



FACULTAD DE POSGRADOS

—DETERMINACIÓN DE MOLÉCULAS BIOACTIVAS EN LOS RESIDUOS DEL
PROCESAMIENTO DE PULPAS DE LA EMPRESA LEYENDAS ECUADORI

Autora

Erika Alejandra Paredes Paredes

Año
2020



FACULTAD DE POSGRADOS

“DETERMINACIÓN DE MOLÉCULAS BIOACTIVAS EN LOS RESIDUOS DEL PROCESAMIENTO DE PULPAS DE LA EMPRESA LEYENDAS ECUADOR”

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos establecidos para optar por el título de Magíster en Agroindustria con Mención en Calidad y Seguridad Alimentaria

Profesor guía

Héctor Abel Palacios Cabrera PhD.

Autora

Erika Alejandra Paredes Paredes

Año

2020

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido el trabajo, “Determinación de moléculas bioactivas en los residuos del procesamiento de pulpas de la empresa Leyendas Ecuador”, a través de reuniones periódicas con la estudiante Erika Alejandra Paredes Paredes, en el semestre 202000, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

Héctor Abel Palacios Cabrera
Doctor en Tecnología de Alimentos
CC 0912277480

DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

“Declaro haber revisado este trabajo, “Determinación de moléculas bioactivas en los residuos del procesamiento de pulpas de la empresa Leyendas Ecuador”, de Erika Alejandra Paredes Paredes, en el semestre 202000, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

Valeria Clara Almeida Streitwieser

Máster en el Estudio de la Tecnología y Biotecnología de Alimentos

CC 1709603078

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes.”

Erika Alejandra Paredes Paredes

CC 1715240949

AGRADECIMIENTOS

Al Departamento de Investigación de la Facultad de Agroindustria de la Universidad de las Américas por facilitarme el uso de sus instalaciones para el desarrollo de esta investigación.

A mi profesor guía Héctor Palacios por la paciencia y confianza.

A Paco Noriega por transmitirme sus conocimientos y la motivación constante que me brindó a lo largo de este trayecto.

A los Laboratorios Ciencias de la Vida por haber permitido mi desarrollo pleno en todo el proceso.

DEDICATORIA

El esfuerzo y sacrificio realizado durante todo el proceso de estudio y desarrollo de mi trabajo de titulación se lo dedico a mi hijo, Gabriel Emiliano, que es el motor fundamental y el amor de mi vida.

A mi amado esposo y padres, por su apoyo incondicional y por la confianza que depositaron en mí, sin ellos esta travesía hubiera sido inalcanzable.

RESUMEN

El Ecuador tiene como uno de sus primordiales recursos la producción de frutas, donde anualmente se siembran 163 000 hectáreas en la Costa, Sierra y Amazonía, excluyendo cultivos tradicionales; y se procesan 34 378 323 kilos con la intención de producir pulpas.

La empresa ecuatoriana “Leyendas Ecuador” elabora pulpas y utiliza mensualmente 660 Kg de pulpa de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), 600 Kg de naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.), 200 Kg de guayaba (*Psidium guajava* L.), 800 Kg de guanábana (*Annona muricata* L.) y 350 Kg de tamarindo (*Tamarindus indica* L.); lo que genera residuos al final de su producción dando porcentajes de desperdicio para cada fruta entre, 20 – 30 %, 20 – 30 %, 10 – 15 %, 15 – 20 % y 44 – 46 %, respectivamente.

Se cuantificó el contenido de fenoles totales, flavonoides, antocianinas, carotenoides y actividad antioxidante de los residuos frutales por espectrofotometría UV-Vis, mientras que el ácido ascórbico se cuantificó por HPLC.

Los residuos con mayor contenido bioactivos fueron: fenoles totales en tamarindo con 24.53 mg EAG/g y tomate de árbol 10.38 mg EAG/g; flavonoides en tomate de árbol 8.70 mg EQ/g y tamarindo 3.54 mg EQ/g; carotenoides provenientes de la naranjilla con 0.52 mg E β /g, guayaba con 0.43 mg E β /g y tomate de árbol con 0.22 mg E β /g; ácido ascórbico en la naranjilla con 171.10 mg/100g y guayaba con 169.04 mg/100g.

Con respecto a la actividad antioxidante en el tamarindo DPPH IC₅₀ 0.35 mg/mL y naranjilla DPPH IC₅₀ 0.36 mg/mL; resultados que se confirman en el test del ABTS en tamarindo ABTS IC₅₀ 0.17 mg/mL y en naranjilla ABTS IC₅₀ 0.40 mg/mL.

Palabras claves: desechos de frutas, compuestos fenólicos, carotenoides, ácido ascórbico, actividad antioxidante.

ABSTRACT

One of the principal resources in Ecuador is the production of fruits, 163 000 hectares are planted annually in the Coast, Sierra and Amazon, excluding traditional crops; and 34 378 323 kilos are processed to produce pulps.

The Ecuadorian company "Leyendas Ecuador" processes pulps and uses 660 Kg of tree tomato pulp (*Solanum betaceum* Cav.), 600 Kg of naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.), 200 Kg of guava (*Psidium guajava* L.), 800 Kg of soursop (*Annona muricata* L.) and 350 Kg of tamarind (*Tamarindus indica* L.); which generates waste at the end of its production giving percentages of it for each fruit between, 20-30 %, 20-30 %, 10-15 %, 15-20 % and 44-46 %, respectively.

The content of total phenols, flavonoids, anthocyanins, carotenoids and antioxidant activity of fruit waste was quantified by UV-Vis spectrophotometry, while ascorbic acid was quantified by HPLC.

The wastes with the highest bioactive content were: total phenols in tamarind with 24.53 mg EAG/g and tree tomato 10.38 mg EAG/g; flavonoids in tree tomato 8.70 mg EQ/ g and tamarind 3.54 mg EQ/g; carotenoids from naranjilla with 0.52 mg E β /g, guava with 0.43 mg E β /g and tree tomato with 0.22 mg E β /g; ascorbic acid in naranjilla with 171.10 mg/100g and guava with 169.04 mg/100g.

Respect to the antioxidant activity in DPPH IC₅₀ tamarind 0.35 mg/mL and DPPH IC₅₀ naranjilla 0.36 mg/mL; results that are confirmed in the ABTS test in tamarind ABTS IC₅₀ 0.17 mg/mL and naranjilla ABTS IC₅₀ 0.40 mg/mL.

Keywords: fruit wastes, phenolic compounds, carotenoids, ascorbic acid, antioxidant activity.

ÍNDICE

1. CAPITULO I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Introducción.....	1
1.2. Planteamiento del problema.....	2
1.3. Justificación.....	3
1.4. Objetivos.....	4
1.4.1. Objetivo general.....	4
1.4.2. Objetivos específicos.....	4
1.5. Hipótesis.....	5
2. CAPÍTULO II. MARCO TEÓRICO.....	5
2.1. Producción de frutas en el Ecuador.....	5
2.2. Componentes bioactivos de las frutas.....	7
2.2.1. Compuestos fenólicos.....	9
2.2.2. Flavonoides.....	10
2.2.3. Antocianinas.....	11
2.2.4. Carotenoides.....	12
2.2.5. Vitamina C.....	13
2.3. Frutas de estudio.....	14
2.3.1. Guanábana.....	14
2.3.1.1 Taxonomía.....	14
2.3.1.2 Generalidades.....	14
2.3.1.3 Composición química.....	15
2.3.1.4 Industrialización.....	16
2.3.2. Guayaba.....	16
2.3.2.1 Taxonomía.....	16
2.3.2.2 Generalidades.....	16
2.3.2.3 Composición química.....	17
2.3.2.4 Industrialización.....	18
2.3.3 Tamarindo.....	18

2.3.3.1	Taxonomía	18
2.3.3.2	Generalidades	19
2.3.3.3	Composición química	19
2.3.3.4	Industrialización.....	20
2.3.4	Naranja.....	21
2.3.4.1	Taxonomía	21
2.3.4.2	Generalidades	21
2.3.4.3	Composición química	22
2.3.4.4	Industrialización.....	22
2.3.5	Tomate de árbol.....	23
2.3.5.1	Taxonomía	23
2.3.5.2	Generalidades	23
2.3.5.3	Composición química	24
2.3.5.4	Industrialización.....	24
2.4	Residuos.....	25
2.4.1	Aplicaciones alternativas para los residuos agroindustriales	26
2.5	Subproductos de residuos de pulpas o jugos.....	27
2.6	Métodos analíticos para la cuantificación de bioactivos	28
2.6.1	Espectrometría de absorción molecular UV-visible	28
2.6.2	Cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC).....	29
3	CAPITULO III. MARCO METODOLÓGICO	30
3.1	Procesamiento de las muestras.....	30
3.2	Cuantificación del contenido de fenoles por el método de Folin-Ciocalteu	32
3.3	Cuantificación del contenido de flavonoides totales	34
3.4	Cuantificación del contenido de antocianinas.....	36
3.5	Cuantificación del contenido de carotenoides	38
3.6	Cuantificación de vitamina C por HPLC.....	39
3.7	Evaluación de la actividad antioxidante por el método del ABTS	40

3.8. Evaluación de la actividad antioxidante por el método del DPPH	42
4. CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSION	45
4.1. Cantidad de residuos recuperados por liofilización	45
4.2. Contenido de antocianinas	46
4.3. Contenido de fenoles totales	46
4.4. Contenido de flavonoides	48
4.5. Contenido de carotenoides	49
4.6. Contenido de vitamina C	50
4.7. Determinación de la actividad antioxidante por el método de ABTS y DPPH de los residuos frutales	52
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	54
5.1. Conclusiones	54
5.2. Recomendaciones	55
REFERENCIAS	56

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Área cosechada, rendimiento y producción de frutas en el Ecuador....	6
Tabla 2. Principales cultivos frutales no tradicionales en el Ecuador	7
Tabla 3. Composición química de la pulpa de <i>Annona muricata</i> L.....	15
Tabla 4. Composición química del fruto de <i>Psidium guajava</i> L.	17
Tabla 5. Composición química del fruto de <i>Tamarindus indica</i> L.	20
Tabla 6. Composición química del fruto de <i>Solanum quitoense</i> Lam.....	22
Tabla 7. Composición química del fruto de <i>Solanum betaceum</i> Cav.	24
Tabla 8. Estimación de residuos de guanábana, guayaba, naranjilla, tamarindo y tomate de árbol.....	25
Tabla 9. Condiciones de liofilización de los residuos frutales en estudio	32
Tabla 10. Método de Folin-Ciocalteu para cuantificación de fenoles	34
Tabla 11. Método para cuantificación de flavonoides.....	35
Tabla 12. Soluciones para la cuantificación de vitamina C	39
Tabla 13. Método para determinar la actividad antioxidante por DPPH	43
Tabla 14. Cantidad de residuos frutales liofilizados de la empresa “Leyendas Ecuador”	45
Tabla 15. Contenido de fenoles totales en los residuos frutales	47
Tabla 16. Contenido de flavonoides en los residuos frutales	48
Tabla 17. Contenido de carotenoides en los residuos frutales	49
Tabla 18. Contenido de vitamina C en los residuos frutales	50

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructura química de un compuesto fenólico.....	9
Figura 2. Clasificación de flavonoides.....	10
Figura 3. Estructura química de antocianinas	11
Figura 4. Diagrama de flujo para la elaboración de pulpas.	31
Figura 5. Actividad antioxidante de los residuos frutales.....	52

1. CAPITULO I. INTRODUCCIÓN

1.1. Introducción

El Ecuador es un país que está dividido en cuatro regiones, ubicándose geográficamente en la línea equinoccial y en la zona intertropical, generando una diversidad de microclimas (Barros y Troncoso, 2010). Gracias a ello, se dan condiciones favorables en el suelo para cultivar gran cantidad de especies frutales con importante actividad frutícola en el país (Llerena, Samaniego, Ramos, y Brito, 2014); además esta actividad se ejecuta con la protección vegetal del suelo, nutrición, abastecimiento de agua y calidad (Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias, 2019).

Arreaga (2017) resalta la importancia que tienen los cultivos de frutas no tradicionales, las mismas que en el 2015 han tenido un crecimiento potencial en exportación, alcanzando 80 millones de dólares y 124 000 toneladas en producción, la producción primaria de frutas se comercializa para consumo fresco o para la industrialización, lo que conlleva a la generación de residuos que dejan las frutas durante el proceso industrial, sobre todo al no tener un manejo de residuos (Giacobone, Castronuovo, Tiscornia, y Allemandi, 2018). En Europa se usan los residuos de la producción de pulpas para la extracción e industrialización de bioactivos generando nuevas líneas industriales y aprovechando al máximo todos los recursos (Gimeno, 2015).

Figuera, Malavé, Cordero, y Méndez (2013) mencionan que estos compuestos bioactivos al ser considerados metabolitos secundarios, estimulan el sistema inmunológico, ya que poseen efectos antioxidantes, antivirales y antibacterianos modulando enzimas de detoxificación lo que contribuye a la disminución de inflamaciones. Además, en la revisión bibliográfica propuesta por Jayarathne *et al.* (2017), se describe el uso de los bioactivos como herramientas terapéuticas para la obesidad, enfermedades metabólicas y que aportan al balance energético del cuerpo humano.

En la actualidad las industrias han llegado a generar gran cantidad de residuos como resultado de su producción; Martínez y Quintero en el 2017 datan que América Latina y el Caribe cada año tienen una pérdida del 15 % de sus alimentos; las cadenas productivas agropecuarias donde se presentan desperdicio son a nivel del consumidor con el 28 %, manejo y almacenamiento con el 22 %, mercado y distribución con el 17% y procesamiento con el 6 %. Una solución a esto es la implementación de nuevas técnicas que permitan un mejor aprovechamiento de estos residuos y explotar sus propiedades benéficas (Vargas, Figueroa, Tamayo, Toledo, y Moo, 2019).

1.2. Planteamiento del problema

En Ecuador la gran variedad de frutas que se producen en diferentes regiones dan la posibilidad para la creación de agroindustrias y aprovechamiento de residuos que generan en el proceso. Sin embargo Rojas, Flórez, y López (2018) explican que el sector agroindustrial genera residuos suficientes que no son utilizados y los cuales podrían generar subproductos.

Por su parte, la Superintendencia de Compañías registra 15 empresas que elaboran pulpas en el Ecuador y en el 2015 vendieron 34 378 323 kilos; también se registran 67 empresas que cultivan frutas para ser proveedores de estas empresas (Ponce, 2017). Según el INIAP (2019), se siembran 163 000 hectáreas de frutas en la Costa, Sierra y Amazonía, excluyendo cultivos tradicionales, lo que a su vez genera importantes cantidades de desechos o residuos.

Entre las empresas ecuatorianas, la empresa “Leyendas Ecuador” fue creada en el año 2011, misma que elabora y comercializa pulpas líquidas con y sin azúcar a partir de frutas seleccionadas que no necesitan refrigeración, en cuanto a su producción, la empresa utiliza diez especies frutales, lo cual genera un volumen considerable de residuos (Loza, 2018).

Edison Loza declaró que la empresa “Leyendas Ecuador” utiliza mensualmente 660 kg de pulpa de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), 600 kg de naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.), 200 kg de guayaba (*Psidium guajava* L.), 800 kg de guanábana (*Annona muricata* L.) y 350 kg de tamarindo (*Tamarindus indica* L.); lo cual genera residuos al final de su producción dando porcentajes de desperdicio para cada fruta entre, 20 – 30 %, 20 – 30 %, 10 – 15 %, 15 – 20 % y 44 – 46 %, respectivamente (Loza, 2018).

Vargas y Pérez (2018) mencionan que los residuos no son aprovechados de una manera eficiente ya sea por falta de recursos o conocimiento en métodos que permiten una caracterización de bioactivos y generación de subproductos, puesto a que estos compuestos bioactivos cumplen funciones importantes para la salud tales como la prevención de trastornos relacionados con el corazón y cerebro, por ende la problemática que mantienen las empresas como “Leyendas Ecuador” es no tener un destino apropiado de estos residuos que potencialmente pueden contener bioactivos y otros componentes funcionales.

1.3. Justificación

Es importante conocer que las frutas se consideran como fuente principal de compuestos con propiedades bioactivas que favorecen a la prevención de enfermedades, protegiendo al cuerpo humano por su capacidad antioxidante (Gamboa-Santos, Rodríguez, Carvajal, y Pilamala, 2016). Cárdenas *et al.* (2016) hacen énfasis en que partes de la fruta como cáscara, semillas y residuos que deja la producción, poseen bioactivos que al ser usados de manera adecuada pueden generar productos que reduzcan el grado de residuos que dejan al final del proceso.

