 v/v) y finalmente las concentraciones puras de etanol y agua (100:0 y 0:100 0 v/v).

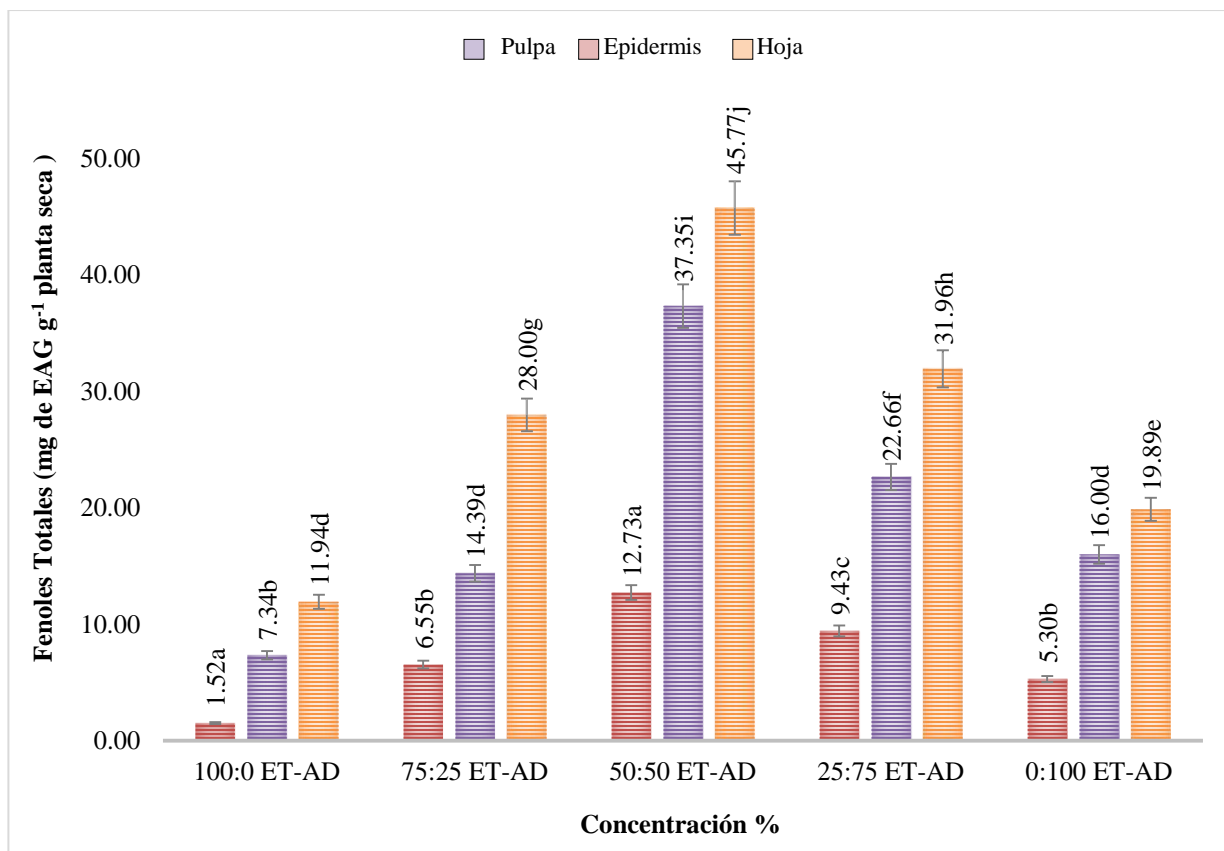


Figura 22. Contenido de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu en extractos etanol/agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

La explicación referente a los compuestos fenólicos se describe ampliamente en el apartado de aguacate, por lo que no se repite en éste apartado. Sin embargo, es importante realizar un análisis de cromatografía para determinar exactamente que compuestos fenólicos se encuentran en la especie referida (guayaba).

8.3. pH en pulpa, epidermis y hoja

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para pH se encuentra en el Cuadro 9.

Para el caso de la pulpa, el rango de pH se encuentra entre 4.08 y 4.80 el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a una concentración 75:25 v/v etanol-agua.

Para el caso de la epidermis, el rango de pH se encuentra entre 3.35 y 4.63 el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 75:25 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango de pH se encuentra entre 5.15 y 5.84 m 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

Se observa en la Figura 22, que los valores de pH en los extractos pulpa, epidermis y hoja se encuentran en un rango de moderadamente a ligeramente ácido lo cual, se debe tanto al tipo de planta, como al tipo de solvente (Pérez *et al.*, 2016).

En el caso de la hoja como se ve en la Figura 23, el mayor valor de pH se obtiene en los extractos que están realizados con una concentración 50:50 v/v ET-AD que se encuentran en el centro de la figura y como disminuyen al aumentarse la concentración de etanol-agua (75:25 y 75:25 0 v/v) y finalmente las concentraciones puras de etanol y agua (100:0 y 0:100 0 v/v).

Para la pulpa y la epidermis el valor mayor de pH se obtiene con la concentración (75:25 v/v) ET-AD hasta tener el menor valor de pH (ácido) con la concentración (0:100 v/v) ET-AD.

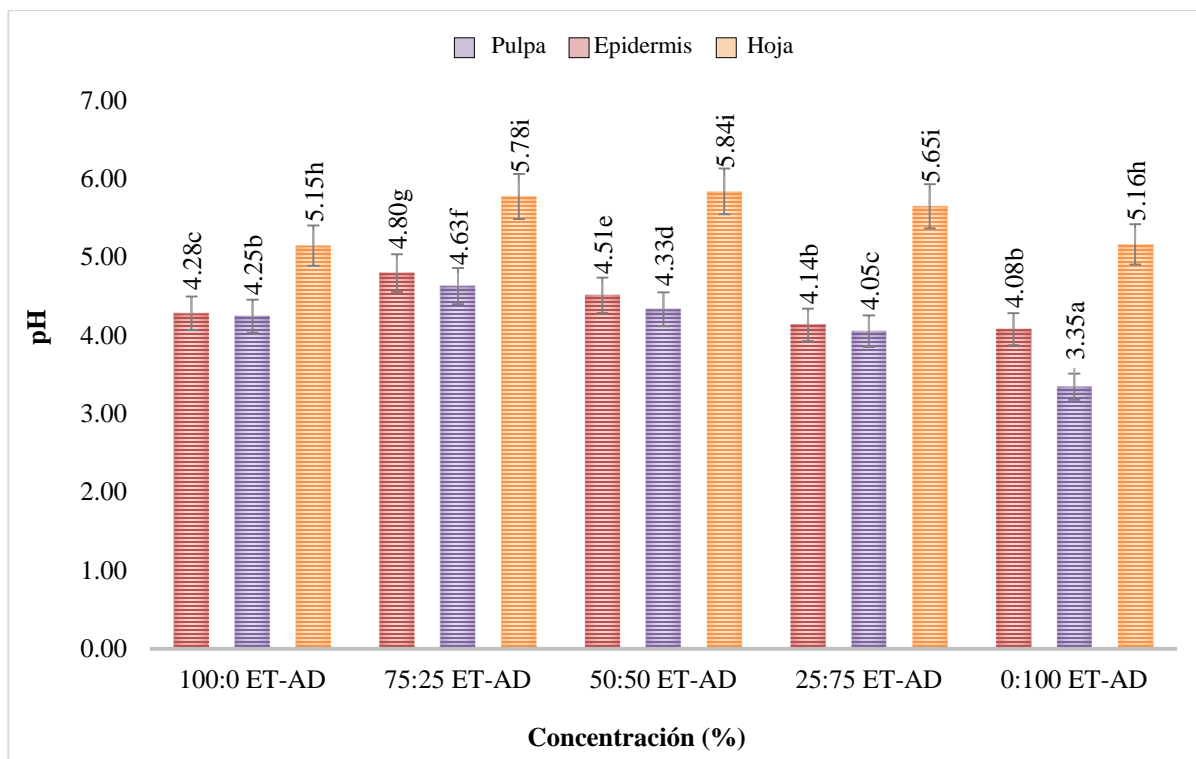


Figura 23. pH en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

La explicación referente a los valores de pH se describe ampliamente en el apartado de aguacate, por lo que no se repite en ésta sección. Sin embargo, es importante realizar un análisis de cromatografía para determinar exactamente que compuestos fenólicos se encuentran en la especie referida (guayaba).

8.3.1. Capacidad antioxidante en pulpa, epidermis y hoja

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para capacidad antioxidante (μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca) se encuentra en el Cuadro 9.

Para el caso de la pulpa, el rango de capacidad antioxidante ésta entre 119.45 y 305.82 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca, el primero corresponde a la concentración 75:25 v/v etanol-agua y el segundo a 25:75 v/v etanol-agua.

Para el caso de la epidermis, el rango de capacidad antioxidante ésta entre 204.50 y 322.70 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca, el primero corresponde a la concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 0:100 v/v etanol-agua siendo está la que tiene mayor capacidad antioxidante.

Para el caso de la hoja, el rango de capacidad antioxidante ésta entre 300.81 y 320.83 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca, el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 0:100 v/v etanol-agua.

En un estudio realizado en pulpa de guayaba se obtuvieron 30.25 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca, mismo que está por debajo de los resultados encontrados en ésta experimentación, en la cual se obtuvo una capacidad antioxidante de 305.82 μmol equivalencia de Trolox/g de materia seca.

Gutiérrez *et al.* (2006), menciona que la mayor parte de la capacidad antioxidante de frutas y vegetales es proporcionada por contenido en vitamina E, C y carotenos, así como de diferentes polifenoles.

Tomando como referencia lo indicado por el autor se sugiere que se puede explicar que en ésta investigación se haya encontrado una alta capacidad antioxidante en la fruta de guayaba, ya que como lo indica el mismo autor esta fruta contiene altos niveles de vitamina

C, de carotenoides y son ricas en polifenoles, estos últimos que son fitoquímicos presentes en los alimentos con un marcado poder reductor.