Industrias de otros países usan estos residuos que son producto final de la producción de pulpas generando nuevas líneas industriales y aprovechando al máximo todos los recursos, sin embargo en Ecuador no hay muchas investigaciones sobre bioactivos en residuos frutales, además existe poco

emprendimiento relacionado a la producción de subproductos generados a partir de estos residuos por lo que su utilización tendría altos beneficios además de solventar los problemas de contaminación ambiental ya que estos residuos son arrojados al drenaje o incinerados, lo que ocasiona un peligro para el medio ambiente.

Por tanto, la importancia de la implementación de una adecuada tecnología que cuantifique la cantidad de principios bioactivos encontrados en residuos como: semillas, fibra y cáscaras obtenidas de frutas como naranjilla, guayaba, guanábana, tomate de árbol y tamarindo usadas en la presente investigación y que representan entre el 15 y 46 % de la masa total procesada, permitirán lograr una caracterización y generar datos bibliográficos no existentes, además a partir de estos residuos se puede obtener subproductos en cantidades significativas, logrando un impacto nulo a nivel ambiental, y dando un uso potencial a la alta concentración de materia orgánica y eliminando su incorrecta disposición final.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo general

Determinar las moléculas bioactivas en los residuos del procesamiento de pulpas de la empresa “Leyendas Ecuador”.

1.4.2. Objetivos específicos

- Determinar la concentración de carotenoides, fenoles totales, flavonoides, antocianinas y vitamina C en residuos frutales de naranjilla, guayaba, guanábana, tomate de árbol y tamarindo.

- Determinar la actividad antioxidante por el método de ABTS Y DPPH en los residuos frutales de naranjilla, guayaba, guanábana, tomate de árbol y tamarindo.

1.5. Hipótesis

Hipótesis nula (Ho): todos los residuos frutales contienen componentes bioactivos y actividad antioxidante.

Hipótesis alternativa (Ha): al menos algún residuo frutal no contiene componentes bioactivos y actividad antioxidante.

2. CAPÍTULO II. MARCO TEÓRICO

2.1. Producción de frutas en el Ecuador

Tras la Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua (ESPAC) en el 2018 realizada por el INEC, se determinó que la mayor producción de cultivos permanentes a nivel nacional pertenece a “caña de azúcar, banano y palma africana, mientras que la mayor producción de cultivos transitorios son de arroz, maíz duro, seco y papa” (INEC, 2019).

Según el informe del boletín situacional emitido por el Ministerio de Agricultura y Ganadería (2017), entre el 2013 y 2017, el comercio de maracuyá (*Passiflora edulis* Sims), granadilla (*Passiflora ligularis* Juss.), tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), guanábana (*Annona muricata* L.) y naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.), creció aproximadamente un 7 % generando un aumento en la producción.

En el Ecuador, la fruticultura está atravesando problemas debido a varios factores como escasa organización entre productores y sus cadenas agroproductivas, manejo en campo y post cosecha que se refleja en baja

productividad, restringida y costosa tecnificación, mínimo uso de semillas mejoradas de frutales, siendo estas las más relevantes (INIAP, 2019). Debido a ello, el INIAP (2019) se encarga de la mejora frutícola en el país, a través del trabajo interdisciplinario con instituciones tanto públicas como privadas, nacionales e internacionales, la capacitación de técnicos, fortalecimiento de cadenas agro productivas y agricultura limpia.

La FAO (2019) levantó información en el 2017 sobre el área cosechada, rendimiento y producción de algunas frutas en el Ecuador, presentando valores encontrados en la Tabla 1. De igual manera en la Tabla 2, se encuentra la información de los principales cultivos frutales no tradicionales del Ecuador en el 2018 (SIPA, 2018).

Tabla 1.

Área cosechada, rendimiento y producción de frutas en el Ecuador

Frutas	Área cosechada (ha)	Rendimiento (hg/ha)	Producción (toneladas)
Manzana	1 211 000 000	60 146 000 000	7 283 000 000
Albaricoque	75 000 000	50 299 000 000	376 000 000
Aguacate	4 653 000 000	45 121 000 000	20 995 000 000
Banana	158 057 000 000	397 458 000 000	6 282 105 000 000
Baya	3 669 000 000	18 921 000 000	6 942 000 000
Coco	2 356 000 000	62 826 000 000	14 804 000 000
Higo	30 000 000	11 634 000 000	34 000 000
Cítricos	9 490 000 000	20 820 000 000	19 758 000 000
Uva	77 000 000	67 206 000 000	517 000 000
Limonos y limas	5 487 000 000	55 954 000 000	30 702 000 000
Mango	14 987 000 000	46 814 000 000	70 160 000 000
Melón	1 787 000 000	106 390 000 000	19 017 000 000
Naranja	15 910 000 000	89 595 000 000	142 546 000 000
Papaya	3 749 000 000	132 531 000 000	49 692 000 000
Durazno	1 076 000 000	34 012 000 000	3 659 000 000
Pera	2 294 000 000	29 404 000 000	6 746 000 000

Piña	4 656 000 000	355 041 000 000	165 307 000 000
Ciruela	1 179 000 000	75 280 000 000	8 878 000 000
Fresa	-	165.637.000.000	1.744.000.000
Mandarina	6 373 000 000	41 816 000 000	26 650 000 000
Tomate de árbol	1 954 000 000	320 752 000 000	62 675 000 000
Sandía	5 320 000 000	153 165 000 000	81 485 000 000

Adaptado de: FAO, 2019

Tabla 2.

Principales cultivos frutales no tradicionales en el Ecuador

Frutas	Superficie plantada (ha)	Superficie cosechada (ha)	Producción (toneladas)	Rendimiento (t/ha)
Mango	21 997	20 492	90 718	4.43
Naranja	19 288	15 781	103 121	6.53
Maracuyá	8 704	6 457	36 017	5.58
Piña	7 967	4 865	149 548	30.74
Orito	3 742	3 324	18 345	5.52
Tomate de árbol	3 443	2 026	22 343	11.03

2.2. Componentes bioactivos de las frutas

La ingesta frecuente de frutas presenta ventajas para la salud gracias a que están conformadas por fotoquímicos o sustancias bioactivas. Las frutas juegan un papel muy importante para alcanzar una dieta saludable y balanceada, consumirlas fortalece el sistema inmunológico y ayuda a presentar menor peligro de mortalidad ligada a enfermedades cardiovasculares y cáncer (Martínez, Camacho, y Martínez, 2008). Quiceno *et al.* (2017) definen a los bioactivos como compuestos químicos no nutricionales de las plantas cuyo consumo contribuye a disminuir la incidencia de adquirir enfermedades crónicas gracias a la actividad antioxidante que presentan.

La oxidación se da por el traspaso de electrones de una molécula donadora a una molécula receptora que termina reducida en el proceso, generando radicales libres que son inestables y dañinos, tanto que afectan a las biomoléculas, generando inestabilidad, daño y muerte celular (N. Martínez *et al.*, 2008).

Los autores Lim, Lim, y Tee (2007) explican que los antioxidantes son cualquier molécula que en mínima concentración, evitan y retrasan la oxidación de lípidos, proteínas y ácidos nucleicos, por tanto, su consumo permite que se disminuyan enfermedades degenerativas como artritis, arterioesclerosis, cáncer, enfermedades del corazón, disfunciones del cerebro, diabetes e inflamaciones. En la industria, la importancia de los antioxidantes radica en el desempeño que tienen sobre el desgaste oxidativo que afecta a los alimentos, donde se los añade a grasas u otros elementos para retardar la oxidación y de esta manera prevenir que un alimento se enrancie (Coronado, Vega, Guitierrez, Vázquez, y Radilla, 2015).

Debido a la importancia que tiene la actividad antioxidante para la salud e industria alimenticia, existen métodos para determinar esta actividad, tales como el método del 2,2, difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) que se fundamenta en la disminución de la absorbancia por reducción del DPPH (Guija-Poma, Inocente-Camones, Ponce-Pardo, y Zarzosa-Norabuena, 2015). También se puede determinar la actividad antioxidante por la técnica del ABTS donde Rodríguez y Castro (2018) explican que esta actividad está dada por la capacidad de captar el radical libre catiónico 2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin)-6-sulfonato de amonio y se basa en la disminución del color del radical en el espectro de absorción en el UV-visible.

Llerena *et al.* (2019) indican que los antioxidantes se clasifican en cuatro grupos principales de bioactivos: fenoles, terpenos, sustancias azufradas y nitrogenadas, que a continuación se explica las características de cada uno de ellos.

2.2.1. Compuestos fenólicos

Los fenoles son metabolitos secundarios que prevalecen en la ingesta debido a las plantas, sobresalen por sus cualidades antioxidantes y porque influyen en la calidad y estabilidad ya que actúan como colorantes, antioxidantes y saborizantes (Gimeno, 2015).

En cuanto a su estructura química, estos compuestos poseen fenol que comprende la molécula básica de estos compuestos y a su vez, está conformado por un anillo aromático y un grupo hidroxilo como se observa en la Figura 1, por lo que, además de tener como característica un núcleo bencénico, su grupo hidroxilo puede encontrarse en estado libre formando otra función como éter, éster o heterósido (Peñarrieta, Tejeda, Mollinedo, Vila, y Bravo, 2014).

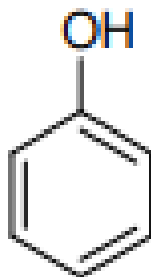


Figura 1. Estructura química de un compuesto fenólico

Tomado de: Peñarrieta, Tejeda, Mollinedo, Vila, y Bravo, (2014)

Los compuestos fenólicos poseen algunas funciones fenol que están unidas a estructuras aromáticas, encontrando alrededor de 8 000 compuestos, mismos que se pueden encontrar de manera natural en especies vegetales distribuidos en tejidos y células. Las frutas son los alimentos que mayor contenido de compuestos fenólicos presentan, principalmente flavonoles (Muñoz *et al.*, 2015).

El método más empleado para cuantificar el contenido de fenoles totales es el de Folin-Ciocalteu. En el trabajo presentado por Medina, Garzón, y Espinosa (2016) se explica que el reactivo de Folin-Ciocalteu está compuesto por fosfotungstato-molibdatos y es de color amarillo, cuya función es atrapar uno o dos electrones en reacciones de oxidación-reducción y generar grupos de color azul donde su máxima absorción se acerca a los 760 nm de longitud de onda. Es importante ajustar la muestra a un pH 10, por lo que el carbonato de sodio se emplea para lograr alcalinizar la muestra, que es crítico en la reacción (Chen, Cheng, y Liang, 2015).

2.2.2. Flavonoides

Los flavonoides son bioactivos con poco peso molecular, elaborados por casi todas las plantas vasculares donde se presentan en forma de β -glicósidos, a excepción de las catequinas. Su ingesta diaria está entre uno a dos gramos por día (Estrada-Reyes, Ubaldo-Suárez, y Araujo-Escalona, 2012).

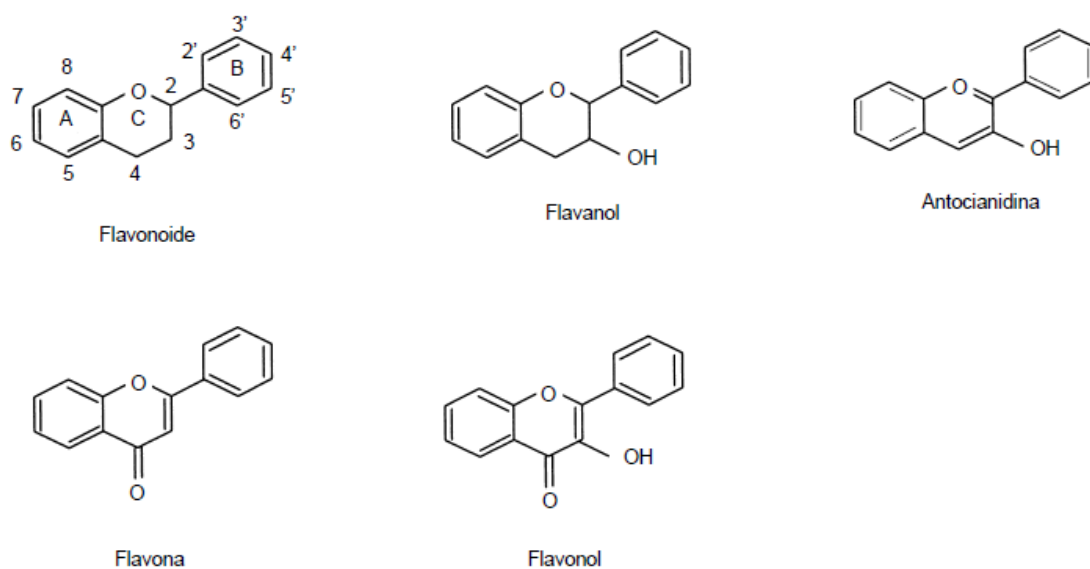


Figura 2. Clasificación de flavonoides

Tomado de: Martínez-Flórez, González-Gallego, Culebras, y Tuñón, (2002)

La importancia de los flavonoides se encuentra en el buen funcionamiento de las plantas, ya que actúa como un atrayente para la oviposición y agente protector para la luz UV o infecciones de fitopatógenos (Castañeda-Sánchez y Guerrero-Beltrán, 2015). Ejercen efectos beneficiosos para un gran número de enfermedades, incluidas el cáncer, enfermedades cardiovasculares y neurodegenerativas (Duarte y Pérez-Vizcaíno, 2015).

El fundamento para determinar de manera cuantitativa los flavonoides totales se basa en la técnica del tricloruro de aluminio, donde los flavonoides son capaces de formar complejos estables con iones de aluminio (L. Méndez *et al.*, 2018).

2.2.3. Antocianinas

Las antocianinas son glucósidos de antocianidinas del grupo de los flavonoides cuya estructura se basa en un ion flavilio llamado 2-fenilbenzopirilio, que funciona como catión y 2 grupos aromáticos de benzopirilio y un anillo fenólico, tal como se muestra en la Figura 3 (Aguilera, Reza, Rodolfo, y Meza, 2011). Se consideran como el grupo más significativo de pigmentos hidrosolubles y compuestos fenólicos que dan la coloración a flores, frutos, bayas y hojas (Limaymanta y Ramos, 2016).

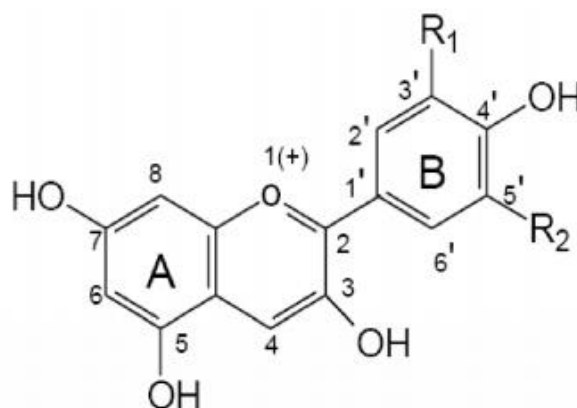


Figura 3. Estructura química de antocianinas

Tomado de: Aguilera, Reza, Rodolfo, y Meza, (2011)

Su función en las plantas va desde la atracción en la polinización para propagación de semillas hasta la defensa contra rayos UV y las infecciones virales, fúngicas y microbianas (Garzón, 2008). Las antocianinas más importantes son “pelargonidina, delphinidina, cianidina, petunidina, peonidina y malvidina, su combinación con diferentes azúcares genera alrededor de 150 antocianinas” (Aguilera *et al.*, 2011).

Castañeda-Sánchez y Guerrero-Beltrán (2015) mencionan que se han reportado alrededor de 635 antocianinas diferentes con interés, no solo por su pigmento sino por extractos ricos en antocianinas que poseen actividad antioxidante y propiedades farmacológicas y terapéuticas, reduciendo el efecto antiinflamatorio, anticancerígeno, antidiabético y antitumoral y enfermedades coronarias.

Cosavalente, Ruiz, y Ganoza (2016) explican que para cuantificar la concentración de antocianinas se debe utilizar el método del pH diferencial, que se fundamenta en la peculiaridad de que estos compuestos adoptan diferentes coloraciones y estructuras a determinados pH; la concentración de antocianinas totales es proporcional a la diferencia entre las absorbancias a pH 1 y pH 4.5.

2.2.4. Carotenoides

Amparo *et al.*, (2009) mencionan que los carotenoides pertenecen al grupo de pigmentos liposolubles y accesorios en el proceso de fotosíntesis, su estructura es un tetraterpeno de 40 carbonos, simétrico y lineal formado a partir de 8 unidades isoprenoides de 5 carbonos. Están presentes en numerosas frutas y verduras; los carotenos tienen como ejemplo principal al licopeno responsable del color rojo en los vegetales (Vitale, Bernatene, y Pomilio, 2010). Están localizados en orgánulos especializados de las células vegetales como cloroplastos y cromoplastos (Pérez y Hornero, 2014).

Los carotenoides están relacionados epidemiológicamente con un menor riesgo a enfermedades, lo que ha generado un mayor interés en conocer su biodisponibilidad; se consideran además un grupo fundamental para la dieta humana, no solo por su función como aporte vitamínico sino por su efecto antioxidante, modulación en la función inmune, proliferación celular y regulación en la diferenciación (Ordoñez, Hurtado, Ríos, y Arias, 2014).

Para la extracción de carotenoides hay que considerar que son lipofílicos, por tanto, solubles en compuestos orgánicos como acetona, alcohol, etil éter, cloroformo y etil acetato; y más solubles aún en éter de petróleo, hexano, tolueno (Rodríguez-Amaya, 2001).

2.2.5. Vitamina C

La vitamina C se la reconoce por diferentes nombres químicos como ácido ascórbico y escorbato; es un compuesto hidrosoluble presente en frutas y verduras (Department of Health and Human Services USA, 2016). Es sensible a la luz, temperatura y oxígeno por lo que tiende a degradarse durante diferentes procesos o por su almacenamiento; el farmacóforo de esta vitamina es el ion ascorbato el cual posee actividad antioxidante protegiendo al cuerpo de oxidación (Bastías y Cepero, 2016). Además presenta protección frente a daños causados por radicales libres y tiene como función principal prevenir el escorbuto (Department of Health and Human Services USA, 2016).

Boyero *et al.* (2019) mencionan que la ingesta de vitamina C debe ser diaria debido a que difícilmente se acumula en el organismo, por lo que existe una cantidad diaria recomendada (CDR) que es de 60 mg.

Además, juega un papel fundamental en la tecnología alimentaria empleándose como aditivo por su poder antioxidante y conservante, ejerciendo un

mecanismo sencillo donde evita la oxidación de otros componentes (Carocho, Morales, y Ferreira, 2017).

2.3. Frutas de estudio

2.3.1 Guanábana

2.3.1.1 Taxonomía

Tropicos.org (2019), da la siguiente clasificación taxonómica a la guanábana:

Clase: Equisetopsida C. Agardh

Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.

Superorden: Magnolianaes Takht.

Orden: Magnoliales Bromhead

Familia: Annonaceae Juss.

Género: *Annona* L.

2.3.1.2 Generalidades

El Programa de Fruticultura del INIAP (2014) indica que la guanábana es una fruta originaria de África y América tropical que se desarrolla en las zonas subtropicales entre los 300 y 800 msnm. En América crece en las regiones cálidas de Ecuador, Brasil, Colombia, Venezuela, América Central, Las Antillas y sur de México. En el Ecuador, las áreas principales del cultivo tecnificado están en la Península de Santa Elena y Guayas, mientras que, en la zona sur de Manabí y áreas rurales de Santo Domingo de los Tsáchilas, crece de forma endémica y los productores practican cultivos orgánicos.

Según el INEC (2012), en la Clasificación Nacional de Actividades Económicas CIIU 4.0, clasifica al cultivo de guanábana como cultivo de frutas tropicales y subtropicales con código CIIU A0122.09.01.

2.3.1.3 Composición química

La composición química de la pulpa de guanábana se describe en la Tabla 3.

Tabla 3.

Composición química de la pulpa de Annona muricata L

Compuesto químicos	Concentración	Referencias
Azúcares totales	Entre 15,45 y 16,35 g/100 g	Ojeda <i>et al.</i> , (2007)
Flavonoides	Miricetina (< 1 µg/mL), Ficetina (trazas), Morin (trazas), Quercetina (ND), Kaempferol (ND), Isorhamnetina (< 1 µg/mL)	Lako <i>et al.</i> , (2007)
Fenoles totales	55 mg AGE/100 g	Márquez, (2009)
Vitamina C	28,6 mg/100 mg	Lara <i>et al.</i> , (2012)
Flavonoides totales	574 mg EQ/100 g	Vit <i>et al.</i> , (2014)
Proteína	1,49 g/100	Méndez, Granados, y Osorio, (2016)
Grasa	0,2 g/100 g	Méndez, Granados, y Osorio, (2016)
Fibra cruda	1,64 g/100 g	Méndez, Granados, y Osorio, (2016)
Calcio	39,13 mg/100 g	Méndez, Granados, y Osorio, (2016)
Potasio	45,2 mg/100 g	Méndez, Granados, y Osorio, (2016)
Magnesio	20 mg/100 g	Méndez, Granados, y Osorio, (2016)

2.3.1.4 Industrialización

En el 2012, Correa, Ortiz, Larrahondo, Sánchez y Pachón determinaron que el fruto tiene notables características sensoriales como sabor, color, olor y textura por lo que en el exterior es muy codiciada; se lo utiliza como fruta fresca o procesada ya que el rendimiento por fruto alcanza hasta el 85.5 %, convirtiéndose en materia prima para elaborar diluciones directas y obtener bebidas, pulpas, helados, sorbetes, postres, etc., sin presentar modificaciones organolépticas cuando se trata a temperaturas menores a 93 °C (Lara, Horticultura, Cabudare, y Lara, 2012). Las semillas y hojas son utilizadas por la industria farmacéutica y de los perfumes (Vit, Santiago, y Pérez, 2014).

2.3.2 Guayaba

2.3.2.1 Taxonomía

Tropicos.org (2019), da la siguiente clasificación taxonómica a la guayaba:

Clase: Equisetopsida C. Agardh

Subclase: Magnolidae Novák ex Takht.

Superorden: Rosanae Takht.

Orden: Myrtales Juss. ex Bercht. y J. Presl

Familia: Myrtaceae Juss.

Género: *Psidium* L.

2.3.2.2 Generalidades

La guayaba es un arbusto perenne que crece en regiones tropicales y subtropicales desde los 1200 hasta los 1800 msnm. Las partes utilizadas con fines médicos son: hojas y cortezas secas, frutos y raíz (Alonso, 2004). Hidalgo, Gómez, Escalera, y Quisbert, 2015) datan que la guayaba es

procedente de Centro América y debido a que se aclimata a algunas clases de suelos, se propaga de manera fácil y el crecimiento de sus frutos es rápido.

La guayaba se clasifica según el color de la pulpa; se data que la guayaba roja es la que tiene más sabor y actividad antioxidante en relación a la guayaba blanca (da Silva, Salvador, Vitali, y Mara, 2019).

El Ministerio del Ambiente, Formin Finland, y FAO (2012) mencionan que la guayaba es una especie nativa del Ecuador cuyo cultivo se da desde los 0 hasta los 3000 msnm en las provincias de Bolívar, Carchi, Esmeraldas, Galápagos, Guayas, Imbabura, Loja, Los Ríos, Morona Santiago, Napo, Pichincha, Sucumbíos y Tungurahua.

Según el INEC (2012), en la Clasificación Nacional de Actividades Económicas CIIU 4.0, clasifica al cultivo de guayaba como cultivo de frutas tropicales y subtropicales con código CIIU A0122.09.01.

2.3.2.3 Composición química

La composición química del fruto de guayaba se describe en la Tabla 4.

Tabla 4.

Composición química del fruto de Psidium guajava L.

Compuesto químico	Concentración	Referencias
Ácido cinámico	0.4 mg/Kg	Alonso, (2004)
Ácido-3-hexenoico	0.2 mg/Kg	Alonso, (2004)
Taninos, terpenos, glucósidos esteroidales, antraquinonas, pectina	hasta 400 mg/100 g	(Alonso, 2004)
Potasio	417 mg/100 g	Hidalgo <i>et al.</i> , (2015)
Vitamina C	228.3 mg/100 g	Hidalgo <i>et al.</i> , (2015)
Betacaroteno	374 µg/100 g	Hidalgo <i>et al.</i> , (2015)

Licopeno	5204 µg/100 g	Hidalgo <i>et al.</i> , (2015)
Fenoles totales	66.1 mg/100 g	Ademiluyi, Oboh, Ogunsuyi, y Oloruntoba, (2015)
Flavonoides	49 mg/100 g	Ademiluyi, Oboh, Ogunsuyi, y Oloruntoba, (2015)
Fibra	2.8 g/100 g	Serpa, Castrillón, Vásquez, e Hincapié, (2016)

2.3.2.4 Industrialización

Según los estudios de Abad (2017), en el Ecuador existe sobreproducción de guayaba, del total de producción apenas el 10 % se comercializa, y existen pocas industrias que tecnifiquen a la guayaba usándola como materia prima. La manera que procesan a la guayaba es como jugo o pulpa, mermelada y dulce. La mayoría de las industrias ecuatorianas que procesan esta fruta se encuentran en Santa Elena. Sin embargo, pese a sus propiedades nutricionales, los productores de este fruto no se arriesgan a cultivar y comercializar ya que es un fruto climatérico, por tanto, madura de manera acelerada lo que reduce el tiempo de vida útil después de la cosecha (Chávez, 2018).

En la investigación que realizaron da Silva, Salvador, Vitali, y Mara (2019), se determinó que la pulpa y desechos de la guayaba tienen alta cantidad de fenoles siendo indispensables para el desarrollo de alimentos funcionales.

2.3.3 Tamarindo

2.3.3.1 Taxonomía

Tropicos.org (2019), da la siguiente clasificación taxonómica al tamarindo:

Clase: Equisetopsida C. Agardh

Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.

Superorden: Rosanae Takht.

Orden: Fabales Bromhead

Familia: Fabaceae Lindl.

Género: *Tamarindus* L.

2.3.3.2 Generalidades

El tamarindo es una fruta tropical cuyo origen es de Medio Oriente, la India o África y se desarrolla en climas secos y vive en promedio 200 años (Páez-Peñuñuri, Mercado-Mercado, Blancas-Benitez, Villegas-González, y Sáyago-Ayerdi, 2015). Su hábitat de crecimiento es en zonas húmedas sin que el cultivo tolere heladas continuas; crece en un suelo arcilloso ácido (pH 5 – 6) y bien drenado (Azad, 2018).

El Ministerio del Ambiente, Formin Finland, y FAO (2012) mencionan que el tamarindo es una especie introducida que crece entre 0-800 msnm, en las provincias de Galápagos, Loja, Los Ríos y Manabí. En el Ecuador la cosecha es anual, entre los meses de febrero a marzo, cuando los frutos llegan a madurar fisiológicamente en donde su vaina cambia a un color café claro (Ávila y Sánchez, 2016).

Según el INEC (2012), en la Clasificación Nacional de Actividades Económicas CIIU 4.0, clasifica al cultivo de tamarindo como cultivo de frutas tropicales y subtropicales con código CIIU A0122.09.01.

2.3.3.3 Composición química

La composición química del fruto de tamarindo se describe en la Tabla 5.

Tabla 5.

Composición química del fruto de Tamarindus indica L.

Compuesto químico	Concentración	Referencias
Ácidos orgánicos	13-15 %	(Alonso, 2004)
Betacaroteno	7.46 mg/100 g	Páez-Peñuñuri <i>et al.</i> , (2015)
Compuestos fenólicos	102.7 mg/100 g	Páez-Peñuñuri <i>et al.</i> , (2015)
Fibra dietética	102.7 g/ 100 g	Páez-Peñuñuri <i>et al.</i> , (2015)
Carbohidratos	67.4 g/ 100 g	Ávila y Sánchez, (2016)
Vitamina C	0.7 - 3.0 mg / 100 g	Ávila y Sánchez, (2016)
Proteína	3.1 g/ 100 g	Ávila y Sánchez, (2016)
Vitamina A	30 IU / 100 g	Azad, (2018)

2.3.3.4 Industrialización

Azad (2018) describe que el tamarindo es un frutal multipropósito que se utiliza de manera doméstica, con fines medicinales y en la industria. Páez-Peñuñuri *et al.* (2015) describen que la pulpa de tamarindo se utiliza para confitería y para la elaboración de gelatinas, mermeladas y condimentos.

Ávila y Sánchez (2016) señalan que la pulpa de tamarindo se usa para la elaboración de concentrados, licores como la cerveza, néctares, pulpas congeladas y jugos. Existen otras aplicaciones industriales como elaboración de polvo de grano de tamarindo para usarlo como conservante, gelificante y espesante (Azad, 2018).

2.3.4 Naranjilla

2.3.4.1 Taxonomía

Tropicos.org (2019), da la siguiente clasificación taxonómica a la naranjilla:

Clase: Equisetopsida C. Agardh

Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.

Superorden: Asteranae Takht.

Orden: Solanales Juss. ex Bercht. y J. Presl

Familia: Solanaceae Juss.

Género: *Solanum* L.

2.3.4.2 Generalidades

En el 2014 el INIAP indicó que la naranjilla es originario de nuestro país y cuyo cultivo se desarrolla entre los 850 a 1500 msnm. En el 2017 el Ministerio de Agricultura y Ganadería emitió el boletín situacional de la naranjilla donde data que en este año, el rendimiento de la producción nacional de esta fruta fue de 6.04 t/ha siendo las provincias con mayor volumen de producción Carchi con el 27 % de producción, Imbabura con el 19 %, Morona Santiago con el 14 % y Azuay con el 12 %.

El INIAP en el 2014 empezó a realizar investigaciones para lograr sostenibilidad en el sistema donde ha obtenido nuevas variedades y portainjertos con resistencia/tolerancia a diversas plagas para reducir el uso de plaguicidas y la pérdida del bosque primario.

Según el INEC (2012), en la Clasificación Nacional de Actividades Económicas CIIU 4.0, clasifica al cultivo de naranjilla como cultivo de frutas tropicales y subtropicales con código CIIU A0122.09.01.

2.3.4.3 Composición química

La composición química del fruto de la naranjilla se describe en la Tabla 6.

Tabla 6.

Composición química del fruto de Solanum quitoense Lam.

Compuesto químico	Concentración	Referencias
Ácidos orgánicos	13 - 15 %	Alonso, (2004)
Fibra	0.3 a 1.5 4 %	Cerón, Higuita, y Cardona, (2011)
Carotenoides	7.2 µg/g	Moreno, Andrade, Concellón, y Díaz, (2013)
Polifenoles	48 mg EAG/100 g	Moreno <i>et al.</i> , (2013)
Flavonoides totales	54 µg/g	Moreno <i>et al.</i> , (2013)
Vitamina C	200,62 mg /100 g	Llerena <i>et al.</i> , (2014)

2.3.4.4 Industrialización

La naranjilla es una fruta que se usa de manera amplia en la industria alimenticia, para fabricar jugos, néctares, pulpas y mermeladas (Cerón *et al.*, 2011). Andrade-Cuvi, Moreno-Guerrero, Guijarro-Fuertes, y Concellón (2015) indican que la naranjilla está entre las frutas exóticas más codiciadas tanto local como internacionalmente por su olor, color y sabor agrisado; se la utiliza madura o sobre madura para obtener productos procesados, ya que en este estado alcanza mayor dulzor y actividad antioxidante.

2.3.5 Tomate de árbol

2.3.5.1 Taxonomía

Tropicos.org (2019), da la siguiente clasificación taxonómica al tomate de árbol:

Clase: Equisetopsida C. Agardh

Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.

Superorden: Asteranae Takht.

Orden: Solanales Juss. ex Bercht. y J. Presl

Familia: Solanaceae Juss.

Género: *Solanum* L.

2.3.5.2 Generalidades

El tomate de árbol es conocido como un fruto tropical nativo de los Andes de Colombia, Ecuador y Perú; en el Ecuador crece a una altitud de 1000 a 3000 msnm y se produce en las provincias de Carchi, Imbabura, Pichincha, Cotopaxi, Tungurahua, Azuay y Napo (Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias, 2014).

En el 2014 el INIAP señaló que los productores de tomate de árbol enfrentan varias limitaciones, siendo la más importante el ataque de plagas; es por ello que a través del Programa de Fruticultura y el Departamento de Protección Vegetal, se ha trabajado para disminuir las plagas del suelo y el uso de plaguicidas.

En el trabajo realizado por Espin *et al.* (2016) se indica que los cultivos de tomate de árbol no se mantienen puros debido al cruce genético que existe entre los diferentes huertos, presentando gran variabilidad genética y dando como resultado frutos de tres ecotipos diferentes: púrpura, amarillo y rojo (Castro y Parada-Alfonso, 2017).

Según el INEC (2012), en la Clasificación Nacional de Actividades Económicas CIIU 4.0, clasifica al cultivo de tomate de árbol como cultivo de otros frutos y nueces de árboles y arbustos con código CIIU A0125.02.01.

2.3.5.3 Composición química

La composición química del fruto del tomate de árbol se describe en la Tabla 7.

Tabla 7.

Composición química del fruto de Solanum betaceum Cav.