En la Figura 24, se ve como los extractos con menor capacidad antioxidante fueron los realizados con mayor concentración de etanol tal fue el caso de las concentraciones (100:0 y 75:25 v/v) Etanol-Agua, de la pulpa, epidermis y hoja, la parte vegetal que menos capacidad antioxidante tiene sobre todo a mayor concentración de etanol fue la pulpa seguida de la epidermis, por el contrario en relación de la en de la hoja tal como se ve en la misma figura no hay diferencias entre concentraciones.

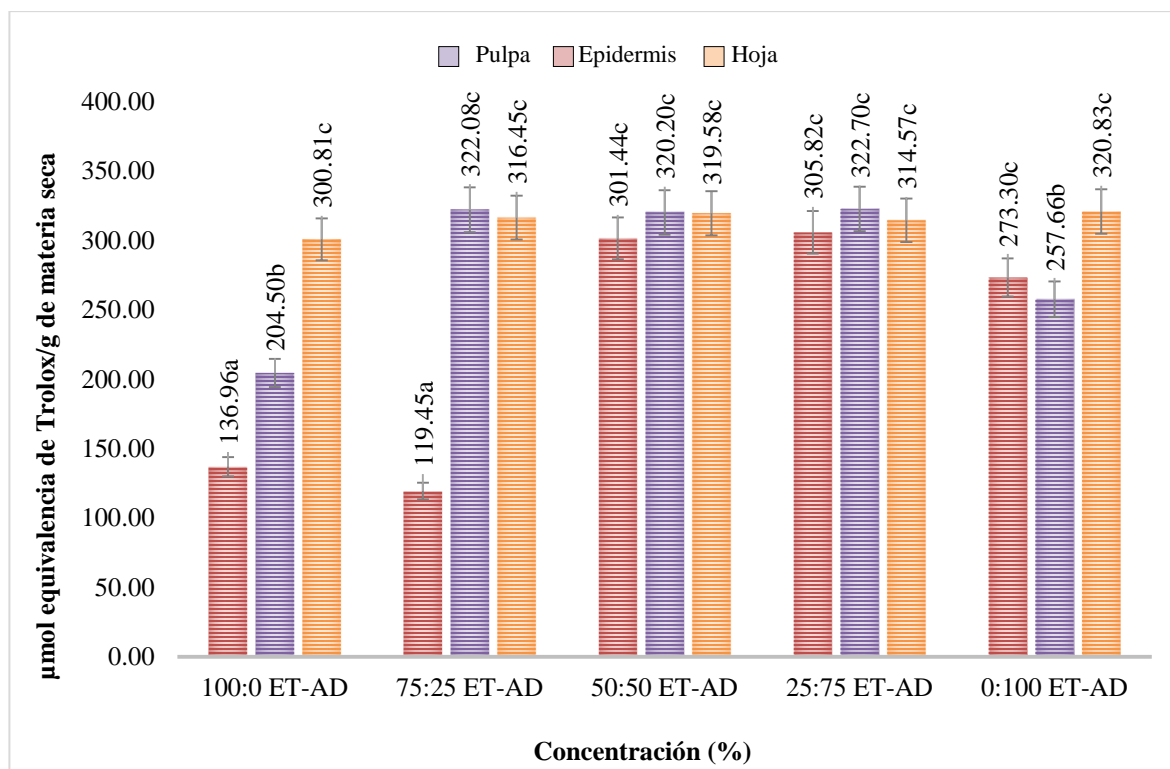


Figura 24. Porcentaje de capacidad antioxidante en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando pulpa, epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

8.3.2. Cuantificación de fenoles por el método de separación con solventes en epidermis y hoja

Como ya se indicó en el diseño experimental y como ya se indicó para el aguacate, en epidermis y hojas para la guayaba se realizó la estimación del contenido de fenoles totales y de saponinas por el método de separación de solventes (Salem *et al.*, 2011). Lo anterior, en especial saponinas debido a que la epidermis y las hojas podrían ser utilizadas en la alimentación animal (sobre todo las hojas) especialmente, en rumiantes porque ayuda en el proceso digestivo de los mismos disminuyendo la producción de gas metano (Archundia *et al.*, 2019).

Es importante recordar que la concentración de saponinas se obtiene por la diferencia de peso entre los fenoles totales por el método de solventes y el peso inicial de la muestra por lo que al obtener la concentración de saponinas automáticamente se obtiene la concentración de fenoles por separación de solventes (Salem *et al.*, 2011).

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para fenoles por separación de solventes mg g^{-1} bs se encuentran en el Cuadro 9.

Para el caso de la epidermis, el rango de valores se compuestos fenólicos se encuentra entre 0.35 y 4.23 mg g^{-1} bs el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:75 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango de valores se compuestos fenólicos se encuentra entre 0.73 y 10.56 mg g^{-1} bs, el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:75 v/v etanol-agua.

Seo *et al.*, 2013 evaluaron los efectos de las hojas de guayaba con diferentes solventes metanol, agua y etanol a la concentración 50:70 v/v y solventes puros, para extraer compuestos fenólicos. Los resultados demostraron que el contenido de compuestos fenólicos de las hojas de guayaba extraídas con agua fue mayor en comparación con los extractos de etanol y metanol puros. Sin embargo, el contenido de compuestos fenólicos extraído usando el solvente hidroetanólico fue más alto que el agua. El mayor valor encontrado por ellos fue 148 mg g^{-1} bs, lo cual es mayor a los resultados obtenidos en esta investigación, Ya que la mayor concentración corresponde a un valor de 10.56 mg g^{-1} bs para la concentración 25:75 v/v etanol-agua. Éste resultado, también coincide con los estudios realizados por Reddy *et al.* (2012), quienes muestran en su investigación que el contenido de compuestos fenólicos del extracto de agua fue mayor que en los extractos de etanol puro y de metanol puro.

Con la metodología descrita de determinación de fenoles por solventes (Salem *et al.*, 2011), en la presente investigación para epidermis y hoja, el mejor tratamiento se obtuvo usando la concentración 25:75 v/v Etanol-Agua (Figura 24), y para ambos casos la menor concentración se obtuvo con etanol puro.

Por otra parte, Nyrenda *et al.* (2012) indicaron que los compuestos polares, como los compuestos fenólicos y los flavonoides, son más solubles en solventes acuosos que en solventes orgánicos. Los autores, mencionan que el contenido de compuestos fenólicos del 50% de extracto hidroetanólico fue mayor que en el extracto acuoso de hojas de guayaba.

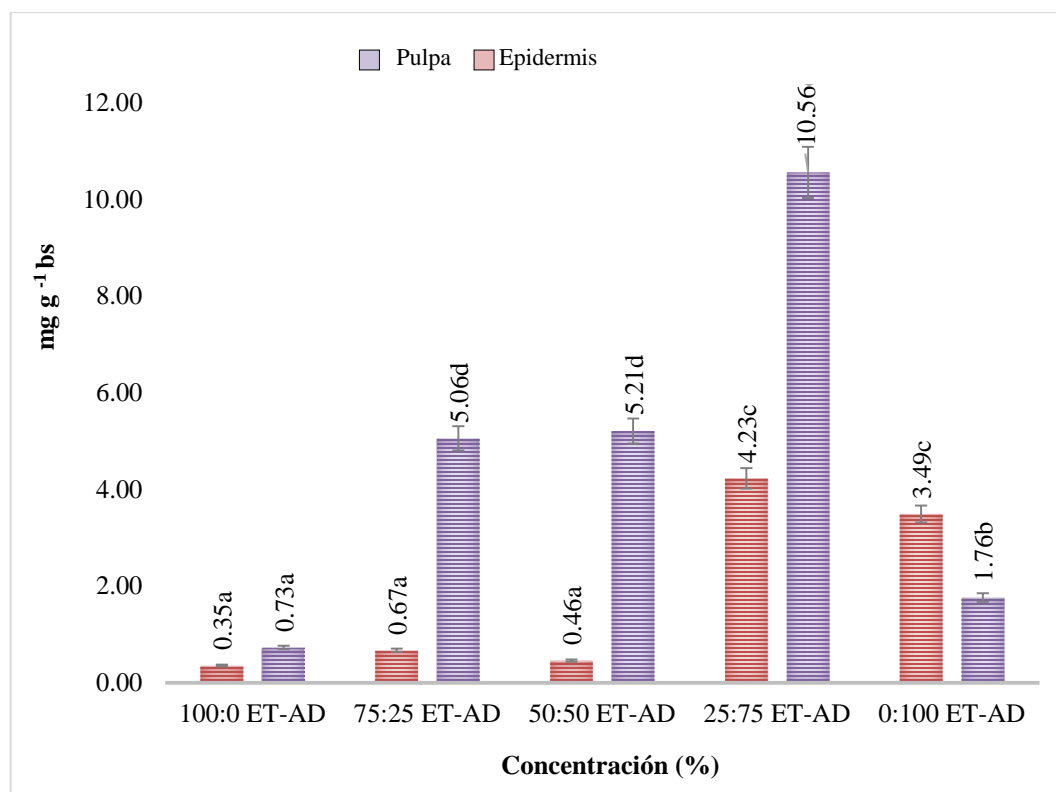


Figura 25. Cuantificación de fenoles por el método de separación de solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

8.3.3. Cuantificación de saponinas por el método separación de solventes en epidermis y hoja

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para saponinas por separación de solventes mg g⁻¹ bs se encuentran en el Cuadro 9.

Para el caso de la epidermis, el rango de valores obtenido para saponinas se encuentra entre 0.06 y 5.63 mg g⁻¹ bs, el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 25:75 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango de obtenido valores para saponinas se encuentra entre 0.23 y 7.30 mg g⁻¹ bs, el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

Hernández *et al.* (2005) realizó un estudio de cuantificación de saponinas, utilizando *Agave lechuguilla*, como base el método de Hiai, en éste estudio se determinaron las condiciones de extracción de saponinas en donde se evaluó el efecto de tipo de solvente. Como resultados, Se obtuvieron que el empleo de mezclas de etanol/agua o metanol/agua para la obtención de saponinas no se ve reflejado en el aprovechamiento de éstas, lo cual puede explicarse debido a la diferencia mínima de polaridades que hay entre estos alcoholes y con las cuales encontraron un porcentaje de saponinas de 32.63 mg g⁻¹ bs a 25 °C utilizando metanol y 24.30 mg g⁻¹ bs a 25 °C utilizando etanol. Comparando éstos resultados con los obtenidos en la presente investigación (Figura 25), se ve en relación a la hoja de guayaba que la menor extracción (0.23 mg g⁻¹ bs) con etanol puro y la mayor extracción de saponinas (7.30 mg g⁻¹ bs) se obtuvo utilizando la concentración 50:50 v/v etanol-agua. Lo descrito sugiere el empleo de agua para la extracción de saponinas, ya que tiene una mayor polaridad que los alcoholes.