Compuesto químico	Concentración	Referencias
Fósforo	44.7 mg/100 g	Carrasco y Encina, (2008)
Calcio	25.56 mg/100 g	Carrasco y Encina, (2008)
Potasio	441.03 mg/100 g	Carrasco y Encina, (2008)
Polisacáridos	14.1 %	Carrasco y Encina, (2008)
Fibra cruda	4.5 g/100 g	Carrasco y Encina, (2008)
Proteína cruda	1.9 g/100 g	Carrasco y Encina, (2008)
Carotenoides	4.27 mg/100 g	Rojas, Repo, y Encina, (2017)
Fenoles totales	100.55 mg/100 g	Rojas, Repo, y Encina, (2017)
Vitamina C	28.83 mg/ 100 g	Rojas, Repo, y Encina, (2017)
Vitamina A	1000 U.I	Rojas, Repo, y Encina, (2017)

2.3.5.4 Industrialización

En el 2015 la Cámara de Comercio de Bogotá desarrolló el manual para el tomate de árbol donde describe que esta fruta se usa como materia prima para elaborar pulpas, dulces, mermeladas, ají y salsas.

2.4. Residuos

La FAO (1993) define que una pérdida en los alimentos se genera principalmente en la producción, post cosecha, almacenamiento y transporte, incluyendo desperdicios que se generan durante su distribución y consumo. En el 2013 González determinó que se producen alrededor de 90 toneladas de residuos al día a nivel agroindustrial, los cuales vienen de la cosecha y de los procesos industriales.

En la Tabla 8, se señalan las estimaciones de residuos de las frutas, como piel, semillas, corazón, pedúnculo entre otros; de igual manera este porcentaje varía dependiendo si estas son o no frutas blandas, ya que las frutas que pertenecen a frutas blandas como la guayaba tienen una menor cantidad de residuos, a diferencia de otros frutos como guanábana que presentan un mayor porcentaje (Hurtado y Ortiz, 2018).

Tabla 8.

Estimación de residuos de guanábana, guayaba, naranjilla, tamarindo y tomate de árbol.

Fruta	Estimación de residuos (%)	Referencias
Guanábana	30	Blacio, (2010)
Tamarindo	22.4	Hernández y González, (2010)
Tomate de árbol	16	FONTAGRO, (2013)
Guayaba	12	Orrego, (2017)
Naranjilla	7.3	Orrego, (2017)

El tamarindo se usa industrialmente para hacer concentrados de licores y jugos usando su pulpa, sin embargo, el 22.4 % son residuos donde se encuentra su fibra y su cáscara (Hernández y González, 2010).

La guanábana presenta un 30 % de residuos entre semillas y cáscara, a manera industrializada al generar pulpas estos residuos pueden quedar impregnados, por lo que se repasa nuevamente los residuos para incrementar el rendimiento de la pulpa, esto puede generar que el nivel de residuos baje un poco (Blacio, 2010).

Los residuos de guayaba constituyen principalmente a semillas el cual representa el 12 % de su peso total individual, estos residuos aumentan su volumen al manejarlo industrialmente generando entre 106 a 853 toneladas anuales dependiendo del volumen de producción (Orrego, 2017).

Por su parte el tomate de árbol, usado para la producción de mermeladas, néctar, jugos y conservas, genera un desperdicio equivalente al 16 %, encontrando piel, semillas y pedúnculo, para una producción agroindustrial este podría generar entre 184 a 542 toneladas anuales de residuos de tomate de árbol (FONTAGRO, 2013).

En el caso de la naranjilla maneja un valor de 7.03 % de residuo (cáscara y semilla), sin embargo, la mayoría va destinada a la agroindustria, por lo que sus residuos van desde 223 hasta 362 toneladas anuales (Orrego, 2017).

2.4.1 Aplicaciones alternativas para los residuos agroindustriales

Comúnmente, los residuos agroindustriales son usados como compostaje o alimentación del ganado, sin embargo residuos como piel, semillas o partes del fruto poseen propiedades importantes; una alternativa es extraer aceites esenciales ya que se genera un volumen alto de residuos a nivel agroindustrial, otra alternativa eficaz es la pirólisis, ya que reduce un 95 % de residuos, donde la materia orgánica se descompone por calentamiento, obteniendo una combinación de gas, líquido y sólido dependiendo de la clase de residuo y tecnología que admita un mayor grado de uso (Yepes, Montoya, y Orozco, 2008).

Estudios sobre los compuestos fitoquímicos en piel y semillas de las frutas han dado grandes resultados, en la cual Gimeno (2015) menciona que el estudio de la composición tiene una alta relación con la capacidad antioxidante, llegando incluso a mencionar que estas partes del fruto tienen un mayor contenido de estos compuestos que la parte comestible del fruto (Vega, 2017). En la actualidad, las industrias manejan grandes volúmenes de residuos, donde M. Vargas, Figueroa, Tamayo, Toledo, y Moo, (2019) hacen énfasis en que la solución a esto es la implementación de nuevas técnicas que permitan un mejor aprovechamiento de estos residuos y explotar sus propiedades benéficas.

2.5. Subproductos de residuos de pulpas o jugos

En la actualidad en la producción de alimentos se ha hecho necesaria la implementación de diferentes estrategias donde se pueda utilizar los residuos agroindustriales, empleando estos residuos para la generación de energía o de productos químicos como edulcorantes, colorantes, entre otros, a su vez estos desperdicios de frutas pueden aprovecharse para generar productos usando una vía microbiana como enzimas (Alvarez, Trejo-Aguilar, y Aguilar, 2003).

Segura, Guerrero, Posada, Mojica, y Pérez (2015) mencionan que los residuos revalorizados pueden convertirse en subproductos, aprovechando su contenido y ayudando al medio ambiente, impidiendo que estos residuos vayan al vertedero o sean incinerados reduciendo al máximo la contaminación. Se debe considerar que para dar una posible alternativa a los residuos se debe tener en cuenta sus carbohidratos y componentes extractivos, siendo esta información importante para aplicarla en industrias química, textil, papel, farmacéutica y/o alimenticia (Rojas *et al.*, 2018).

Un ejemplo es el uso de residuos provenientes del tamarindo, donde Hernández y González (2010) aprovechan la fibra del residuo de tamarindo

para la elaboración de galletas sensorialmente aceptables logrando dar un valor agregado a estos residuos. Por otro lado, Salgado (2018) en su estudio indica que las semillas tienen un alto potencial para ser aprovechadas como coagulante natural, evaluando la remoción de turbidez en aguas superficiales con semillas de tamarindo.

En el caso de naranjilla, su fibra y hojas se pueden incluir en productos alimenticios como infusiones, además estos residuos contienen compuestos fenólicos como timol y otros antioxidantes. Además sus hojas, cáscaras y semillas han sido estudiadas para extraer materiales que ayuden a la elaboración de películas y bolsas plásticas aprovechando su cutícula (Orrego, 2017).

En cuanto a la guayaba, su fibra está siendo investigada para ser incluida como suplemento en polvos para diferentes alimentos, además sus residuos son usados como infusiones (Orrego, 2017). Así mismo, da Silva *et al.* (2019) indican que estos residuos al ser ricos en compuestos fenólicos son un potencial ingrediente en alimentos funcionales.

2.6. Métodos analíticos para la cuantificación de bioactivos

2.6.1. Espectrometría de absorción molecular UV-visible

La espectrofotometría es “la técnica de análisis espectroscópico en la que se mide, mediante un detector fotoeléctrico, la relación de dos magnitudes fotométricas de la misma naturaleza en función de la longitud de onda” (Ríos, Moreno, y Simonet, 2012).

Con esta técnica se analizan y cuantifican las partículas tanto de compuestos inorgánicos y orgánicos, y es la más utilizada en biología, química, agricultura, ingeniería y medicina forense (Skoog, West, Holler, y Crouch, 2001).

El intervalo de las longitudes de onda de la zona UV-visible son pequeñas (entre 100 y 800 nm) dentro del espectro de la radiación electromagnética; sus interacciones se manifiestan en forma de color. El principio de medida está dado por la excitación de electrones de valencia (Ríos *et al.*, 2012).

Skoog *et al.*, (2001) detallan que toda especie molecular absorbe su propia frecuencia característica de la radiación electromagnética; la ley de absorción o ley de Lambert y Beer “da información cuantitativa de cómo es que la atenuación de la radiación depende de la concentración de las moléculas que la absorben y de la distancia que recorre el rayo en el medio absorbente. Cuando la luz atraviesa una solución de analito, la intensidad de la radiación disminuye como consecuencia de la excitación del analito. Cuanto mayor sea la trayectoria del rayo en la solución de analito de una concentración dada, habrá más especies que absorban la radiación y la atenuación será mayor”.

2.6.2. Cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC)

La cromatografía de alta eficiencia permite la separación y el fraccionamiento de los componentes no volátiles o termolábiles que se disuelven en un líquido (fase móvil) de una determinada muestra y se percolan en una columna cuya matriz es porosa (fase estacionaria). La separación de los componentes se lleva a cabo debido a la interacción que existe entre la muestra y la fase estacionaria; dichas interacciones se deben al reparto líquido-líquido, intercambio de iones, adsorción líquido-sólido y exclusión por tamaño (Bermejo y Moreno, 2014).

Voet, Voet, y Pratt, (2006) especifican que con la técnica de HPLC se utilizan sistemas automáticos que inyecta la muestra con precisión y controlando las velocidades de flujo, una matriz cromatográfica de 3 a 300 μm de diámetro y un detector de la muestra para garantizar la reproducibilidad de los ensayos.

Para la técnica de HPLC es importante considerar los siguientes pasos propuestos por Bermejo y Moreno, (2014):

- Tratamiento de las muestras: las muestras deben estar disueltas en la misma fase móvil del análisis y todos los disolventes usados deben ser grado HPLC; siempre se deben filtrar las muestras antes de ser analizadas.
- Elección de la fase estacionaria y la fase móvil: se realiza tomando en cuenta la naturaleza de las sustancias que se va a separar.
- Tratamiento de la fase móvil: los solventes que se utilizarán deben ser filtrados y desgasificados.
- Purga del sistema: antes de colocar la columna con la que se va a trabajar, hay que realizar la purga con la fase móvil para arrastrar residuos de otros disolventes y eliminar burbujas de aire.
- Columna: se debe acondicionar la columna seleccionada en un flujo bajo.

3. CAPITULO III. MARCO METODOLÓGICO

3.1. Procesamiento de las muestras

Por cada batch de producción la empresa “Leyendas Ecuador” procesa 330 Kg de tomate de árbol y naranjilla, 200 Kg de guayaba y guanábana y 175 Kg de tamarindo, para luego obtener los diferentes tipos de pulpa que la empresa elabora; las frutas son procesadas según el diagrama de flujo detallado en la Figura 4.

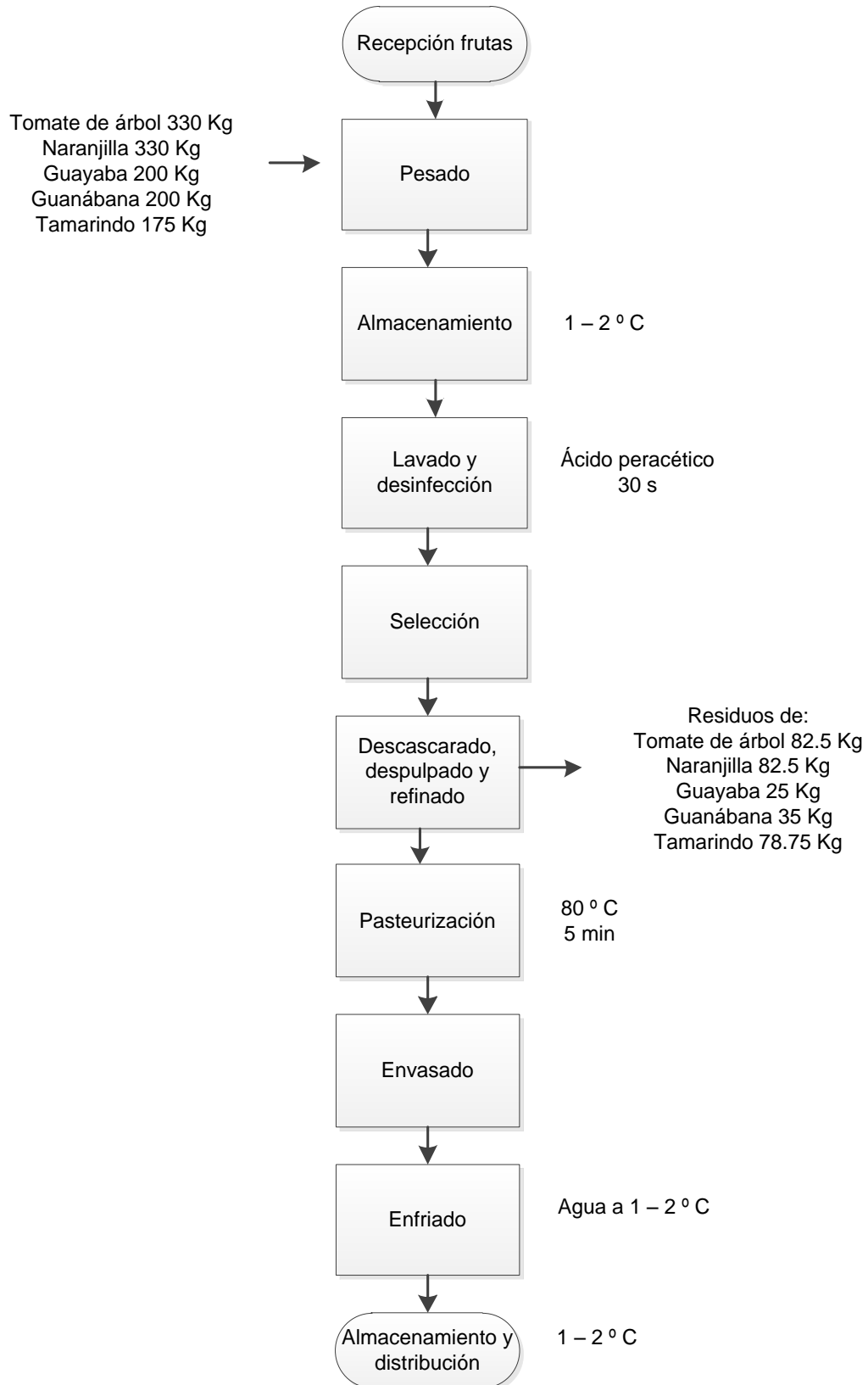


Figura 4. Diagrama de flujo para la elaboración de pulpas.

Para el desarrollo de la presente investigación se recolectaron dos kilos de residuos de guanábana, guayaba, naranjilla, tomate de árbol y tamarindo. Los residuos frutales se transportaron en un cooler con ice pads para no romper la cadena de frío al departamento de Investigación de la Facultad de Agroindustria de la Universidad de las Américas, donde se liofilizaron en el equipo CHRIST Alpha 1-4 LSCbasic bajo las condiciones que se explican en la Tabla 9.

Tabla 9.

Condiciones de liofilización de los residuos frutales en estudio

Residuo frutal	Temperatura y presión	Tiempo
Guanábana	- 55 °C, 0.250 hPa	168 horas
Guayaba	- 55 °C, 0.250 hPa	48 horas
Naranjilla	- 55 °C, 0.250 hPa	120 horas
Tomate de árbol	- 55 °C, 0.250 hPa	72 horas
Tamarindo	- 55 °C, 0.250 hPa	48 horas

Para la molienda y el almacenamiento de las muestras liofilizadas, se basó en la metodología descrita por Cerón, Alzate, Rojano, y Ñuztez (2018) con ligeras modificaciones en la temperatura de conservación; las muestras liofilizadas se trituraron con el molino de café Bodum 11160 hasta que quedaron totalmente pulverizadas, se almacenaron en tubos falcon de 50 ml debidamente rotulados y cada tubo falcon en fundas ziploc de aluminio y se conservaron a - 80 ° C en el ultra congelador Thermo Scientific REVCO RLE 500.

3.2. Cuantificación del contenido de fenoles por el método de Folin-Ciocalteu

Para cuantificar la concentración de fenoles en los residuos frutales se tomó la metodología de la investigación realizada por Noriega, Sola, Barukcic, García, y Osorio (2015).

Para preparar el reactivo de Folin-Ciocalteu se pesaron en la balanza analítica Mettler Toledo ML204T/00 20 g de wolframato de sodio y 0.4 g de ácido fosfomolibdico, y se añadió 10 mL de ácido fosfórico al 85 % y 150 mL de agua destilada. Los reactivos se llevaron a reflujo en un refrigerante de bolas durante dos horas, se filtró y se completó el volumen de 200 mL con agua destilada, se trasladó a un frasco ámbar y se almacenó a 4 °C en la refrigeradora Indurama RI-405 hasta realizar la cuantificación de fenoles.