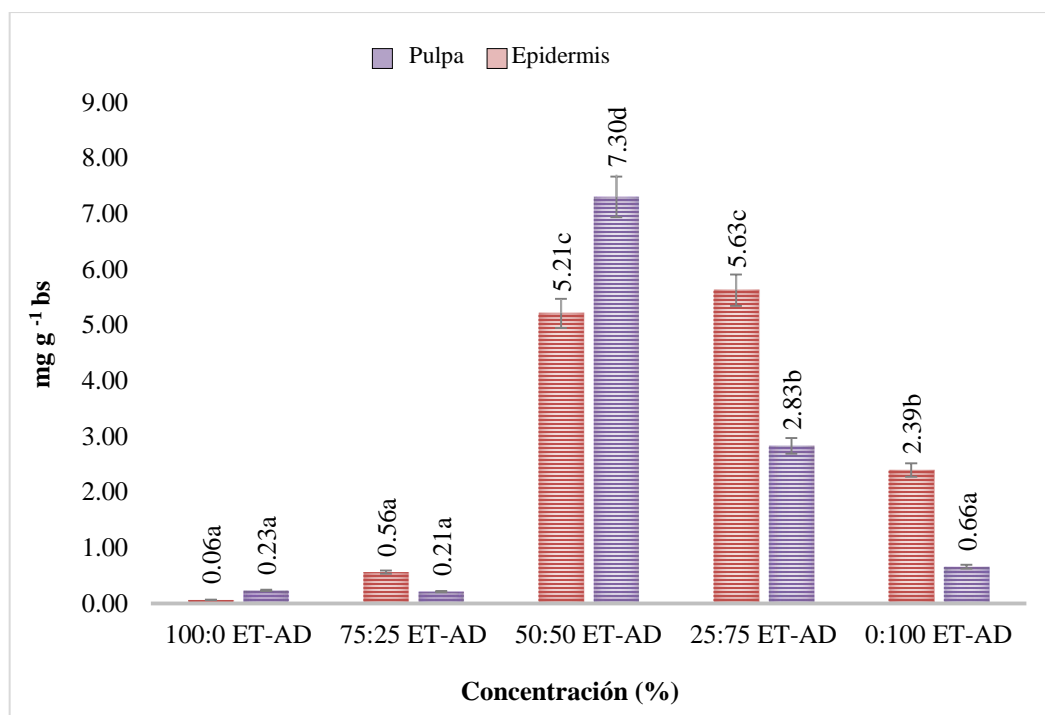


Figura 27. Cuantificación de saponinas por el método separación de solventes en extractos etanol-agua a diferentes concentraciones utilizando epidermis y hoja de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

8.3.4. Color (a*, b*, c* h* y L*) pulpa, epidermis y hoja

8.3.5. Componente L*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente L* se encuentra en el Cuadro 9.

Como ya se indicó, en el caso del aguacate, la luminosidad o brillo L*, permite clasificar el color como claro oscuro, que se define como la característica de una sensación que la hace equivalente a la producida por algún elemento de la escala de grises. Misma que va desde el blanco (máxima luminosidad, igual a 100) hasta el negro (mínima luminosidad, igual a 0) haciendo un elemento más claro u oscuro. Ésta característica es una medida

relativa de la luz reflejada frente a la absorbida, por lo tanto, no se considera participe de la cromaticidad (González, 2010).

Para el caso de la pulpa, el rango de valores obtenido para el componente L* obtenido en ésta investigación se encuentra entre 41.70 y 44.34, el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a una concentración 100:0 v/v etanol-agua.

Como ya se indicó en tanto más se tienda a 100 la luminosidad es mayor, y el rango obtenido en ésta investigación es cercana al punto medio en una escala de 0 a 100, pero con tendencia hacia 0, es decir a la zona opaca.

Para el caso de la epidermis, el rango de valores obtenido para el componente en L* el rango se encuentra entre 38.86 y 45.79, el primero corresponde a la concentración 50:50 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua. Como puede verse son aún más opaco que los extractos de la pulpa ya que sus valores son más tendientes a 0.

Para el caso de la hoja, el rango de valores obtenido para el componente en L* se encuentra entre 31.41 y 34.56, el primero con concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua. Como los valores lo indican, los extractos de la hoja tienden a ser más opacos que los de pulpa y epidermis ya que el valor obtenido es más cercano a 0.

En la Figura 27, puede verse en el componente L* de color las diferentes concentraciones de los extractos pulpa, epidermis y hoja de guayaba.

En el caso de pulpa y epidermis, las concentraciones más altas se encontraron en la concentración de etanol puro y las más bajas en la concentración de agua pura. Para el caso de la hoja, no se encontró una tendencia.

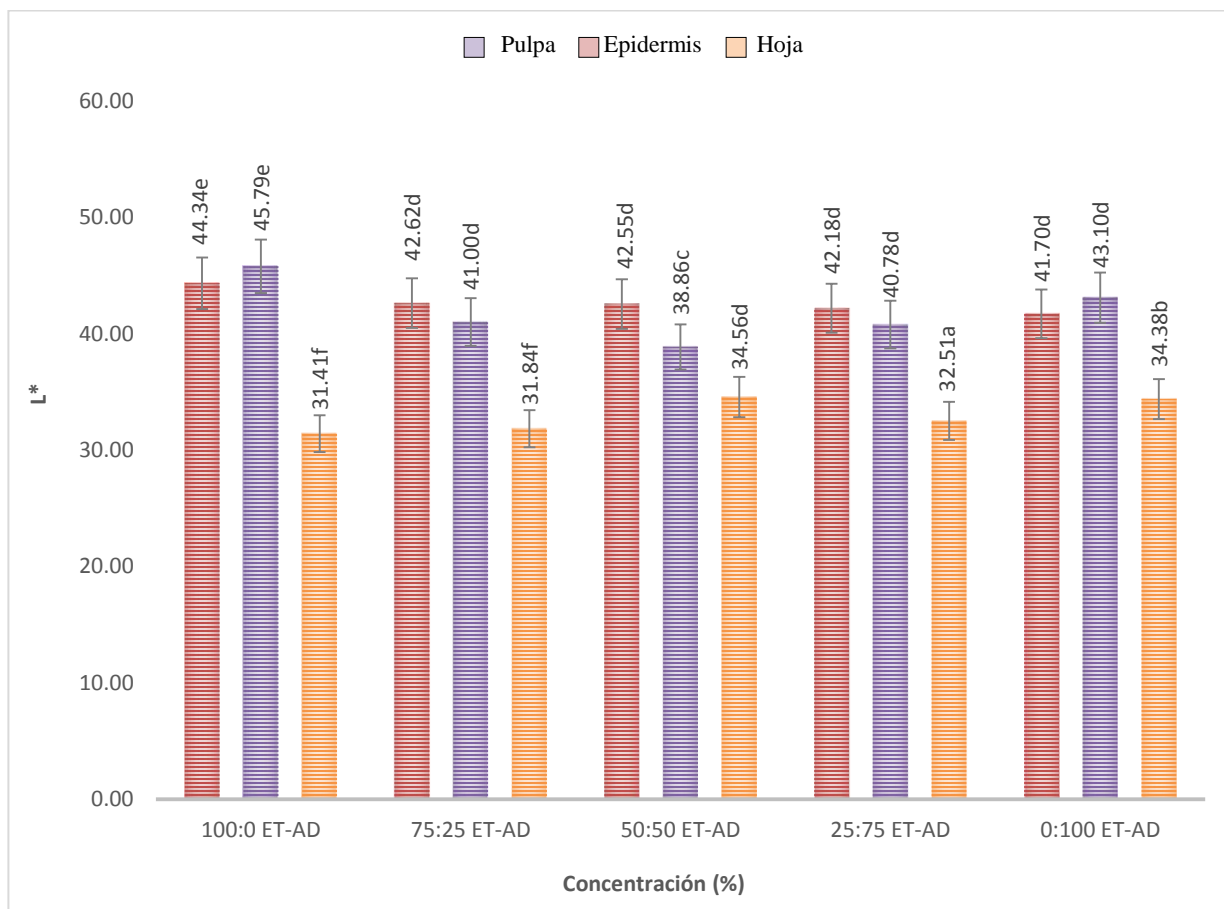


Figura 27. Valores L* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

8.3.6. Componente a*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para a* se encuentra en el Cuadro 9.

Para el caso de la pulpa, el rango de valores obtenido para el componente en a* se encuentra entre -1.69 y 1.53, el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a una concentración 100:0 v/v etanol-agua.

Para el caso de la epidermis, el rango de valores obtenido para el componente en a^* se encuentra entre -3.43 y 3.67, el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango de valores obtenido para el componente en a^* se encuentra entre 0.12 y 3.37 el primero con concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

Como ya se indicó en el caso de aguacate, el componente a^* es una coordenada cromática que va de $+a^*$ (positivo) que indica rojo y hasta $-a^*$ (negativo) que indica verde.

Los valores máximos que se pueden obtener para este componente van desde 60 positivo que es rojo, pasando por 0, hasta 60 negativo que sería verde (González, 2010).

En la Figura 28, se ve en el componente a^* de color las diferentes concentraciones de pulpa, epidermis y hoja de guayaba. Las hojas de guayaba utilizadas en la presente investigación fueron verdes, y los colores obtenidos de los extractos de esa materia prima presentaron tonalidades verdes obscura (a simple vista), en aquellos que se utilizó mayor concentración de etanol y una tonalidad café oscuro en los extractos realizados con una mayor concentración de agua. En el caso de la pulpa y de la epidermis los colores tenían tonalidades más amarillas (a simple vista) en los que estaban elaborados con mayor concentración de etanol y más anaranjados en los que el agua estaba en mayor cantidad.