Para elaborar la curva de calibración se partió de una solución madre de 2000 ppm de ácido gálico (estándar) disuelto en etanol al 96 % para realizar soluciones de 100 ppm, 250 ppm y 500 ppm. A continuación, en frascos ámbar se mezclaron 4 mL de agua destilada y 0.25 mL del reactivo de Folin – Ciocalteu para el blanco; para las demás soluciones se tomó 0.05 mL de cada una y se incorporó a 3.95 mL de agua destilada y 0.25 mL del reactivo de Folin – Ciocalteu. Los estándares se prepararon por duplicado.

Transcurridos 2 minutos, se agregaron 0.75 mL de carbonato de sodio al 20 % y se mantuvo en reposo y en la oscuridad durante 2 horas para leer por triplicado las respectivas absorbancias en el espectrofotómetro JASCO V-730 a una longitud de onda de 765 nm.

Para la elaboración de los extractos a partir de los residuos frutales liofilizados, se pesaron 100 mg de cada uno y se aforaron a 10 mL con etanol al 20 %, 50 % y 90 %. Se cubrieron los balones de aforo de la luz y se llevaron a sonicación por 20 minutos en el baño ultrasónico Fisher Scientific FS60, se filtraron con filtros de 0.45 μm y se almacenaron en frascos ámbar. Los extractos se prepararon por duplicado.

Las muestras fueron preparadas a partir de los extractos mezclando 4 mL de agua destilada y 0.25 mL del reactivo de Folin – Ciocalteu para el blanco; para

las demás soluciones se tomó 0.05 mL de cada uno y se mezcló con 3.95 mL de agua destilada y 0.25 mL del reactivo de Folin – Ciocalteu.

Se esperaron 2 minutos para agregar 0.75 mL de carbonato de sodio al 20 %, y se dejó en reposo y en la oscuridad por 2 horas para leer por triplicado las respectivas absorbancias en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 765 nm.

En la Tabla 10, se resume los volúmenes empleados para preparar la curva de calibración y las muestras.

Tabla 10.

Método de Folin-Ciocalteu para cuantificación de fenoles

Curva de calibración y muestras	Soluciones de ácido gálico (mL)	Volumen de los extractos (mL)	Agua destilada (mL)	Reactivo de Folin-Ciocalteu (mL)	Carbonato de sodio al 20 % (mL)	Volumen total (mL)
Blanco	-	-	4	0.25	0.75	5
Estándar	0.05	-	3.95	0.25	0.75	5
Extractos de los residuos frutales	-	0.05	3.95	0.25	0.75	5

La concentración de fenoles totales se calcula mediante la ecuación obtenida por regresión lineal de la curva de calibración (Urías, Basilio, Muy-Rangel, y Niño-Medina, 2016) y se reportan los resultados como miligramo de equivalentes de ácido gálico por gramo de muestra.

3.3. Cuantificación del contenido de flavonoides totales

Los flavonoides totales se cuantificaron según la metodología propuesta por Noriega, Sola, Barukcic, García, y Osorio (2015), con ligeras modificaciones donde en la elaboración de los extractos se pesó 100 mg de cada residuo

lío-filizado y se aforó con 10 mL de etanol al 20 %, 50 % y 90 %. Se cubrieron los balones de aforo de la luz y se llevaron a sonicación por 20 minutos, posterior se filtraron con filtros de 0.45 μ m y se almacenaron en frascos ámbar. Los extractos se prepararon por duplicado.

La curva de calibración se obtuvo mediante la elaboración de 4 soluciones estándar a partir de una solución madre de 1000 ppm de quercetina disuelta en etanol al 96 %, las cuales fueron elaboradas tomando 50 μ L de la solución madre y 450 μ L de etanol al 96 % (solución 1); 100 μ L de la solución madre y 400 μ L de etanol al 96 % (solución 2); 250 μ L de la solución madre y 250 μ L de etanol al 96 % (solución 3) y 350 μ L de la solución madre y 150 μ L de etanol al 96 % (solución 4).

A continuación, en viales ámbar se realizaron las combinaciones que se explican en la Tabla 11.

Tabla 11.

Método para cuantificación de flavonoides

Curva de calibración y muestras	Quercetina (mL)	Agua destilada (mL)	Etanol 96 % (mL)	Acetato de potasio 1 M (mL)	Cloruro aluminio al 10 % (mL)	Volumen Total (mL)
Blanco	-	2.8	2	0.1	0.1	5
Soluciones estándar 1, 2, 3 y 4	0.5	2.8	1.5	0.1	0.1	5
Extractos de los residuos frutales	0.5	2.8	1.5	0.1	0.1	5

Transcurridos 30 minutos se realizó la lectura por triplicado de las absorbancias a una longitud de onda de 415 nm.

La concentración de flavonoides se calcula a través de la ecuación obtenida por regresión lineal de la curva de calibración con quercetina y se reportan los resultados como miligramo de equivalentes de quercetina por gramo de muestra (Barrón-Yáñez, García-Mateos, Soto-Hernández, y Colinas-León, 2011).

3.4. Cuantificación del contenido de antocianinas

Para cuantificar las antocianinas de las muestras de residuos frutales se basó en los métodos descritos por Giusti y Wrolstad (2001) y Sangoluisa, Santacruz, y Salvador (2019) donde se deben preparar buffers pH 1 y pH 4.5 y tratar las muestras liofilizadas para su cuantificación.

El buffer pH 1 equivale a 0.025 M y para su preparación se pesó 0.076 g de cloruro de potasio y se añadió 40 mL de agua destilada; se rectificó el pH con ácido clorhídrico 2 M. El buffer pH 4.5 equivale a 0.4 M y para su preparación se pesó 2.27 g de acetato de sodio y se añadió 40 mL de agua destilada, se rectificó el pH con ácido clorhídrico 2 M.

Las muestras liofilizadas se tamizaron en un tamiz de 850 μm hasta obtener 2.74 g de cada una y se mezcló con 10 mL del solvente (2 mL de agua destilada y 8 mL de metanol). Se hizo la rectificación de pH a 2,3 utilizando una solución de ácido clorhídrico 2 M. Se agitaron las muestras en el vórtex Gemmy VM-300 durante un minuto y se dejaron en reposo durante 5 horas, agitando en el vórtex cada 2 horas. Se centrifugaron las muestras en la centrífuga SELECTA Centro8/7001356 a 4000 rpm por 30 minutos. Se colocó 0.5 mL del sobrenadante en 4.5 mL de buffer pH 1 y 4.5 mL de buffer pH 4.5, respectivamente; y se dejaron las muestras en la oscuridad durante 45 minutos.

Para la lectura de las absorbancias se utilizaron como blanco los buffers elaborados, leyendo las absorbancias en el rango de 400 nm a 700 nm; de

igual manera se leyeron las muestras en los mismos rangos de longitud de onda y se tomó el dato de absorbancia máxima. Posteriormente, se leyeron las muestras en la longitud de onda de la absorbancia máxima obtenida y a 700 nm.

Cada muestra se hizo por duplicado y cada una se leyó por triplicado en el espectrofotómetro.

Para determinar el contenido de antocianinas en las muestras se usó la Ecuación 1 de pH diferencial empleada por Giusti y Wrolstad (2001):

$$A = (A_{\lambda \text{ vis-max}} - A_{700})_{pH 1.0} - (A_{\lambda \text{ vis-max}} - A_{700})_{pH 4.5} \quad (\text{Ecuación 1})$$

Donde:

A = absorbancia de cada muestra

A_{λvis-max} = lectura del pico más alto a pH 1 y pH 4.5

A₇₀₀ = absorbancia a 700 nm para pH 1 y pH 4.5

Para calcular la concentración en las muestras originales se utilizó la Ecuación 2 empleada por Giusti y Wrolstad (2001):

$$\text{Pigmento de la antocianina monomérica (mg/litro)} = (A \times MW \times DF \times 1000) / (\epsilon \times 1) \quad (\text{Ecuación 2})$$

Donde:

A = absorbancia antes calculada

MW = peso molecular

DF = factor de dilución

ε = capacidad de absorción molar

Es importante mencionar que MW y ε corresponden a la antocianina predominante de la muestra.

3.5. Cuantificación del contenido de carotenoides

Según las técnicas presentadas por Rodríguez-Amaya (2001) y Murillo, Meléndez, y Portugal (2010), se estableció la metodología detallada a continuación.

Las muestras se procesaron en la obscuridad para prevenir la degradación de los grupos de carotenoides. Se pesó 1 g de las muestras liofilizadas y se pusieron en embudos de decantación que contenían 5 mL de una solución 1:1:1 de metanol, etil acetato y éter de petróleo. Se mezcló por 1 minuto, se dejó en reposo por 5 minutos, se decantaron las muestras y nuevamente se colocaron 5 mL de la solución antes mencionada. Se repitió tres veces el mismo procedimiento.

Se evaporaron las muestras en el rotavapor IKA BS1 HB 10, RV 10 a 18 ° C y 30 rpm hasta que en los balones quedó la oleorresina de cada muestra. Se colocó 8 mL de éter de petróleo para recuperar las muestras y se pasó a balones de aforo de 10 mL cubiertos de papel aluminio para impedir la degradación de las mismas y se completó el aforo de 10 mL con éter petróleo.

La curva de calibración se elaboró a partir de una solución madre de 200 ppm del estándar de betacaroteno disuelto en éter de petróleo, realizando soluciones de 25 ppm, 50 ppm y 100 ppm.

Tanto los estándares como las muestras se leyeron por cuadruplicado en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 450 nm. Los resultados se expresaron en miligramo de equivalentes de betacaroteno por gramo de muestra.

3.6. Cuantificación de vitamina C por HPLC

Para determinar el contenido de vitamina C se tomó la metodología de la BS EN 14130:2003 (British Standard European Norm) que fue aprobada por el Comité Europeo de Normalización el 21 de abril de 2003 (British Standard, 2003) con modificaciones.

Todas las soluciones que se realizaron fueron hechas con agua destilada grado I y desgasificada durante 30 minutos. Las soluciones elaboradas se detallan en la Tabla 12.

Tabla 12.

Soluciones para la cuantificación de vitamina C

Reactivo	Concentración (%)	Procedimiento
Homocisteína	0.2	Se pesó 50 mg y se aforó a 25 mL.
Ácido metafosfórico	3	Se pesó 7.5 g y se aforó a 250 mL.
Fosfato monopotásico	1.51	Se pesó 13.6 g, se disolvió en 900 mL de agua desionizada y se filtró con filtro de membrana de 0.45 µm.
Bromuro de hexadeciltrimetilamonio (CTAB)	1.82	Se pesó 1.82 g, se disolvió en 100 mL de metanol grado HPLC y se filtró con filtro de membrana de 0.45 µm.

Para la fase móvil se trabajó con un sistema isocrático y se mezcló 900 mL de la solución de KH_2PO_4 y 100 mL de la solución del CTAB, sin agitar y evitando que se forme espuma. Se dejó en reposo hasta que las burbujas hayan desaparecido.

Para la elaboración de los estándares se pesó 5 mg de ácido ascórbico, se añadió 5 mL de homocisteína y se aforó a 50 mL con el ácido metafosfórico. Se hicieron diluciones de 1/3, 1/5 y 1/10 y se filtró con filtro de membrana de 0.45 μm . Cada dilución se inyectó en el cromatógrafo HPLC Waters 1525 Pump + 2998 Detector inmediatamente.

Las muestras se prepararon por duplicado donde se pesó 3 g de los residuos liofilizados, se añadió 30 mL de ácido metafosfórico y 5 mL de homocisteína. Se llevó al ultrasonido por 30 minutos en el modo desgasificación para luego aforar con el ácido metafosfórico a 50 mL. Se filtró con filtro de membrana de 0.45 μm directo a los viales ámbar de 2 mL que fueron llevados al cromatógrafo HPLC Waters 1525 Pump + 2998 Detector.

Para trabajar con el HPLC se utilizó como fase estacionaria una columna XBridge C18 5 μm 4.6x150mm, 900 mL KH_2PO_4 y 100 mL CTAB como fase móvil; con un volumen de inyección de 20 μL , flujo de 1 mL/min, presión de 230 \pm 10 bar, detección UV a 244 nm, tiempo de retención de 6 a 8 min y tiempo por corrida de 11 minutos.

Las lecturas de los estándares y las muestras se hicieron por duplicado.

3.7. Evaluación de la actividad antioxidante por el método del ABTS

La actividad antioxidante de los residuos frutales se evaluó según el método presentado por El Omari *et al.* (2019) con modificaciones.

Para la elaboración de la solución madre de ABTS 2 mM se pesó 27.5 g de ABTS y se aforó a 25 mL con agua destilada. La solución se hizo de color azul y se mantuvo estable por 48 horas.

Para la elaboración de la solución de persulfato de potasio 70 mM se pesó 188.2 mg de $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$ y se aforó a 10 mL con agua destilada.

Para radicalizar el ABTS se partió de la solución madre de ABTS y se agregó 250 μL de $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$, se agitó en el vórtex y se almacenó en obscuridad durante toda la noche para que se radicalice. Posterior, se tomó 2 mL de este ABTS radicalizado y se añadió aproximadamente 80 mL de etanol absoluto hasta que en 734 nm de longitud de onda se logró una absorbancia de 0.70. Se tomó 2.7 mL de la solución preparada y se mezcló durante un minuto con 0.3 mL de etanol, se leyó la absorbancia a 734 nm, quedando así preparado el blanco.

La curva de calibración se obtuvo mediante la elaboración de 6 soluciones estándar a partir de una solución madre de 100 ppm de ácido ascórbico en etanol absoluto, donde se tomaron las siguientes cantidades:

- 0 μL de ácido ascórbico + 300 μL de etanol al 96 %.
- 5 μL de ácido ascórbico + 295 μL de etanol al 96 %.
- 10 μL de ácido ascórbico + 290 0 μL de etanol al 96 %.
- 20 μL de ácido ascórbico + 280 0 μL de etanol al 96 %.
- 50 μL de ácido ascórbico + 250 0 μL de etanol al 96 %.
- 80 μL de ácido ascórbico + 220 0 μL de etanol al 96 %.

Los extractos se elaboraron por duplicado y se pesaron 100 mg de cada residuo liofilizado y se aforaron con 10 mL de etanol absoluto. Se cubrieron los balones de aforo para evitar la degradación y se llevaron a sonicación por 20 minutos, posterior se filtraron con filtros de 0.45 μm y se almacenaron en frascos ámbar. A partir de cada extracto se hicieron las siguientes diluciones:

- 0 μL del extracto + 300 μL de etanol al 96 %.
- 5 μL del extracto + 295 μL de etanol al 96 %.
- 10 μL del extracto + 290 0 μL de etanol al 96 %.
- 20 μL del extracto + 280 0 μL de etanol al 96 %.
- 50 μL del extracto + 250 0 μL de etanol al 96 %.
- 80 μL del extracto + 220 0 μL de etanol al 96 %.

Para las lecturas espectrofotométricas de las soluciones estándares y los extractos se puso 2.7 mL de la solución de ABTS en cada solución realizada, se mezcló durante un minuto y se leyó la absorbancia a 734 nm.

Se calculó el porcentaje de la actividad antioxidante mediante la Ecuación 3 utilizada por El Omari *et al.* (2019):

$$\% AA = 100 - \left[\frac{Am - Ab}{A_{control}} \right] \quad (\text{Ecuación 3})$$

Donde:

% AA = porcentaje de actividad antioxidante

Am = absorbancia de la muestra

Ab = absorbancia del blanco

A control = absorbancia del reactivo ABTS

Posterior, se calculó el porcentaje de inhibición de la oxidación a través de la Ecuación 4 utilizada por El Omari *et al.* (2019):

$$\% INH = \left[1 - \frac{AA}{AB} \right] \times 100 \quad (\text{Ecuación 4})$$

Donde:

% INA = porcentaje de inhibición del radical ABTS

AA = absorbancia del ABTS con el extracto

AB = absorbancia del ABTS sin el extracto

3.8. Evaluación de la actividad antioxidante por el método del DPPH

La determinación de la actividad antioxidante por el método del DPPH fue tomada de la metodología descrita por Correa *et al.* (2012) con ligeras modificaciones.

Para la elaboración de la solución de 1×10^{-4} M de DPPH se pesó 9.86 mg de DPPH y se aforó a 250 mL con etanol absoluto.

Para el estándar se partió de una solución madre de 100 ppm de ácido ascórbico disuelto en etanol absoluto; para la elaboración de los extractos se pesaron 100 mg de cada residuo liofilizado, se aforaron con 10 mL de etanol absoluto y se cubrieron los balones de aforo con papel aluminio y se llevaron a sonicación por 20 minutos, posterior se filtraron con filtros de $0.45 \mu\text{m}$ y se almacenaron en viales ámbar. Tanto el estándar y los extractos se realizaron por duplicado.