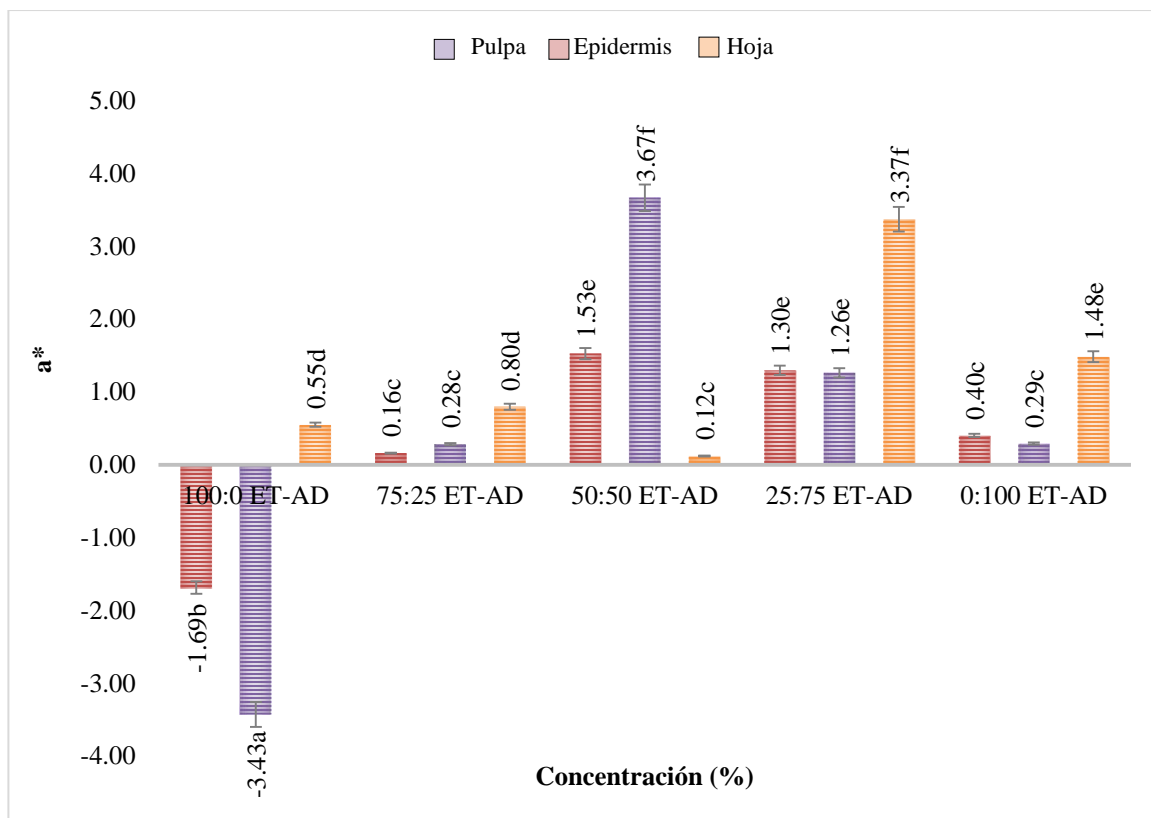


Figura 28. Valores a* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

Todos los extractos antes descritos, se encuentran en el mismo cuadrante en el círculo cromático como se ve en la Figura 29, sin embargo, es importante mencionar que no es posible relacionar el color con los compuestos bioactivos, ni con la concentración de solventes ya que no se midió color en la curva patrón, lo que se sugiere se realice en próximos estudios.

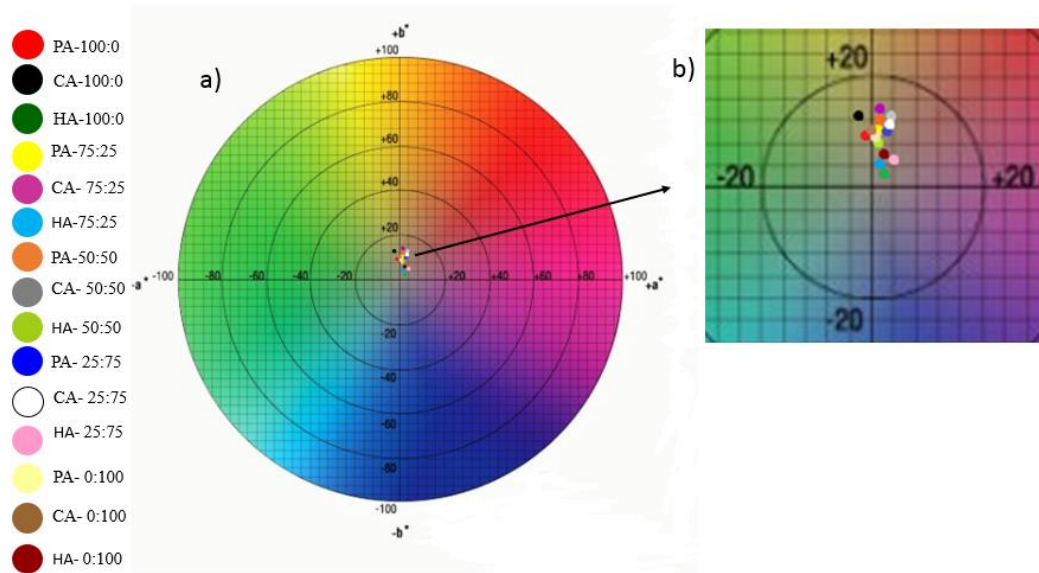


Figura 29. Valores del componente a^* de los extractos de guayaba, expresados en el círculo cromático. a= Círculo Cromático. b=Recuadro de los cuadrantes ($-a^*$ / $+a^*$ y $-b^*$ / $+b^*$) donde se ubicaron los extractos estudiados (Kupeers, 2002).

8.3.7. Componente b^*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente b^* se encuentra en el Cuadro 9.

Para el caso de la pulpa, el rango de valores para del componente b^* se encuentra entre 9.59 y 11.35, el primero corresponde a la concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a una concentración 75:25 v/v etanol-agua.

Para el caso de la epidermis, el rango de valores para del componente b^* se encuentra entre 9.65 y 15.50, el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 75:25 y 100:0 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango de valores para del componente b^* se encuentra entre 1.62 y 7.21, el primero con concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

Como se indicó para el aguacate el componente b^* es una coordenada cromática que va de $+b^*$ (positivo), que indica amarillo y de $-b^*$ (negativo) que indica el azul. Los valores van de 60 en amarillo y hasta -60 en azul, pasando por 0 (Boscarol, 2007).

En la Figura 30, se ve en su componente b^* las diferentes concentraciones de pulpa, epidermis y hoja de guayaba. En la misma Figura, se ve que los extractos que tienden más hacia el color amarillo se obtuvieron para pulpa y epidermis en una concentración 75:25 v/v Etanol-Agua.

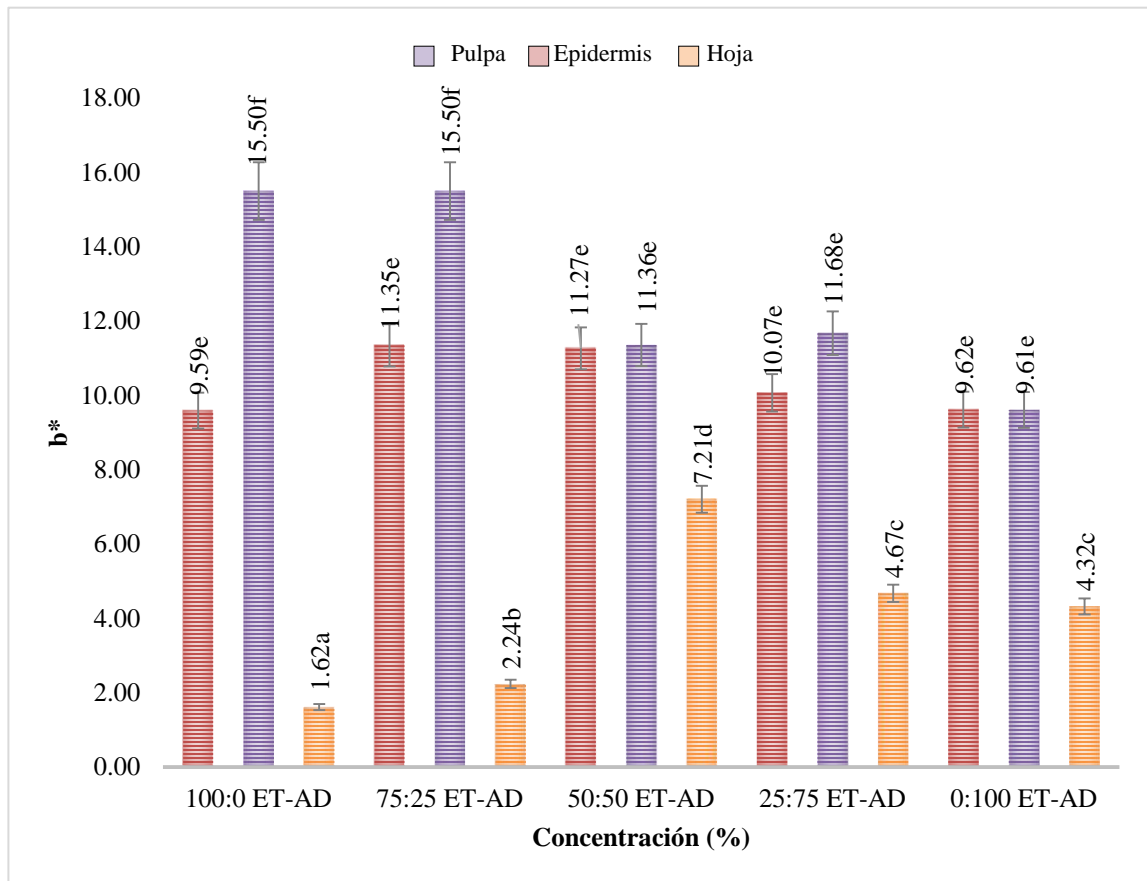


Figura 30. Valores b* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

8.3.8. Componente c*

Como se indicó en el apartado de aguacate, la saturación o pureza, descritas por los valores c* (croma), describe el grado o la intensidad con la que un color se separa del gris neutro y se acerca a un color puro del espectro. La saturación describe la reflexión o transmisión de una determinada longitud de onda y es considerado el atributo cuantitativo de la cromacidad (Boscarol, 2007).

El croma va de 0 a 100. En donde 0 es poco intenso y 100 es muy intenso (Boscarol, 2007).

En la presente investigación, c^* fue obtenida como ya se indicó con el colorímetro, sin embargo este valor también puede ser obtenido directamente con la siguiente fórmula:

$$c^* = (a^{*2} + b^{*2})^{1/2} \text{ (Boscarol, 2007).}$$

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para el componente c^* se encuentra en el Cuadro 8.

Para el caso de la pulpa, el rango de valores para el componente c^* se encuentra entre 9.96 y 12.46, el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a una concentración 75:25 v/v etanol-agua.

Para el caso de la epidermis, el rango de valores para el componente c^* se encuentra entre 9.59 y 16.48 el primero corresponde a la concentración 0:100 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango de valores para el componente c^* se encuentra entre 1.87 y 7.36 el primero con concentración 100:0 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 50:50 v/v etanol-agua.

En la Figura 31, se ve el componente c^* en las diferentes concentraciones de pulpa, cáscara y hoja, para la pulpa puede verse como la epidermis tiene una marcada tendencia a disminuir el valor de c^* desde 100:0 v/v Etanol-Agua (16.48) hasta 0:100 v/v Etanol-Agua, a diferencia de la hoja que el valor mayor se obtiene a una concentración 50:50 v/v Etanol-Agua (9.59). Como ya se indicó al inicio de este apartado en tanto más tiendan los valores hacia 0 son menos intensos por lo que los extractos realizados con la concentración

de agua pura par epidermis y pulpa son menos intensos. A diferencia de la hoja que la tonalidad menos intensa se obtiene con una concentración de etanol puro.

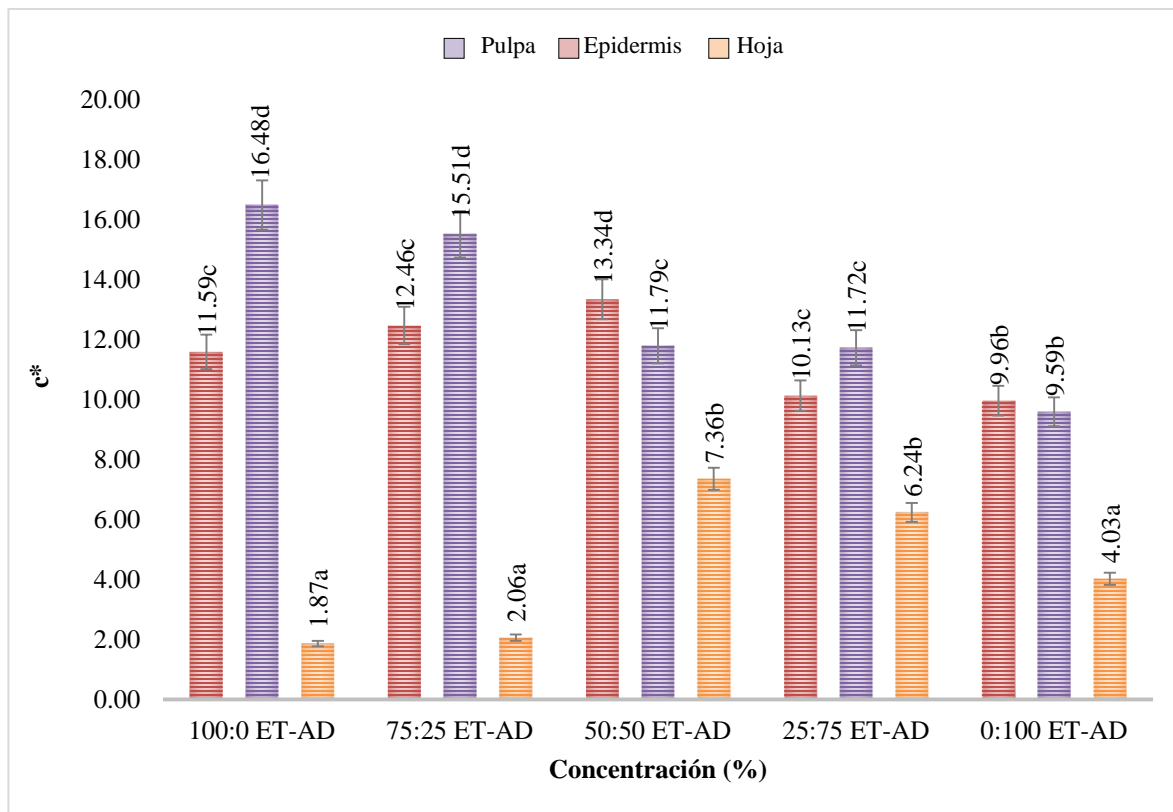


Figura 31. Valores c* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

8.3.9. Componente h*

El rango de valores obtenido de los resultados de las medias de los tratamientos para h* se encuentra en el Cuadro 9.

En el Cuadro 11, se ve el color correspondiente a los distintos ángulos de matiz en extractos de guayaba. Como lo indica el Cuadro 11, de acuerdo a la clasificación de Boscarol (2007), los extractos 2,2; 3,2; 3,3; 4,2; 4,3; 5,2; 5,3; pertenecen a coloración roja, los extractos 1,1; 1,2; 1,3; 2,1; 2,3; 3,1; 4,1; 5,1 a coloración naranja/amarillo (Ver Cuadro

8 sobre datos de identificación de la interacción, concentración-parte vegetativa y del fruto).

Cuadro 12. Los colores correspondientes a los distintos ángulos de matiz en extractos de guayaba.

Color	Ángulos de matiz (Grados)	Interacción (Concentración-parte vegetativa y del fruto, ver Cuadro 6)
Rosa	0	
Rojo	45	2,2; 3,2; 3,3; 4,2; 4,3; 5,2; 5,3
Naranja/amarillo	90	1,1; 1,2; 1,3; 2,1; 2,3; 3,1; 4,1; 5,1
Amarillo/ verde	135	
Verde	180	
Azul claro	225	
Azul rey	270	
Morado	315	

Fuente:(Boscarol, 2007)

El hue (h) de 0 a 360°. El valor de h es el ángulo del tono y se expresa en grados.

En la presente investigación, h* fue obtenida como ya se indicó con el colorímetro, sin embargo este valor también puede ser obtenido directamente con la siguiente fórmula:

$$h = \arctan \left(\frac{b^*}{a^*} \right) \text{ (Boscarol, 2007).}$$

Para el caso de la pulpa, el rango de valores obtenidos para h* se encuentra entre 90.11 y 105.3, el primero corresponde a la concentración 50:50 v/v etanol-agua y el segundo a una concentración 100:0 v/v etanol-agua.

Para el caso de la epidermis, el rango de valores obtenidos para h* se encuentra entre

75.60 y 103.17, el primero corresponde a la concentración 50:50 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

Para el caso de la hoja, el rango de valores obtenidos para h^* se encuentra entre 49.30 y 126.92, el primero con concentración 25:75 v/v etanol-agua y el segundo a la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

En la Figura 32, puede verse en el componente h^* de color las diferentes concentraciones de los extractos de pulpa, epidermis y hoja de guayaba. Los valores se encuentran en un rango de 49.30 en la hoja de guayaba en la concentración 25:75 v/v etanol-agua que indica un valor verde en el extracto y 126:92 en la hoja de guayaba en la concentración 100:0 v/v etanol-agua.

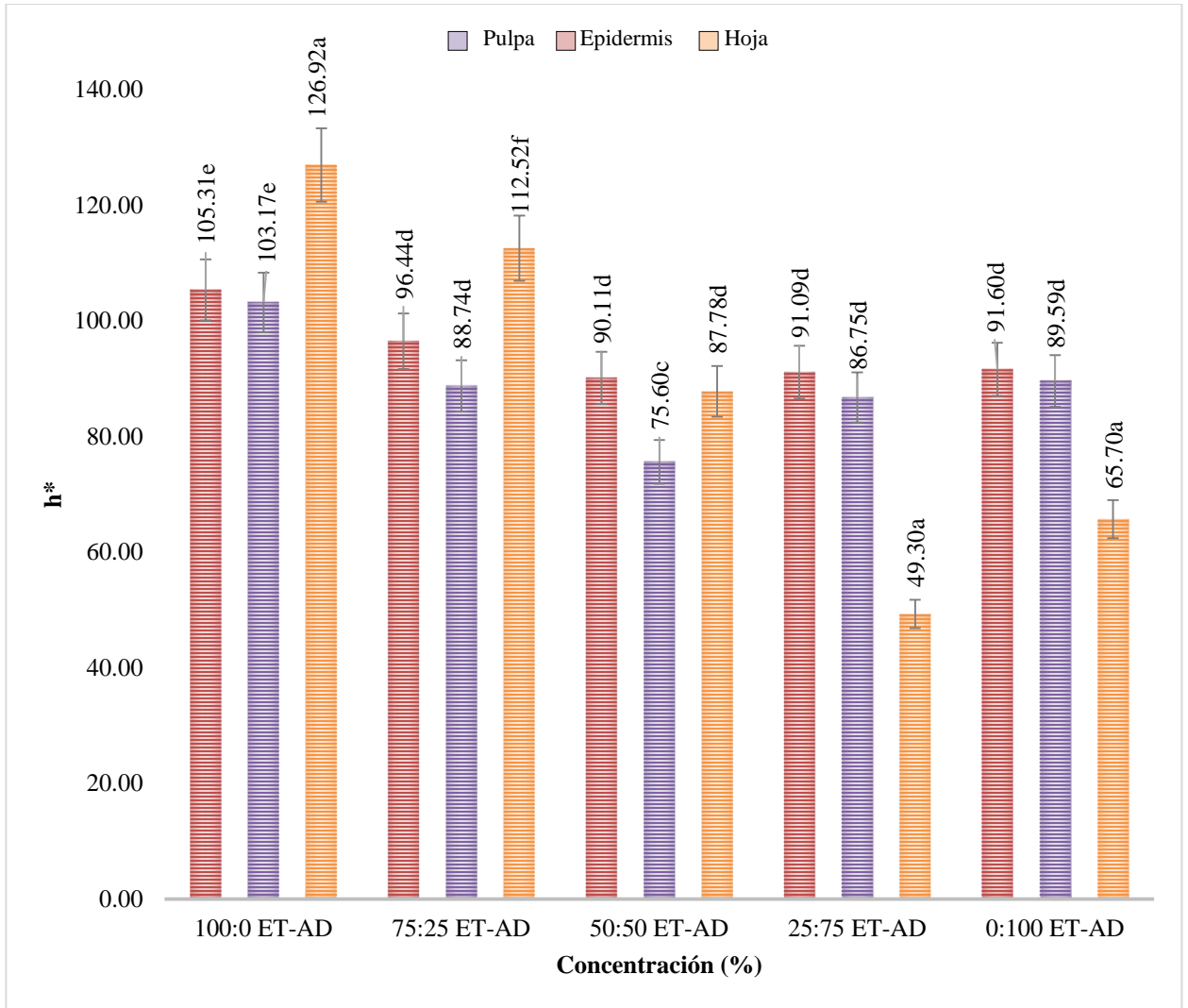


Figura 32. Valores h* en extractos de guayaba (ET-AD: etanol/agua destilada).