Para preparar la curva de calibración y las muestras, se realizaron las soluciones descritas en la Tabla 13, a partir de la solución madre de ácido ascórbico y de los extractos.

Tabla 13.

Método para determinar la actividad antioxidante por DPPH

Muestras	Solución madre de ácido ascórbico (μL)	Extractos (μL)	Etanol absoluto (μL)	DPPH (mL)
Estándar 1	0	-	100	2.9
Estándar 2	5	-	95	2.9
Estándar 3	10	-	90	2.9
Estándar 4	20	-	80	2.9
Estándar 5	50	-	50	2.9
Estándar 6	80	-	20	2.9
Extracto 1	-	0	100	2.9
Extracto 2	-	5	95	2.9
Extracto 3	-	10	90	2.9
Extracto 4	-	20	80	2.9
Extracto 5	-	50	50	2.9
Extracto 6	-	80	20	2.9

Se llevó a agitación en frascos ámbar en un Shaker orbital Thermo Scientific 4310 sin temperatura durante 30 minutos y a 1250 rpm.

Las soluciones estándares para la curva de calibración y las soluciones realizadas con los extractos se leyeron por triplicado a 517 nm de longitud de onda.

Se calculó el porcentaje de la actividad antioxidante mediante la Ecuación 5 empleada por Correa *et al.* (2012):

$$\% AA = 100 - \left[\frac{Am - Ab}{A_{control}} \right] \quad (\text{Ecuación 5})$$

Donde:

% AA = porcentaje de actividad antioxidante

Am = absorbancia de la muestra

Ab = absorbancia del blanco

A control = absorbancia del reactivo DPPH

Posterior, se calculó el porcentaje de inhibición de la oxidación a través de la Ecuación 6 empleada por Correa *et al.* (2012):

$$\% INH = \left[1 - \frac{AA}{AB} \right] \times 100 \quad (\text{Ecuación 6})$$

Donde:

% INA = porcentaje de inhibición del radical DPPH

AA = absorbancia del DPPH con el extracto

AB = absorbancia del DPPH sin el extracto

3.9. Análisis estadístico

Para analizar los resultados se trabajó con tres repeticiones en el programa estadístico InfoStat versión 2015, utilizando ANOVA con Diseño Completamente Aleatorizado (DCA) y aplicando el análisis de separación de medias de Tukey al 5 %.

4. CAPITULO IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. Cantidad de residuos recuperados por liofilización

La empresa “Leyendas Ecuador” procesa mensualmente diferentes frutas para la obtención de pulpas y en la Tabla 14, se indica la cantidad de residuos de las especies frutales en estudio que se generan por cada batch de producción y la cantidad de muestra liofilizada obtenida en cada batch.

Tabla 14.

Cantidad de residuos frutales liofilizados de la empresa “Leyendas Ecuador”

Residuos frutales	Producción de batch/mes	Producción por batch (Kg)	Contenido de los residuos	Cantidad de residuo/ Batch (Kg)	Cantidad liofilizada/ batch (Kg)
Tomate de árbol	2	330	Fibra + semilla	82.5	4.22
Naranja	2	330	Fibra + semilla + cáscara escaldada	82.5	5.28
Guanábana	4	200	Fibra	35	1.8
Guayaba	1	200	Fibra + semilla + cáscara escaldada	25	8.63
Tamarindo	2	175	Fibra + semilla +	78.75	4.04

mínima
cantidad
de cáscara

4.2. Contenido de antocianinas

No se encontró antocianinas en los residuos frutales en estudio, por tal motivo, no se realizó el análisis estadístico.

Rossi *et al.* (2017) en su trabajo realizado sobre el “Estudio cinético de la degradación térmica de antocianinas en pulpas y jugos de frambuesa” indican que, al aplicar algún tratamiento térmico a las frutas para la elaboración de pulpas y jugos, la estabilidad de las antocianinas se altera viéndose reflejado en la disminución del contenido de las mismas. Complementando esta investigación, Torres y Vidaurre en el 2015 determinaron que las antocianinas se pierden fácilmente durante el procesamiento.

“Leyendas Ecuador” escalda la naranjilla y guayaba antes del procesamiento para obtener pulpas, además, todas las pulpas que elabora son pasteurizadas a 80 °C durante 5 minutos, de tal manera que se corrobora las investigaciones de Rossi *et al.* (2017) y Torres y Vidaurre (2015) donde se explica que cuando las frutas se someten a tratamientos térmicos, el contenido de antocianinas se altera.

4.3. Contenido de fenoles totales

Los datos utilizados para el análisis estadístico son los que pertenecen a los extractos elaborados con etanol al 50 %, ya que son los que mayor cantidad de fenoles totales presentaron de todos los residuos frutales, siendo el tamarindo y tomate de árbol los que presentaron mayor concentración. En los residuos de guanábana, guayaba y naranjilla no se detectó presencia de fenoles totales.

En la Tabla 15, se detallan los resultados de la comparación de medias (Tukey 5 %).

Tabla 15.

Contenido de fenoles totales en los residuos frutales

Tratamientos	Medias	Repeticiones	Error experimental	Categoría
5 Tamarindo	24.53	3	0.08	A
4 Tomate de árbol	10.38	3	0.08	B
2 Guanábana	0.00	3	0.08	C
1 Guayaba	0.00	3	0.08	C
3 Naranjilla	0.00	3	0.08	C

El análisis de varianza arrojó un p valor de 0.0001, siendo inferior al p valor de 0.05, por lo que se evidencia una diferencia significativa aceptando la hipótesis alternativa que menciona que al menos algún residuo frutal no contiene fenoles totales.

El análisis de Tukey da como mejor resultado al tratamiento 5 dando una media de 24.53 seguida del tratamiento 4 con 10.38, que corresponden a los residuos de tamarindo y tomate de árbol, respectivamente. Los valores de la media muestran una relación directa con el contenido de fenoles totales presentes en los residuos frutales analizados. Los resultados están expresados en miligramos de equivalentes de ácido gálico sobre gramo de muestra.

Páez-Peñuñuri *et al.* (2015) describen que el contenido de fenoles en la pulpa de tamarindo es de 34.02 mg EAG/mL, sin embargo, la disminución de la concentración de fenoles en los residuos en estudio no es significativa debido a que en el proceso no se degrada este bioactivo.

Respecto al tomate de árbol, Llerena *et al.* (2019) reportan 10.55 mg EAG/g en fruta fresca que fueron recolectadas en la provincia de Tungurahua – Ecuador; comparado con el contenido de fenoles en los residuos en estudio, la pérdida es casi imperceptible.

4.4. Contenido de flavonoides

Los datos utilizados para el análisis estadístico son los que pertenecen a los extractos elaborados con etanol al 90 % ya que son los que mayor cantidad de flavonoides presentaron de todos los residuos frutales, siendo el tomate de árbol y tamarindo los que presentaron flavonoides, caso contrario de la guanábana, guayaba y naranjilla donde no se detectó presencia de flavonoides.

En la Tabla 16, se detallan los resultados de la comparación de medias (Tukey 5 %).

Tabla 16.

Contenido de flavonoides en los residuos frutales

Tratamientos	Medias	Repeticiones	Error experimental	Categoría
4 Tomate de árbol	8.70	3	0.62	A
5 Tamarindo	3.54	3	0.62	B
3 Naranjilla	0.00	3	0.62	C
2 Guanábana	0.00	3	0.62	C
1 Guayaba	0.00	3	0.62	C

El análisis de varianza arroja un p valor de 0.0001, siendo inferior al p valor de 0.05, por lo que se evidencia una diferencia significativa aceptando la hipótesis alternativa que menciona que al menos algún residuo frutal no contiene flavonoides.

Entre los tratamientos, el análisis de Tukey da como mejor resultado al tratamiento 4 dando una media de 8.70 seguida del tratamiento 5 con 3.54, que corresponden a los residuos de tomate de árbol y tamarindo, respectivamente. Los resultados están expresados en miligramos de equivalentes de quercetina sobre gramo de muestra.

En la pulpa del tomate de árbol Saavedra y Vargas, (2018) reportaron 0.18 mg EQ/100 g fruta, habiendo mayor cantidad de flavonoides en los residuos en estudio, debido a que los autores extrajeron los flavonoides de un extracto acuoso.

En cuanto al tamarindo, Lamien-Meda *et al.*, (2008) reportan que en extracto metanólico de pulpa de tamarindo hay entre 2.18 a 5.68 mg EQ/100 g de flavonoides, habiendo mayor cantidad de flavonoides en los residuos en estudio, debido a que el estudio de Lamien-Meda *et al.*, (2008) fue realizado con extractos de tamarindo.

4.5. Contenido de carotenoides

En la Tabla 17, se detallan los resultados de la comparación de medias (Tukey 5 %).

Tabla 17.

Contenido de carotenoides en los residuos frutales

Tratamientos	Medias	Repeticiones	Error experimental	Categoría
3 Naranja	0.52	3	0.021	A
1 Guayaba	0.43	3	0.021	B
4 Tomate de árbol	0.22	3	0.021	C
5 Tamarindo	0.05	3	0.021	D
2 Guanábana	0.00	3	0.021	E

El análisis de varianza arroja un p valor de 0.0001, siendo inferior al p valor de 0.05, por lo que se evidencia una diferencia significativa aceptando la hipótesis alternativa que menciona que al menos algún residuo frutal no contiene carotenoides.

Entre los tratamientos, el análisis de Tukey da como mejor resultado al tratamiento 3 dando una media de 0.52 que corresponde a los residuos de naranjilla. En la muestra 2, que corresponde a los residuos de guanábana no hay contenido de carotenoides. Los resultados están expresados en miligramos de equivalentes de betacaroteno sobre gramo de muestra.

En la naranjilla y tomate de árbol, Llerena *et al.* (2019) reportaron 0.058 mg E β /g y 0.12 mg E β /g en fruta fresca, respectivamente, que fueron recolectadas en el Oriente; comparado con la concentración de carotenoides en los residuos en estudio, los residuos presentan mayor cantidad de carotenoides debido a que las muestras son de diferentes partes del Ecuador habiendo variabilidad climática y agronómica que puede favorecer al contenido de este bioactivo.

Ordóñez, (2016) reportó que hay entre 0.10 – 0.17 mg E β /g muestra seca del material de descarte obtenido tras la producción de pulpa de guayaba; el residuo en estudio data 3 veces más el contenido de carotenoides.

4.6. Contenido de vitamina C

En la Tabla 18, se detallan los resultados obtenidos en la comparación de medias (Tukey 5 %).

Tabla 18.

Contenido de vitamina C en los residuos frutales

Tratamientos	Medias	Repeticiones	Error experimental	Categoría
3 Naranjilla	171.10	3	0.14	A

1 Guayaba	169.04	3	0.14	B
2 Guanábana	0.00	3	0.14	C
4 Tomate de árbol	0.00	3	0.14	C
5 Tamarindo	0.00	3	0.14	C

El análisis de varianza arroja un p valor de 0.0001, siendo inferior al p valor de 0.05, por lo que se evidencia una diferencia significativa aceptando la hipótesis alternativa que menciona que al menos algún residuo frutal no contiene vitamina C.

Entre los tratamientos, el análisis de Tukey da como mejor resultado al tratamiento 3 dando una media de 171.10 seguida del tratamiento 1 con 169.04, que corresponden a los residuos de naranjilla y guayaba, respectivamente. En los residuos de guanábana, tamarindo y tomate de árbol no se detectó presencia de vitamina C. Los resultados están expresados en miligramos de ácido ascórbico sobre 100 gramos de muestra.

Tras la investigación que en el 2009 realizaron Acosta, Pérez, y Vaillant, se reportó que el fruto maduro de naranjilla recolectado en Costa Rica contiene 12.5 mg/100 g de ácido ascórbico; en el residuo frutal en estudio se obtuvo una cantidad muy elevada comparada con el estudio de Acosta *et al.*, (2009). Esto se debe a que la ruta de síntesis de la vitamina C presenta variabilidad cuando existen factores externos como condiciones del cultivo, climáticas y edafológicas (Monroy *et al.*, 2017).

Lim *et al.*, (2007) reportan que en el fruto de la guayaba hay entre 132 a 144 mg/100 g de muestra de ácido ascórbico; a su vez, Marcelin *et al.*, (2017) en el estudio realizado sobre variedades de guayaba rosada, reportan que existe entre 106.7 a 176.4 mg/100 g de ácido ascórbico en fruto fresco, comparando estas cantidades con la cantidad de ácido ascórbico en el residuo de guayaba se podría decir que el porcentaje de pérdida de este bioactivo es mínimo.

4.7. Determinación de la actividad antioxidante por el método de ABTS y DPPH de los residuos frutales

Correa *et al.* (2012) establecieron que “la actividad antioxidante se puede expresar como la cantidad requerida para reducir los radicales libres en un 50 % (Inhibitory Concentration - IC50), en tal caso, valores bajos de IC50 representan mayor capacidad antioxidante”.

Los autores Kuskiski, Asuero, Troncoso, Manci-Filho, y Feet, (2005) sustentan que para elegir el método que permite establecer la capacidad antioxidante se debe partir de la naturaleza del compuesto a analizar; por el método del ABTS se obtienen lecturas espectrofotométricas más confiables cuando hay pocos componentes en las muestras, caso contrario del método por DPPH que las lecturas son más confiables cuando el número de compuestos es elevado. Por tal motivo, en el presente trabajo se determinó la actividad antioxidante por los dos métodos, debido a que se analizan muestras sin estudios previos.

En la Figura 5, se observa el gráfico de barras comparativo de la actividad antioxidante de los cinco residuos frutales por el método del ABTS y DPPH.

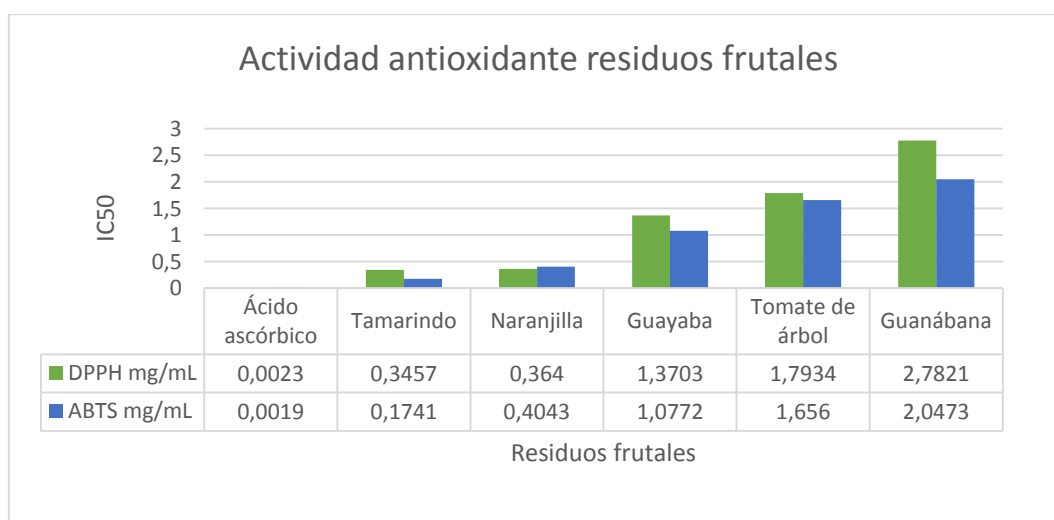


Figura 5. Actividad antioxidante de los residuos frutales

Partiendo de la premisa de Correa *et al.* (2012), en la Figura 5 se evidencia que el ácido ascórbico, al ser un referente para la cuantificación de la actividad antioxidante y que se usó como estándar en los ensayos, tiene un IC_{50} en el método del ABTS de 0.0019 mg/mL, mientras que para el DPPH fue de 0,0023 mg/mL.

Los residuos frutales con mayor actividad antioxidante tanto por el método del ABTS como por el método del DPPH son los del tamarindo con un IC_{50} de 0.1741 mg/mL y 0.3457 mg/mL, respectivamente.

La naranjilla es el segundo residuo frutal con mayor actividad antioxidante, por el método del ABTS 0.4043 mg/mL y por el método del DPPH 0.364 mg/mL.

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

Los resultados de las evaluaciones de compuestos fenólicos (fenoles totales y flavonoides) indican que los residuos con alta concentración de estos metabolitos son el tamarindo y el tomate de árbol. Estos bioactivos se caracterizan por ser antioxidantes y presentar una variedad de efectos favorables para la salud de las personas, entre los que se destacan sus propiedades antiinflamatorias, antibacterianas, vaso protectoras, inmuno moduladoras, entre otras. Además, los compuestos fenólicos del tamarindo son conocidos por sus propiedades hepatoprotectoras. Todo esto indica que, debido a la presencia de estas moléculas, estos dos residuos tendrían un alto potencial para ser utilizados en las industrias cosmética y farmacéutica.