VIII. CONCLUSIONES

- 1) La concentración de 50:50 v/v etanol-agua obtuvo el mayor contenido de compuestos bioactivos, principalmente fenoles totales y saponinas en la mayoría de las partes estudiadas en ambas especies. Las diferentes concentraciones tuvieron efectos sobre la acidez o neutralidad, así como, en el color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*) de los extractos de ambas especies.
- 2) La concentración de compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante, contraria a otros reportes, fue menor para los extractos de las hojas de aguacate, en comparación con los resultados observados en cáscara. Los resultados más bajos se observaron en pulpa. Los extractos de hojas mostraron diferencias en cuanto al pH y color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*) con respecto a pulpa y cáscara.
- 3) El extracto acuoso (0:100 v/v) etanol-agua de la cáscara de aguacate (*Persea americana* Mill.) se sugiere como la mejor opción para utilizarse en la formulación de alimentos, principalmente para consumo humano por el alto contenido de fenoles totales y la capacidad antioxidante reportada.
- 4) La concentración de compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante en los extractos de hoja de guayaba (*Psidium guajava* L.) fue mayor que en los otros extractos estudiados. Los extractos de hojas mostraron diferencias en cuanto al pH y color (a^* , b^* , c^* , h^* y L^*) con respecto a pulpa y epidermis.
- 5) Los extractos de 50:50 v/v etanol-agua de epidermis y de las hojas se sugieren en la formulación de alimentos por el alto contenido de fenoles totales, así como, en cuanto a actividad antioxidante al extracto 0:100 v/v etanol-agua de la misma.

- 6) La cáscara de aguacate y las hojas de guayaba se proponen como residuo agroindustriales prometedores para la alimentación de rumiantes, en base a las condiciones ensayadas.

IX. SUGERENCIAS

La cáscara y las hojas poseen mayor cantidad de compuestos bioactivos que la pulpa, lo cual es importante ya que de alguna forma la pulpa de la fruta es consumida en fresco, cuando la cáscara y las hojas son subproductos utilizados como alimento de animales pero en muchos casos es un desecho. Así mismo, se sugiere que dichos subproductos pueden aprovecharse como fuente de compuestos bioactivos, deshidratándolos a temperaturas controladas para preservar los fenoles y molerlos para después usarlos como base para un alimento funcional.

Por otra parte el contenido de fenoles, saponinas y la capacidad antioxidante estudiados en el presente trabajo se realizó en los extractos vegetales a partir de diversas partes vegetales clasificados como residuos agroindustriales. Sin embargo, durante la extracción de éstos, el material vegetativo y filtrado aún podría contener compuestos bioactivos. Mismo, que subestima el contenido real y por lo tanto se sugiere un estudio donde también se contabilice el contenido de los residuos.

Se sugiere determinar cualitativamente los compuestos fenólicos que se encuentran presentes en la parte vegetal, tanto en aguacate como en guayaba.

X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 1) Aguado, M.I, Nuñez, M.B, Bela, A.J, Okulik, N.B, Bregni, C. 2013. Caracterización fisicoquímica y actividad antioxidante de un extracto etanólico de *Aloysia polystachya* (Griseb.) Mold. (Verbenaceae). Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas [en línea] 2013, 44 (Julio-Septiembre): Disponible en:<<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57929953006>> ISSN 1870-0195. Fecha de consulta: noviembre de 2018.
- 2) Albarracín, G. y Gallo, S. 2003. Comparación de dos métodos de extracción de aceite esencial utilizando *Piper aduncum* (cordoncillo) procedente de la zona cafetera. marzo 07, 2017, de Universidad Nacional de Colombia Sitio web:
<http://www.bdigital.unal.edu.co/989/1/gloriacristinaalbarracinmontoya.2003.pdf>. Fecha de consulta: noviembre de 2018.
- 3) Albarrán, G., Mendoza, E., Beltrán, J.M. 2014. Influencia de la concentración en la descomposición radiolítica de tiamina, riboflavina y piridoxina en solución acuosa. Revista Colombiana de Química. 43(3): 41-48.
- 4) Arizmendi, D., Gómez, R., Dublán, O., Gómez, V. y Domínguez, A. 2015. Estudio de resonancia paramagnética electrónica de la relación peróxido de hidrógeno / ácido ascórbico como par iniciador redox en el ácido inulin-gálico molecular reacción de injerto. Science Direct. 136 (1): 350-357.
- 5) Arranz, S., Saura-Calixto, F., Shaha, S., y Kroon, P. A. 2009. Altos contenidos de los polifenoles no extraíbles en las frutas sugieren que los contenidos de polifenoles de las plantas los alimentos han sido subestimados. Diario de la química agrícola y alimentaria. 16: 7298-7303

- 6) Arteaga, F., y Odriozola, J. 1969. Variedades comerciales de aguacates. Biblioteca Agropecuaria: España. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. pp .62-65.
https://www.cronicaeconomica.com/imagenes%5Cfotosdeldia%5C18673_hoja_divulgadora__el_aguacate.pdf. Fecha de consulta: noviembre de 2018.
- 7) Archundia, E.D., Pinzón, D.L., Salem, A., Mendoza, P., y Mariezcurrena, M.D. 2019. Antioxidant and antimicrobial capacity of three agroindustrial residues as animal feeds. *Agroforestry Systems*. 1:1-10.
- 8) Avilán, L., Leal, F., Bautista, D. 1989. Manual de fruticultura cultivo y producción. Ed. Maracay, VN, América C.A. pp. 147-149 y 809-834.
- 9) Ayala-Zavala, J. F., Vega-Vega, V., Rosas-Domínguez, C., Palafox-Carlos, H., Villa-Rodríguez, J. A., Siddiqui, Md Wasim, González-Aguilar, G. A. 2011. Potencial agroindustrial de subproductos de frutas exóticas como fuente de aditivos alimentarios. *Food Research International*. 44 (7): 1866-1874. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2011.02.021>. Fecha de consulta: noviembre de 2018.
- 10) Barrientos Priego, A. F. 2010. El aguacate. CONABIO. *Biodiversitas*, 88, pp.1-7.
- 11) Bodas, R., Prieto, N., García-González, R., Andrés, S., Giráldez, F.J., y López, S. 2012. Manipulación de la fermentación del rumen y la producción de metano con metabolitos secundarios de las plantas. *Ciencia y tecnología de la alimentación animal*. 176: 78–93.

- 12) Boscarol M. 2007. El espacio de color L* c* h de La administración de o
gestión del color Recuperado en Sitio web:
http://gusgsm.com/espacio_color_lch Consultado: 20 de septiembre 2018.
- 13) Callejas, T. 2002. Tesis de maestría. Obtención de extractos de plantas en
medios ácidos y/o alcohólicos para aplicaciones medicinales y alimenticias.
Marzo. Universidad Nacional de Colombia. 44 p. Disponible en
<http://www.bdigital.unal.edu.co/1173/1/angelaandregonzalezvilla.2004.pdf>
- 14) Carbajal, A.A., y González, M. 2012. Propiedades y funciones biológicas del
agua. En Agua para la salud, pasado presente y futuro. pp.66-67. Madrid:
Academia Española de Gastronomía.
- 15) Carrión A. 2010. Tesis de licenciatura. Preparación de extractos vegetales:
determinación de eficiencia de metódica. Abril. Universidad Cuenca-Ecuador.
- 16) Casassa, F., Sari, S., Avagnina, S., Díaz, M., Jofré, V., Fanzone, M. y Catania,
C. 2005. Influencia de dos técnicas de maceración sobre la composición
polifenólica, aromática y las características organolépticas de vinos cv. Merlot,
de INTA Sitio web:
https://www.researchgate.net/publication/259558008_Influencia_de_dos_tecnicas_de_maceracion_sobre_la_composicion_polifenolica_aromatica_y_las_caracteristicas_organolepticas_de_vinos_cv_Merlot. Fecha de consulta:
Febrero 22, 2019.
- 17) Castillo, G.E. y Martínez, S.I. 2007. Manual de Fitoterapia. p. 25. Ed. Elsevier
España.
- 18) Cuadros, S. 2008. Residuos agrícolas, forestales y lodos. Maestría en
Ingeniería y Gestión Medioambiental Sitio web:

http://api.eoi.es/api_v1_dev.php/fedora/asset/eoi:45732/componente45730.pdf

f. Fecha de consulta: enero, 2019.

- 19) DANE (Departamento Administrativo Nacional de Estadística). 2016. Cultivo del aguacate Hass (*Persea americana* Mill; *Persea nubigena* var. *Guatemalensis* x *Persea americana* var. *drymifolia*), plagas y enfermedades durante la temporada de lluvias De DANE Sitio web: https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuaria/sipsa/Bol_Insumos_ago_2016.pdf. Fecha de consulta: enero, 2019.
- 20) Dávila-Aviña, J.E.J., González-Aguilar, G.A., Ayala-Zavala, J.F., Sepúlveda, D.R., y Olivas, G.I. 2011. Compuestos volátiles responsables del sabor del tomate. *Revista fitotecnia mexicana*. 34 (2): 133-143.
- 21) Del Valle, J.M. y Aguilera, J.M. 1999. Revisión: Extracción de CO₂ a alta presión. Fundamentos y aplicaciones en la industria alimentaria. *Ciencia y tecnología de los alimentos*. 5(1): 1-24.
- 22) Díaz, L., Gómez, A.M., Verardo, V., Fernández, A., y Segura, A. 2016. Determinación de compuestos fenólicos foliares de guayaba (*Psidium guajava* L.) utilizando HPLC-DAD-QTOF-MS. *J Funct Foods*. 22: 376–388.
- 23) Domingo, D., y López, M. 2003. Plantas con acción antimicrobiana. *Revista Sociedad Española de Quimioterapia*. 16: 385-393.
- 24) Drago, M., López, M., y Sainz, T. 2006. Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*. vol. 37, p.59.
- 25) Dreosti, I.E. 1996. Ingredientes Bioactivos: Antioxidantes y polifenoles en el té. *Revista Colombiana de Alimentación y Nutrición*. Vol. 54: 59.

- 26) Espinoza, J., Centurión, D., Mayo, A., y Velázquez, J. 2017. Plantas aromáticas y medicinales tropicales con potencial actividad microbiana. De Universidad Juárez Autónoma de Tabasco Sitio web: http://www.archivos.ujat.mx/2017/div_daca/publicaciones/PLANTAS-AROMATICAS-Y-MEDICINALES-TROPICALES.pdf. Fecha de consulta: enero, 2018.
- 27) FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2014. Residuos Agrícolas y Residuos Ganaderos de FAO Sitio web: <http://www.fao.org/3/a-bp843s.pdf>. Fecha de consulta: enero, 2018.
- 28) Fuentes, L., Acevedo, D., y Gélvez, V. 2015. Alimentos Funcionales: Impacto y retos para el desarrollo y bienestar de la sociedad colombiana. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial, p.p. 13-141. Ed. Universidad del Cauca.
- 29) García, E.M.; Fernández, I.; Fuentes, A. 2015. Determinación de polifenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu. Universidad Autónoma de Valencia. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica y del Medio Natural <http://hdl.handle.net/10251/52056>. Fecha de consulta: enero, 2018.
- 30) García, M. 2010. Guía técnica del cultivo de la guayaba. Del centro nacional de tecnología agropecuaria y forestal Sitio web: <http://www.centa.gob.sv/docs/guias/frutales/GUIA%20CULTIVO%20GUAYABA.pdf>_Fecha de consulta: enero, 2019.
- 31) Gladstone, S., y D. Lewis, 1969. Elementos de química y física. Ed. Médico Quirúrgica. 2º edición.

- 32) González, A. 2004. Obtención de aceites esenciales y extractos etanólicos de plantas de las amazonas. De Universidad Nacional de Colombia Sitio web: <http://www.bdigital.unal.edu.co/1173/1/angelaandreagonzalezvilla.2004.pdf>. Fecha de consulta: enero, 2019.
- 33) Gutiérrez, A., Ledesma, L., García, I., y Grajales, O. 2006. Capacidad antioxidante total de los alimentos convencionales y regionales en Chiapas, México. *Revista Cubana de la Salud Pública*. 33: 4-5.
- 34) Hernández, S.R., Lugo C., Eugenia C., Díaz J.L., y Villanueva, S. 2005. Extracción y cuantificación indirecta de las saponinas de *Agave lechuguilla*. Disponible en: <<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=73000311>> . Fecha de consulta: enero, 2018.
- 35) Hirasawa, M., Shimura, K., Shimizu, A., Mura, K., Tokue, C., y Arai, S. 2008. Cuantificación y análisis funcional de fibra dietética y polifenoles en aguacate (*Persea americana*). *Revista de la Sociedad Japonesa de Ciencia y Tecnología de los Alimentos*. 55: 1-7.
- 36) Jiménez, F., Salema, A., Mejía, P., González, M., Albarrán, A., Rojo, R., y Tinoco, J. 2011. Influencia de extractos individuales y mixtos de dos especies de árboles en la cinética de producción de gas *in vitro* de una dieta alta en concentrado alimentada a corderos en crecimiento. *End Livestock Science*. 1: 192-200.
- 37) Karygianni, L., Al-Ahmad, A., Argyropoulou, A., Hellwig, E., Anderson A.C., y Skaltsounis, A.L. 2016. Antimicrobianos naturales y microorganismos orales: una revisión sistemática sobre las intervenciones a base de hierbas para

la erradicación de las biopelículas orales multiespecíficas. Tecnología de enzimas y microbios. 1: 12-18.

- 38) Kosińska, A., Karamać, M., Hernández, E., Bartolomé, B. y Dykes, G.A. 2012. Perfiles de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de *Persea americana* Mill. Peladuras y semillas de dos variedades. Revista de química agrícola y alimentaria. 60(18): 4613-4619.
- 39) Kupeers, H. 2002. Atlas de los colores (En línea) Disponible en: https://www.unirioja.es/cu/fede/color_de_vino/capitulo01.pdf. Fecha de consulta: febrero, 2018.
- 40) Lailya, N., Windya, R., Sukartua, L y Devi, R. 2015. La potencia de la guayaba *Psidium guajava* L. Las hojas como un ingrediente inmuno estimulador funcional. Science Direct. 1: 301-307.
- 41) Lavaire, E. 2013. Manual técnico del cultivo de aguacate en honduras (*Persea americana* Mill). Programa Nacional de Desarrollo Agroalimentario de la Secretaría de Agricultura y Ganadería (SAG) Sitio web: <file:///C:/Users/Administrador/Downloads/Manual-Tecnico-del-cultivo-de-Aguacate.pdf>. Fecha de consulta: febrero, 2019.
- 42) León, K., Mery, D., Pedreschi, F., y León, J. 2006. Medición del color en unidades de laboratorio a partir de imágenes digitales RGB. Food Research International. 39: 1084-1091.
- 43) Makkar, H.P.S., y Becker, K. 2007. Bioactividad de los fitoquímicos en algunas plantas menos conocidas y sus efectos y aplicaciones potenciales en los sistemas de producción de ganado y acuicultura animal. 9: 1371 1391.

- 44) Manica, I., Icuma, I.M., Junqueira, N.T.V., Salvador, J.O., Moreira, A., y Malavolta, E. 2000. Fruticultura Tropical 6. Goiaba. Ed. I Manica. Porto Alegre, RS, Cinco Continentes. 26: 30- 35.
- 45) Martínez, F.2002. Viticultura de calidad: factores que afectan al contenido de compuestos fenólicos. de ACE Sitio web: http://www.acenologia.com/ciencia59_1.htm. Fecha de consulta: febrero 7, 2018.
- 46) Martínez, V.I., Periago, M.J. y Ros, G. 2000. Significado nutricional de los compuestos fenólicos de la dieta. Archivos Latinoamericanos de Nutrición. 50(1): 1-9.
- 47) Matsuki, M. 1996. Regulación de la planta síntesis fenólica: a partir de la bioquímica. A la ecología y evolución. Austral. J. Larva del moscardón. 44: 613–634.
- 48) Mena, V., Licet, T., Santos, B., Salas, O.E., Plaza, P., Hernández, Y., Otero, A., y Sierra, G. 2015. Determinación de saponinas y otros metabolitos secundarios en extractos acuosos de *Sapindus saponaria* L. (jaboncillo). Revista Cubana de Plantas Medicinales. 20(1): 106-116.
- 49) Moreno, E., Ortiz, B., y Restrepo, L. 2014. Contenido total de fenoles y actividad antioxidante de pulpa de seis frutas tropicales. De Departamento de Química, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia-Sede Bogotá Sitio web: <http://www.scielo.org.co/pdf/rcq/v43n3/v43n3a06.pdf>. Fecha de consulta: febrero, 2019.
- 50) Muñoz, C.W., Chávez, R.W., Pabón, L., Rendón, F.M., Patricia-Chaparro, M., y Otálvaro-Álvarez, Á. 2015. Extracción de compuestos fenólicos con

- actividad antioxidante a partir de Champa (*Campomanesia lineatifolia*). Revista CENIC. Ciencias Químicas. 46, 38-46.
- 51) Noor, A.I., Mokhtar, M.H., Rafiqul, Z.K., y Pramod, K.M. 2012. Comprender los modelos de color: una revisión. Revista de Ciencia y Tecnología ARP. 2 (3): 265–275.
- 52) Nyirenda, K.K., Saka, J.D.K., Naidoo, D., Maharaj, V.J., Muller, C.J.F. 2012. Actividades antidiabéticas, antioxidantes y antimicrobianas de extractos de *Fadogia ancyllantha* de Malawi. J. Ethnopharmacol. 143: 372–376.
- 53) Ochoa, A., Marín, J., Rivero, D., y Aguilera, E. 2013. Caracterización física, físico-química y química de extractos totales de hojas frescas de *Petiveria alliacea* L. con acción antimicrobiana. Revista Mexicana de Ciencias. 1: 44-57.
- 54) Olaya, J., y Restrepo, L. 2012. Estudio del contenido de fenoles y actividad antioxidante de guayaba en diferentes estados de madurez. Acta Biológica Colombiana. 17(3): 611-624.
- 55) Ordoñez, E., León, A., Reátegui, D., y Sandoval, M. 2012. Cuantificación de polifenoles totales y actividad antioxidante en hojas, corteza, flores y fruto de dos variedades de guayaba (*Psidium guajava* L.). De Investigación y Amazonía Sitio web:
file:///E:/1%20TESIS/INFORMACIÓN/Cuantificación%20de%20fenoles%20totales%20guayaba.pdf. Fecha de consulta: enero, 2019.
- 56) Patra, A., y Saxena, J. 2010. Una nueva perspectiva sobre el uso de metabolitos secundarios de las plantas para inhibir la metanogénesis en el rumen. Fitoquímica. 71: 1198–1222.