En lo que se refiere a los carotenoides, son los residuos de la naranjilla y la guayaba los que contienen buenas cantidades de estos compuestos, los cuales tienen propiedades antioxidantes y son precursores de la vitamina A, lo que indica posibles usos industriales de los mismos.

Respecto al contenido de vitamina C en los residuos frutales, al comparar con la literatura los resultados obtenidos, se evidencia que los residuos tienen igual o mayor concentración, sin embargo, se debe ponderar que en el presente estudio se trabajó con muestras liofilizadas en las cuales se ha eliminado el contenido de agua, por tanto, se ha elevado la concentración de este bioactivo. Los residuos con mayor concentración de ácido ascórbico fueron la naranjilla y la guayaba, este bioactivo es muy apreciado para formulaciones multivitamínicas y cosméticas.

La mayor actividad antioxidante se encontró en el residuo del tamarindo, que resulta ser aquel con la mayor concentración de fenoles totales, cuya incidencia en los procesos antioxidantes es conocida y a la cual se le podría atribuir los

buenos resultados. Tenemos en orden decreciente de actividad a la naranjilla, guayaba, tomate de árbol y guanábana, que seguramente son influenciados por la mezcla de activos detallados en esta investigación.

5.2. Recomendaciones

Se debe realizar otros estudios con los residuos frutales que arrojaron los resultados superiores, con la finalidad de determinar de manera específica las moléculas presentes en los mismos.

Al conocer el impacto que tienen los compuestos fenólicos en la salud, se sugiere investigar a los residuos liofilizados del tamarindo para elaborar formulaciones hepatoprotectoras, cosméticas y nutracéuticas.

Dependiendo de los diversos resultados en el resto de metabolitos, como concentración de carotenoides y vitamina C, se presume que algunos de los residuos servirían para desarrollar suplementos vitamínicos.

Considerando los interesantes resultados, se sugiere a la empresa Leyendas Ecuador, buscar alianzas con empresas que procesen productos naturales y complejos vitamínicos, con el fin de aprovechar los residuos frutales obtenidos.

REFERENCIAS

- Abad, D. (2017). Proyecto de factibilidad para la creación de una empresa productora y exportadora de puré de guayaba a Barcelona España. Universidad del Azuay. Recuperado el 3 de noviembre de 2019 de http://201.159.222.99/bitstream/datos/6763/1/12758_esp.PDF
- Acosta, Ó., Pérez, A. M., y Vaillant, F. (2009). *Chemical characterization, antioxidant properties , and volatile constituents of naranjilla (Solanum quitoense Lam.) cultivated in Costa Rica*. Archivos Latinoamericanos De Nutrición, 59(4), 88–93. Recuperado el 20 de noviembre de 2019 de https://www.researchgate.net/publication/26251338_Chemical_characterization_antioxidant_properties_and_volatile_constituents_of_naranjilla_Solanum_quitoense_Lam_cultivated_in_Costa_Rica
- Ademiluyi, A., Oboh, G., Ogunsuyi, O., y Oloruntoba, F. (2015). *A comparative study on antihypertensive and antioxidant properties of phenolic extracts from fruit and leaf of some guava (Psidium guajava L.) varieties*. Comparative Clinical Pathology, 5(2), 363–374. Recuperado el 9 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/10.1007/s00580-015-2192-y>
- Agropecuaria, S. de I. P. (2018). Cifras agroproductivas. Recuperado el 2 de noviembre de 2019 de <http://sipa.agricultura.gob.ec/index.php/cifras-agroproductivas>
- Aguilera, M., Reza, C., Rodolfo, C., y Meza, J. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. Revista de Ciencias Biológicas y de La Salud, 12(2), 16–21. Recuperado el 15 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.18633/bt.v13i2.81>
- Alonso, J. (2004). Tratado de fitofármacos y nutracéuticos. (C. Libros, Ed.) (Primera). Rosario.
- Alvarez, M., Trejo-Aguilar, B., y Aguilar, G. (2003). Utilización de residuos de tamarindo como fuente de carbono para la producción de enzimas. Departamento de Alimentos y Biotecnología UNAM, (4), 915–920. Recuperado el 17 de noviembre de 2019 de <https://smbb.mx/congresos>

- smbb/puertovallarta03/TRABAJOS/AREA_XII/CARTEL/CXII-24.pdf
- Ambiente, M. del, FINLAND, F., y FAO. (2012). Guía Dendrológica. Especies forestales de los bosques secos del Ecuador. Quito. Recuperado el 8 de noviembre de 2019 de https://coin.fao.org/coin-static/cms/media/21/14042335632720/especies_forestales_bosques_secos_del_ecuador.pdf
- Amparo, L., Marchena, U., Alejandra, G., Parra, M., Adelaida, M., Quiroz, C., y Gómez, B. D. (2009). Efecto de los compuestos bioactivos de algunos alimentos en la salud, 11(1), 27–38. Recuperado el 8 de noviembre de 2019 de http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0124-41082009000100003
- Andrade-Cuvi, M., Moreno-Guerrero, C., Guijarro-Fuertes, M., y Concellón, A. (2015). Caracterización de la naranjilla (*Solanum quitoense*) comun en tres estados de madurez. Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha, 16(2), 215–221. Recuperado el 21 de noviembre de 2019 de <https://www.redalyc.org/pdf/813/81343176010.pdf>
- Arreaga, L. F. (2017). La producción y exportación de las principales frutas no tradicionales y su importancia en las exportaciones totales del Ecuador, periodo 2012-2016. Universidad de Guayaquil. Recuperado el 23 de noviembre de 2019 de <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/23040>
- Ávila, F., y Sánchez, J. (2016). Influencia de estabilizantes goma guar y goma xanthan en la calidad físico-química y organoléptica del néctar de tamarindo (*Tamarindus indica* L.). Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López, Ecuador. Recuperado el 2 de diciembre de 2019 de <http://repositorio.espam.edu.ec/xmlui/handle/42000/551>
- Azad, S. (2018). Tamarindo — *Tamarindus indica*. *Exotic Fruits Reference Guide*, 403–408. Recuperado el 5 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803138-4.00055-1>
- Barrón-Yáñez, R., García-Mateos, R., Soto-Hernández, M., y Colinas-León, T. (2011). Flavonoides y actividad antioxidante de *Calia secundiflora* (Ort.)

- Yakovlev. *Revista Fitotecnia México*, 34(3), 151–157. Recuperado el 5 de diciembre de 2019 de <http://www.scielo.org.mx/pdf/rfm/v34n3/v34n3a5.pdf>
- Bastías, J., y Cepero, Y. (2016). La vitamina C como un eficaz micronutriente en la fortificación de alimentos. *Revista Chilena de Nutrición*, 43(1), 81–86. Recuperado el 17 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/0716-1549>
- Bermejo, R., y Moreno, A. (2014). *Análisis Instrumental*. (E. Síntesis, Ed.). Vallehermoso.
- Blacio, K. (2010). “Proyecto de pre factibilidad para la exportación de pulpa de guanábana al mercado alemán en el periodo 2008 – 2018.” Universidad Tecnológica Equinoccial. Recuperado el 1 de noviembre de 2019 de http://repositorio.ute.edu.ec/bitstream/123456789/6677/1/40868_1.pdf
- Bogotá, C. de C. de. (2015). *Manual Tomate de árbol*. Bogotá. Recuperado el 7 de diciembre de 2019 de [https://bibliotecadigital.ccb.org.co/bitstream/handle/11520/14308/Tomate de arbol.pdf?sequence=1](https://bibliotecadigital.ccb.org.co/bitstream/handle/11520/14308/Tomate%20de%20arbol.pdf?sequence=1)
- Boyero, L., Fernández, L., Preciado, A., Sánchez, D., Fathallah, O., Núñez, R., y Gallego, P. (2019). Contenido de vitamina C y azúcar en zumo de naranja y derivados industriales. *MERIDieS*, 22, 33–38. Recueprado el 29 de noviembre de 2019 de <https://meridies.info/assets/0b-meridies-22-pags-1-103c.pdf#page=33>
- Carocho, M., Morales, P., y Ferreira, I. (2017). Aditivos alimentarios. In D. E. S.I. (Ed.), *Aditivos antioxidantes* (Primera, pp. 163–185). Madrid. Recuperado el 5 de noviembre de 2019 de [https://bibliotecadigital.ipb.pt/bitstream/10198/15870/3/capítulo de Livro 15.pdf](https://bibliotecadigital.ipb.pt/bitstream/10198/15870/3/capítulo%20de%20Livro%2015.pdf)
- Carrasco, R., y Encina, C. (2008). Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos bioactivos de frutas nativas peruanas. *Revista Sociedad Química Perú*, 74(2), 108–124. Recuperado el 7 de diciembre de 2019 de <http://www.scielo.org.pe/pdf/rsqp/v74n2/a04v74n2.pdf>
- Castañeda-Sánchez, A., y Guerrero-Beltrán, J. (2015). Pigmentos en frutas y

- hortalizas rojas: antocianinas. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos*, 9, 25–33. Recuperado el 5 de enero de 2020 de <http://web.udlap.mx/tsia/files/2016/05/TSIA-9-Castaneda-Sanchez-et-al-2015.pdf>
- Castro, H., y Parada-Alfonso, F. (2017). Evaluación del efecto protector contra la oxidación lipídica de fracciones obtenidas a partir del epicarpio de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Sendtn). *Revista Colombiana de Química*, 46(2), 17–23. Recuperado el 22 de noviembre de 2019 de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=309051244002>
- Cerón, I., Higueta, J., y Cardona, C. (2011). Capacidad antioxidante y contenido fenólico total de tres frutas cultivadas en la región andina. *Vector*, 5(2010), 17–26. Recuperado el 7 de enero de 2020 de http://vector.ucaldas.edu.co/downloads/Vector5_2.pdf
- Cerón, M., Alzate, A., Rojano, B., y Ñuztez, C. (2018). Composición fisicoquímica y propiedades antioxidantes de genotipos nativos de papa criolla (*Solanum tuberosum* Grupo Phureja). *Información Tecnológica*, 29(3), 205–216. Recuperado el 25 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642018000300205>
- Chávez, L. (2018). Evaluación de calidad poscosecha de la guayaba (*Psidium guajava* L.) conservada en dos diferentes condiciones de almacenamiento y empaque. Universidad Central del Ecuador.
- Chen, L., Cheng, C., y Liang, J. (2015). *Effect of esterification condensation on the Folin – Ciocalteu method for the quantitative measurement of total phenols*. *Food Chemistry*, 170, 10–15. Recuperado el 9 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.08.038>
- Coronado, M., Vega, S., Guitierrez, R., Vázquez, M., y Radilla, C. (2015). Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. *Revista Chilena de Nutrición*, 42(7), 206–211. Recuperado el 23 de noviembre de 2019 de <https://scielo.conicyt.cl/pdf/rchnut/v42n2/art14.pdf>
- Correa, J., Ortiz, D., Larrahondo, J., Sánchez, M., y Pachón, H. (2012). Actividad antioxidante en guanábana (*Annona muricata* L.): una

- revisión bibliográfica. Boletín Latinoamericano Y Del Caribe de Plantas Medicinales Y Aromáticas, 11(2), 111–126. Recuperado el 29 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/0717-7917>
- Cosavalente, K., Ruiz, S., y Ganoza, M. (2016). Antocianinas totales y capacidad antioxidante in vitro de extractos de diferente grado etanólico del fruto de *Vaccinium corymbosum* “ Arándano .” UCV-SCIENTIA, 8(1), 44–48. Recuperado el 3 de diciembre de 2019 de <http://revistas.ucv.edu.pe/index.php/UCV-SCIENTIA/article/view/1008/790>
- da Silva, R., Salvador, S., Vitali, L., y Mara, J. (2019). *May the superfruit red guava and its processing waste be a potential ingredient in functional foods? Food Research International*, 115(October 2018), 451–459. Recuperado el 4 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.10.053>
- Duarte, J., y Pérez-Vizcaíno, F. (2015). Protección cardiovascular con flavonoides. Enigma farmacocinético. *Ars Pharmaceutica*, 56(4), 193–200. Recuperado el 2 de noviembre de 2019 de <http://scielo.isciii.es/pdf/ars/v56n4/revision2.pdf>
- El Omari, N., Sayah, K., Fettach, S., El Blidi, O., Bouyahya, A., Bouyahya, A., y Barkiyou, M. (2019). *Evaluation of In Vitro Antioxidant and Antidiabetic Activities of Aristolochia longa Extracts. Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2019, 9. Recuperado el 3 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/10.1155/2019/7384735>
- Espin, S., Gonzalez-Manzano, S., Taco, V., Poveda, C., Ayuda-Durán, B., Gonzalez-Paramas, A., y Santos-Buelga, C. (2016). *Phenolic composition and antioxidant capacity of yellow and purple-red Ecuadorian cultivars of tree tomato (Solanum betaceum Cav.)*. *Food Chemistry*, 194, 1073–1080. Recuperado el 6 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.07.131>
- Estrada-Reyes, R., Ubaldo-Suárez, D., y Araujo-Escalona, A. (2012). Los flavonoides y el Sistema Nervioso Central. *Salud Mental*, 35(5), 375–384.

- FAO. (1993). Prevención de pérdidas de alimentos poscosecha: frutas, hortalizas, raíces y tubérculos. Recuperado el 29 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/ISBN 92-5 302766-5>
- Figuera, Y., Malavé, A., Cordero, J., y Méndez, J. (2013). Constituyentes químicos de las hierbas y especias: Efectos sobre la salud humana. *Revista Científica UDO Agrícola*, 13(1), 1–16. Recuperado el 6 de noviembre de 2019 de <http://www.bioline.org.br/pdf?cg13001>
- FONTAGRO. (2013). Residuos del proyecto “Modelo de plataforma para el aprovechamiento integral, adición de valor y competitividad de frutales comerciales andinos.” Colombia. Recuperado el 4 de noviembre de 2019 de <https://www.fontagro.org/wp-content/uploads/2013/01/Residuos-del-proyecto-Modelo-de-plataforma-para-el-aprovechamiento-FTG-RF-1330-RG.pdf>
- Gamboa-Santos, J., Rodríguez, J., Carvajal, G., y Pilamala, A. (2016). Aplicación de tecnologías emergentes al procesamiento de frutas con elevada calidad nutricional. Una revisión. *Revista Colombiana de Investigaciones Agroindustriales*, 57–75. Recuperado el 8 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.23850/24220582.361>
- Ganadería, M. de A. y. (2017). Boletín situacional naranjilla 2017. Recuperado el 22 de noviembre de 2019 de http://sipa.agricultura.gob.ec/boletines/situacionales/boletin_situacional_naranjilla_2017.pdf
- Garzón, G. (2008). *Anthocyanins as Natural Colorants and Bioactive Compounds. A Review*. *Acta Biológica Colombiana*, 13(3), 27–36. Recuperado el 4 de enero de 2020 de <https://doi.org/3190/319028004002>
- Giacobone, G., Castronuovo, L., Tiscornia, V., y Allemandi, L. (2018). Análisis de la cadena de suministro de frutas y verduras en Argentina. Recuperado el 8 de noviembre de 2019 de https://www.ficargentina.org/wp-content/uploads/2018/03/1812_CadenaValor.pdf

- Gimeno, D. (2015). Optimización de la extracción de compuestos de interés en subproductos de frutas tropicales para su aplicación en matrices alimentarias. Universidad Zaragoza. Recuperado el 15 de noviembre de 2019 de <https://zaguan.unizar.es/record/31661?ln=es>
- Giusti, M., y Wrolstad, R. (2001). *Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, 1–13. Recuperado el 9 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/https://doi.org/10.1002/0471142913.faf0102s00>
- González, D. (2013). Aprovechamiento de residuos agroindustriales para la producción de alimentos funcionales: una aproximación desde la nutrición animal. Corporación Universitaria Lasallista. Recuperado el 18 de noviembre de 2019 de http://repository.lasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/1032/1/Aprovechamiento_residuos_agroindustriales_producción_alimentos_funcionales.pdf
- Guija-Poma, E., Inocente-Camones, M., Ponce-Pardo, J., y Zarzosa-Norabuena, E. (2015). Evaluación de la técnica 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH) para determinar capacidad antioxidante. *Horizonte Médico*, 2(1), 0–3. Recuperado el 10 de diciembre de 2019 de <http://www.scielo.org.pe/pdf/hm/v15n1/a08v15n1.pdf>
- Hernández, A., y González, S. (2010). Galletas de tamarindo (*Tamarindus indica* L.). *UNACAR TECNOCIENCIA*, (161), 16–22. Recuperado el 27 de noviembre de 2019 de http://www.unacar.mx/contenido/tecnociencia/tecnociencia6/tema_2_galletas_tamarindo.pdf
- Hidalgo, R., Gómez, M., Escalera, D., y Quisbert, S. (2015). Beneficios de la guayaba para la salud. *Revista de Salud*, 25, 27–32. Recuperado el 12 de noviembre de 2019 de http://www.revistasbolivianas.org.bo/pdf/riis/v10n25/v10n25_a05.pdf
- Hurtado, R., y Ortiz, L. (2018). Componentes fitoquímicos y capacidad antioxidante de cáscaras de frutas de mayor consumo en el Perú. Universidad Peruana de Ciencias Aplicadas. Recuperado el 3 de