- 57) Patra, A., y Saxena, J. 2011. Explotación de taninos dietéticos para mejorar el metabolismo del rumen y la nutrición de los rumiantes. *Revista de la Ciencia de la Alimentación y la Agricultura*. 91: 24–37.
- 58) Pérez, A. 2008. Generalidades del aguacate (*Persea americana*). Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro" Sitio web: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3601/T16893%20PEREZ%20SANTIAGO,%20ALFREDO%20%20TESIS.pdf?sequence=1>. Fecha de consulta: enero, 2019.
- 59) Pérez, E., Ettiene, G., Marín, M., Cassaca, A., Silva, N., Raga, J., González, C., Sandoval, L., y Medina, D. 2014. Determinación de fenoles y flavonoides totales en hojas de guayabo (*Psidium guajava* L.). *Revista de la Facultad de Agronomía Universidad de Zulia, Maracaibo Venezuela*. 31: 65-66.
- 60) Pérez, R.E., Aguilar, B., González, M., y Guzmán, B. 2016. Caracterización físico-química de extractos de *Spondias mombin* L. *Revista Cubana de Química*. 28: 446-447.
- 61) Pontes, P.V., Moreira, R.F.A., Trugo, L.C., y De-María, C.A.B. 2002. El contenido de ácidos clorogénicos en frutas tropicales. *J. Sci. Alimentos Agric*. 82: 1177-1181.
- 62) Porras, A., y López, A. 2009. Importancia de los grupos fenólicos en los alimentos. Departamento de Ingeniería Química y Alimentos, Universidad de las Américas Puebla Sitio web: [http://www.udlap.mx/WP/tsia/files/No3-Vol-1/TSIA-3\(1\)-Porras-Loaiza-et-al-2009.pdf](http://www.udlap.mx/WP/tsia/files/No3-Vol-1/TSIA-3(1)-Porras-Loaiza-et-al-2009.pdf). Fecha de consulta: enero, 2018.
- 63) Prada, F. (2014). Actividad antioxidante de los residuos del aguacate Hass (*Persea americana* Mill. Var Hass) a través de extracciones clásicas y fluidos

- presurizados. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Ciencias, Departamento de Química Bogotá, Colombia Sitio web: <http://bdigital.unal.edu.co/49408/1/Tesis%20Maestria%20Wilson%20Polania.pdf>. Fecha de consulta: diciembre, 2018.
- 64) Qian, H., y Nihorimbere, V. 2004. Poder antioxidante de los fitoquímicos de la hoja de *Psidium guajava*. J Zhejiang Univ SCI. 5: 676–683.
- 65) Quirós, P., Albertin, B., y Blázquez, S. 2004. Elabore sus Propios Abonos, Insecticidas y Repelentes Orgánicos. de Organización para Estudios Tropicales. Sitio web: <http://www.fundesyram.info/biblioteca.php?id=323>. Fecha de consulta: abril, 2018.
- 66) Reddy, N.S., Navanesan, S., Sinniah, S.K., Wahab, N.A., y Sim, K.S. 2012; Contenido fenólico, efecto antioxidante y actividad citotóxica de las hojas de *Leea indica*. Complemento alterno de medicina. 12: 128–134.
- 67) Robbins, R. J. 2013. Los ácidos fenólicos en los alimentos: una visión general de la metodología analítica Revista de Agricultura y Química de los Alimentos. 51 (10): 2866-2887.
- 68) Rodríguez, A., Lafourcade, A., y Pérez, L. 2013. Hojas de *Psidium guajava* L. Revista Cubana de Farmacia Sitio web: <http://scielo.sld.cu/pdf/far/v47n1/far14113.pdf>. Fecha de consulta: septiembre, 2018.
- 69) Rodríguez, E. 2015. Caracterización morfológica y evaluación de la resistencia de materiales criollos de aguacate *Persea americana* Mill. A la pudrición radical del aguacate *Phytophthora cinnamomi* Rands en el centro de investigación Palmira de CORPOICA. Universidad Nacional de Colombia

Sitio web:

http://www.bdigital.unal.edu.co/49660/1/Eberto_Rodriguez_Henao.pdf.

Fecha de consulta: septiembre, 2018.

70) Rojas, A., Jaramillo, J.C. y Lemus, B. 2015. Métodos analíticos para la determinación de metabolitos secundarios de plantas. Universidad Machala, Ecuador. 108 p.

71) Ruiz, K., Cruz, S., Rodríguez, C., Ortega, L., y Valenzuela, C. 2015. Aplicación de extractos de subproductos de tomate, granada y aguacate y su efecto en la capacidad antioxidante de un aguacate fresco cortado. diciembre 10, 2018, de Departamento de Biotecnología y ciencias alimentarias, Instituto Tecnológico de Sonora Sitio web: <http://someicca.com.mx/wp-content/uploads/Memorias-del-Congreso-CUCCAL-8.pdf#page=88>. Fecha de consulta: septiembre, 2018.

72) SAGARPA. 2011. Monografía de Cultivos. Febrero 02, 2018, de SAGARPA Sitio web: <http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documentos/Monografias/Monograf%C3%ADa%20del%20aguacate.pdf>. Fecha de consulta: septiembre, 2018.

73) SAGARPA. 2017a. Aumenta 8.2 Por Ciento Producción de Guayaba en México en el último Trienio. SAGARPA Sitio web: http://www.sagarpa.gob.mx/Delegaciones/distritofederal/boletines/2017/enero/Documents/JAC_0006-3.PDF. Fecha de consulta: septiembre, 2018.

74) SAGARPA. 2017b. Boletín mensual de la producción Aguacate. 05/03/2018, de Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y

alimentación

Sitio

web:

https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/232670/Boletin_mensual_produccion_de_aguacate_mayo_2017.pdf. Fecha de consulta: septiembre, 2018.

- 75) Salem, N., Msaada, K., Hamdaoui, G., Lima M.B. 2011. Variación en la composición fólica y actividad antioxidante durante el desarrollo floral del cártamo (*Cartamus tinctorius* L.). J. Agricultural and Food Chemistry. 59: 4455-4463.
- 76) Salinas, Y., Zuñiga, A., Jiménez, L., Serrano, V. y Sánchez, C. 2012 Color en cálices de Jamaica (*Carthamus tinctorius* L.) y su relación con características fisicoquímicas de sus extractos acuosos. Revista Computarizada de Producción porcina. 15 (3): 211-214.
- 77) Salmerón, M.L. 2014. Fracción indigestible, bioaccesibilidad *in vitro* y actividad antioxidante, de compuestos fenólicos de la cáscara de aguacate cv. “hass”. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Sitio web: <https://ciad.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1006/391/1/SALMERON-RUIZ-ML14.pdf>. Fecha de consulta: septiembre, 2018.
- 78) Samson, J.A. 1991. Fruticultura tropical. Trad. B Gurza González. Ed. México, D.F. Limusa. 35-39: 321-325.
- 79) Sanginés, L. 2008. Aguacates en alimentación humana y animal. Computadorizada de Producción Porcina. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma de Nayarit.
- 80) Santos, L.P., Morais, D.R., Souza, N.E., Cottica, S.M., Boroski, M., y Visentainer, J.V. 2011. Compuestos fenólicos y ácidos grasos en diferentes

- partes de las uvas *Vitis labrusca* y *V. vinifera*. Food Research International, 44 (5), 1414-1418.
- 81) Selles, E. 1992. Preparación de extractos vegetales. Farmacia Galénica. Madrid Sitio web: <http://studylib.es/doc/7835264/tesis-completa-universidad-de-cuenca>. Fecha de consulta: agosto, 2018.
- 82) Seo, J., Lee, S., y Marcus, L. 2013. Estudio para encontrar el mejor solvente de extracción para usar con (*Psidium guajava* L.) para una alta eficacia antioxidante. Ciencia y nutrición de los alimentos. 2: 174-180.
- 83) SIAP 2016. “Resumen nacional por estado” Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. <http://www.siap.gob.mx/resumen-nacional-por-estado/>. Fecha de consulta: agosto, 2018.
- 84) SIAP. 2017. Guayaba, reina de la Vitamina C. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera Sitio web: <https://www.gob.mx/siap/articulos/guayaba-reina-de-la-vitamina-c?idiom=es>. Fecha de consulta: agosto, 2018.
- 85) Singh, P.P., y Saldaña, M.D. 2011. Extracción subcrítica de agua de fenólicos. Compuestos de cáscara de patata. Food Research International: 44 (8): 2452-2458.
- 86) Vélez-Terranova, M., Campos, R., y Sánchez-Guerrero, H. Uso de metabolitos secundarios de las plantas para reducir la metanogénesis ruminal. Agroecosistemas tropicales y subtropicales [en línea]. Disponible en: <<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=93935728004>> ISSN. Fecha de consulta: noviembre, 2018.

- 87) Vieira, F.G., Borges, S.S., Copetti, C., Di Pietro, P.F., Nunes, E.C., y Fett, R. 2011. Compuestos fenólicos y actividad antioxidante de la pulpa y la piel de manzana de once cultivares cultivados en Brasil. *Scientia Horticulturae*. 128: (3), 261-266.
- 88) Voigt, R. 1982. Tratado de tecnología Farmacéutica. España. Ed. Acriba. pp.50-54.
- 89) Wang, W., Bostic, T.R., y Gu, L. 2010. Capacidades antioxidantes, procianidinas y pigmentos en aguacates de diferentes cepas y cultivares. *Química de los alimentos*. 122 (4): 1193-1198.
- 90) William, C., William, R., Ludy, C., Rendón, F., Chaparro, P., y Álvarez, A. 2015. Extracción de compuestos fenólicos con actividad antioxidante a partir de Champa (*Campomanesia lineatifolia*). *CENIC. Ciencias Químicas*. 46: 39-40.
- 91) Wina, E., Muetze, L., S., y Becker, K. 2005. El impacto de las saponinas o los materiales vegetales que contienen saponina en las producciones de rumiantes Una revisión. Universidad de Hohenheim-Alemania, Instituto de Investigación de Indonesia para la Producción de Animales-Indonesia.
- 92) Yam, J., Villaseñor, C., Romantchik, E., Soto, M., y Peña, M. 2010. Una revisión sobre la importancia del fruto de Guayaba (*Psidium guajava* L.) y sus principales características en la postcosecha. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*. 19: 76.
- 93) Yepes, S., Montoya, L., y Orozco, F. 2008. Valorización de residuos agroindustriales frutas en Medellín y el sur del valle del Aburrá, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía – Medellín*. 61(1): 4422- 4431.