- diciembre de 2019 de
<https://repositorioacademico.upc.edu.pe/handle/10757/622870>
- INEC. (2012). Ciiu 4.0 Clasificación Nacional de Actividades Económicas. Recuperado el 27 de octubre de 2019 de <https://aplicaciones2.ecuadorencifras.gob.ec/SIN/descargas/ciiu.pdf>
- INEC. (2019). Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua (ESPAC) 2018. Recuperado el 19 de noviembre de 2019 de [https://www.ecuadorencifras.gob.ec/documentos/web-inec/Estadisticas_agropecuarias/espac/espac-2018/Presentacion de principales resultados.pdf](https://www.ecuadorencifras.gob.ec/documentos/web-inec/Estadisticas_agropecuarias/espac/espac-2018/Presentacion_de_principales_resultados.pdf)
- Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. (2014). Fruticultura. Recuperado el 19 de noviembre de 2019 <http://tecnologia.iniap.gob.ec/index.php/explore-2/mfruti>
- Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. (2019). INIAP trabaja en el sector frutícola del país para fomentar producción sustentable. Recuperado el 19 de noviembre 2019 de <http://www.iniap.gob.ec/pruebav3/iniap-trabaja-en-el-sector-fruticola-del-pais-para-fomentar-produccion-sustentable/>
- Jayarathne, S., Koboziev, I., Park, O., Oldewage-theron, W., Shen, C.-L., y Moustaid-Moussa, N. (2017). *Anti-inflammatory and anti-obesity properties of food bioactive components: effects on adipose tissue. Preventive Nutrition and Food Science*, 22(4), 251–262. Recuperado el 7 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/https://doi.org/10.3746/pnf.2017.22.4.251>
- Kuskiski, M., Asuero, A., Troncoso, A., Mancini-Filho, J., y Feet, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciência E Tecnologia de Alimentos*, 25(4), 726–732. Recueprado el 2 de diciembre de 2019 de <http://www.scielo.br/pdf/cta/v25n4/27642.pdf>
- Lako, J., Trenerry, C., Wahlqvist, M., Wattanapenpaiboon, N., Sotheeswaran, S., y Premier, R. (2007). *Food Chemistry Phytochemical flavonols , carotenoids and the antioxidant properties of a wide selection of Fijian*

- fruit , vegetables and other readily available foods. Food Chemistry, 101, 1727–1741. Recuperado el 4 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.01.031>*
- Lamien-Meda, Euloge, C., Compaoré, M., Meda, R., Kiendrebeogo, M., Zeba, B., y Odile, N. (2008). *Polyphenol Content and Antioxidant Activity of Fourteen Wild Edible Fruits from Burkina Faso. Molecules, 13, 581–594. Recuperado el 5 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/https://doi.org/10.3390/molecules13030581>*
- Lara, E., Horticultura, P. De, Cabudare, D. D. A., y Lara, E. (2012). La guanábana: una materia prima saludable para la industria de alimentos y bebidas. *Revista Digital de Investigación Y Postgrado de La Universidad Nacional Experimental Politécnica “Antonio José de Sucre,” 2(2), 134–142. Recuperado el 2 de noviembre de 2019 de https://www.researchgate.net/publication/327142535_La_guanabana_una_materia_prima_saludable_para_la_industria_de_alimentos_y_bebidas*
- Lim, Y., Lim, T., y Tee, J. (2007). *Antioxidant properties of several tropical fruits: A comparative study. Food Chemistry, 103, 1003–1008. Recuperado el 9 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.08.038>*
- Limaymanta, M., y Ramos, I. (2016). Extracción y cuantificación de antocianinas monoméricas totales del cultivo *Macha macha sp.* Universidad Nacional del Centro de Perú. Recuperado el 15 de abril de 2019 de http://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/UNCP/4743/Limaymanta_Solano-Ramos_Ibañez.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Llerena, W., Samaniego, I., Angós, I., Brito, B., Ortiz, B., y Carrillo, W. (2019). *Biocompounds Content Prediction in Ecuadorian Fruits Using a Mathematical Model. Foods, 8, 1–16. Recuperado el 8 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/10.3390/foods8080284>*
- Llerena, W., Samaniego, I., Ramos, M., y Brito, B. (2014). Caracterización fisicoquímica y funcional de seis frutas tropicales y andinas

- ecuatorianas. *Alimentos, Ciencia E Ingeniería*, 22(2). Recuperado el 4 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/1390-2180>
- Marcelin, O., Mazaloubeaud, C., Priam, F., Marcus, R., Belloir, F., Vrabié, V., y Cedex, S. (2017). *An integrative analytical study of the functional and antioxidant properties of selected varieties of pink guava Psidium guajava L.* *Journal of Environmental Science, Toxicology and Food Technology*, 11(9), 57–67. Recuperado el 29 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.9790/2402-1109015767>
- Márquez, C. (2009). Caracterización fisiológica, físico-química, reológica, nutracéutica, estructural y sensorial de la guanábana (*Annona muricata* L. cv. Elita). Universidad Nacional de Colombia. Recuperado el 11 de noviembre de 2019 de <http://bdigital.unal.edu.co/1824/1/8740420.2009.pdf>
- Martínez-Flórez, S., González-Gallego, J., Culebras, J., y Tuñón, M. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición Hospitalaria*, 271–278. Recuperado el 7 de noviembre de 2019 de <http://www.nutricionhospitalaria.com/pdf/3338.pdf>
- Martínez, M., y Quintero, J. (2017). Estado actual de los desperdicios de frutas y verduras en Colombia. *Portal de Revistas Universidad Tecnológica de Panamá*, 194–201. Recuperado el 9 de noviembre de 2019 de <https://revistas.utp.ac.pa/index.php/memoutp/issue/view/AMITIC>
- Martínez, N., Camacho, M., y Martínez, J. (2008). Los compuestos bioactivos de las frutas y sus efectos en la salud. *Actividad Dietética*, 12(2), 64–68. Recuperado el 14 de noviembre de 2019 de [https://doi.org/10.1016/S1138-0322\(08\)75623-2](https://doi.org/10.1016/S1138-0322(08)75623-2)
- Medina, Ó., Garzón, L., y Espinosa, W. (2016). Efecto del tiempo sobre la cuantificación de polifenoles totales con el reactivo de Folin-Ciocalteu. *Investigación, Innovación E Ingeniería*, 3(2), 10–24. Recuperado el 7 de diciembre de 2019 de <http://revistasdigitales.uniboyaca.edu.co/index.php/reiv3/article/view/216/271>
- Méndez, G., Granados, C., y Osorio, M. (2016). Caracterización de la pulpa de

- Annona muricata* L . cultivada en el Norte del Departamento de Bolívar - Colombia. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 21(4), 1–9. Recuperado el 12 de noviembre de 2019 de <http://scielo.sld.cu/pdf/pla/v21n4/pla12416.pdf>
- Méndez, L., Rojas, J., Contreras-Moreno, B., Velasco, J., Rosezweig, P., y Celis, M. (2018). Actividades biológicas analizadas en los extractos de *Jatropha curcas* Linn. *Ciencias E Ingeniería*, 39(2). Recuperado el 4 de noviembre de 2019 de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=507557606006>
- Monroy, T., Martínez, M., Barrientos, A., Gallegos, C., Cruz, O., y Vargas, H. (2017). Compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en frutos de xocotuna , tuna y xoconostle (*Opuntia* spp.). *Chilean Journal Of Agricultural y Animal Sciences*, 33(3), 263–272. recuperado el 16 de enero de 2020 de <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.4067/S0719-38902017005000704>
- Moreno, C., Andrade, M., Concellón, A., y Díaz, G. (2013). Estudio de la capacidad antioxidante durante el almacenamiento refrigerado de naranjilla (*Solanum quitoense*) tratada con radiación UV-C. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 14(2), 125–132. Recuperado el 10 de diciembre de 2019 de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=81329290005>
- Muñoz, W., Chavez, W., Pabón, L., Rendón, M., Chaparro, M., Y Otálvaro-Álvarez, Á. (2015). Extracción de compuestos fenólicos con actividad antioxidante a partir de champa (*Campomanesia lineatifolia*). *Revista CENIC. Ciencias Químicas*, 38–46. Recuperado el 19 de noviembre de 2019 de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=181643224027>
- Murillo, E., Meléndez, A., y Portugal, F. (2010). *Screening of vegetables and fruits from Panama for rich sources of lutein and zeaxanthin. Food Chemistry*, 122(1), 167–172. Recuperado el 28 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.02.034>
- Nations, F. and A. O. of the U. (2019). *Crops*. Recuperado el 18 de noviembre de 2019 de <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>

- Noriega, P., Sola, M., Barukcic, A., García, K., y Osorio, E. (2015). *Cosmetic Antioxidant Potential of Extracts from Species of the Cinchona Pubescens* (Vahl). *International Journal of Phytocosmetics and Natural Ingredients*, 2(14). Recuperado el 20 de abril de 2019 de <https://doi.org/10.15171/ijpni.2015.14.Noriega>
- Ojeda, G., Coronado, J., Nava, R., Sulbarán, B., Araujo, D., y Cabrera, L. (2007). Caracterización fisicoquímica de la pulpa de la guanábana (*Annona muricata* L.) cultivada en el occidente de Venezuela. *Boletín Del Centro De Investigaciones Biológicas*, 41(2), 151–160.
- Ordóñez, L. (2016). Residuos agroindustrial de frutas: fuente de compuestos carotenoides. *Vitae*, 23, 42–45. Recuperado el 17 de noviembre de 2019 de <https://search.proquest.com/docview/1783661752?pq-origsite=gscholar>
- Ordoñez, L., Hurtado, P., Ríos, O., y Arias, M. (2014). Concentración de carotenoides totales en residuos de frutas tropicales. *Producción + Limpia*, 9(1), 91–98. Recuperado el 26 de noviembre de 2019 de <http://repository.lasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/1266/1/91-98.pdf>
- Orrego, C. (2017). Aprovechamiento de residuos agroindustriales de frutales andinos. *Caldas*. Recuperado el 8 de noviembre de 2019 de https://www.fontagro.org/wp-content/uploads/2013/01/Cartilla_Aprovechamiento-de-Residuos.pdf
- Páez-Peñuñuri, M., Mercado-Mercado, G., Blancas-Benitez, F., Villegas-González, R., y Sáyago-Ayerdi, S. (2015). Compuestos bioactivos y propiedades saludables del tamarindo (*Tamarindus indica* L.). *Revista de Ciencias Biológicas Y de La Salud*, 18(1), 10–21. Recuperado el 27 de noviembre de 2019 de https://www.researchgate.net/publication/301945062_COMPUESTOS_BIOACTIVOS_Y_PROPIEDADES_SALUDABLES_DEL_TAMARINDO_Tamarindus_indica_L_BIOACTIVE_COMPOUNDS_AND_HEALTH_PROPERTIES_OF_TAMARIND_Tamarindus_indica_L
- Peñarrieta, M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J., y Bravo, J. (2014). *Phenolic*

- compounds in food. Bolivian Journal of Chemistry*, 31(2), 68–81. Recuperado el 16 de noviembre de 2019 de <https://www.redalyc.org/pdf/4263/426339682006.pdf>
- Pérez, A., y Hornero, D. (2014). Pigmentos carotenoides en frutas y vegetales; mucho más que simples “colorantes” naturales. *Agroscic*. Recuperado el 10 de diciembre de 2019 de https://www.researchgate.net/profile/Damaso_Hornero-Mendez/publication/39389862_Pigmentos_carotenoides_en_frutas_y_vegetales_mucho_mas_que_simples_colorantes_naturales/links/0fcfd50bb56680f60e000000.pdf
- Quiceno, J., Ospina, L., Gómez, D., Román, M., Bentacur, M., Muñoz, N., y Pássaro, C. (2017). Manual para el análisis de biocompuestos en frutas. Rionegro. Recueprado el 28 de noviembre de 2019 de <https://repositorio.sena.edu.co/handle/11404/4696>
- Ríos, Á., Moreno, M., y Simonet, B. (2012). Técnicas espectroscópicas en química analítica. (S. A. Editorial Síntesis, Ed.) (Primera). Madrid.
- Rodriguez-Amaya, D. (2001). *A guide to carotenoid analysis in foods*. (I. Press, Ed.). Washington.
- Rodríguez, J., y Castro, A. (2018). Evaluación del contenido de polifenoles y actividad antioxidante del extracto hidroalcohólico de *Eisenia cokeri* m.a. howe. *Ciencia E Investigación*, 21(1), 11–17. Recuperado el 29 de noviembre de 2019 de <https://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/farma/article/view/15737/13416>
- Rojas, A., Flórez, C., y López, F. (2018). Prospectivas de aprovechamiento de algunos residuos agroindustriales. *Revista Cubana de Química*, 31(1), 3. Recuperado el 17 de noviembre de 2019 de <http://scielo.sld.cu/pdf/ind/v31n1/2224-5421-ind-31-01-31.pdf>
- Rojas, D., Repo, R., y Encina, C. (2017). Determinación de la máxima retención de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en el néctar de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.). *Revista Sociedad Química Perú*, 83(2), 174–186.

- Rossi, Y., Moroni, F., Badin, E., Massolo, F., Rodoni, L., Vicente, A., y Lespinard, A. (2017). Estudio cinético de la degradación térmica de antocianinas en pulpas y jugos de frambuesa. I Congreso Argentino de Biología Y Tecnología Poscosecha, 207–214. Recuperado el 28 de noviembre de 2019 de <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/79795>
- Saavedra, M., y Vargas, L. (2018). Características farmacognósticas y cuantificación de flavonoides totales del fruto de *Cyphomandra betacea* “tomate de árbol.” Universidad Nacional de Trujillo. Recuperado el 30 de noviembre de 2019 de <http://dspace.unitru.edu.pe/handle/UNITRU/10249>
- Salgado, M. (2018). Evaluación de las semillas de tamarindo (*Tamarindus indica*) en la remoción de turbidez de aguas superficiales. Recuperado el 24 de noviembre de 2019 de <https://repositorio.unisucre.edu.co/bitstream/001/642/1/T581.64S164.pdf>
- Sangoluisa, M., Santacruz, C., y Salvador, M. (2019). Efecto del método de extracción de antocianinas de la flor de jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) en la eficiencia de celdas solares sensibilizadas. *Aci, Avances En Ciencias E Ingenierías*, (April), 352–369. Recuperado el 21 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.18272/aci.v11i2.888>
- Segura, C., Guerrero, C., Posada, E., Mojica, J., y Pérez, W. (2015). Caracterización de residuos de la industria vinícola del valle de Sáchica con potencial nutricional para su aprovechamiento después del proceso agroindustrial. *ResearchGate*, (October), 0–6. Recuperado el 4 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.3024.8406>
- Serpa, A., Castrillón, D., Vásquez, D., e Hincapié, G. (2016). Efecto de la liofilización sobre las propiedades técnico funcionales de la fibra dietaria y el contenido de vitamina c presentes en la guayaba pera (*Psidium guajava* L.). *Revista Investigaciones Aplicadas*, 9(2), 70–79. Recuperado el 6 de enero de 2020 de <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.18566/ria.v09n02.a01>
- Skoog, D., West, D., Holler, J., y Crouch, S. (2001). *Química Analítica*.

- (McGRAW-HILL INTERAMERICANA EDITORES S. A., Ed.) (Séptima). México.
- Standard, B. (2003). *Foodstuffs — Determination of vitamin C by HPLC*, 3, 1–16. Recuperado el 5 de abril de 2019 de <http://78.100.132.106/External Documents/Intenational Specifications/British Standards/BS EN/BS EN 14148-2003.pdf>
- Torres, Y., y Vidaurre, J. (2015). Cinética de la degradación de compuestos fenoles y antocianinas en una bebida funcional a base de arándano azul (*Vaccinium corymbosum* L.). *Revista Ingeniería: Ciencia, Tecnología E Innovación*, 2(2), 7–13. Recuperado el 6 de diciembre de 2019 de <http://revistas.uss.edu.pe/index.php/ING/article/view/253/263>
- Tropicos.org. (2019). Tropicos. Recuperado el 4 de noviembre de 2019 de <https://www.tropicos.org/>
- Urías, V., Basilio, J., Muy-Rangel, D., y Niño-Medina, G. (2016). Ácidos fenólicos con actividad antioxidante en salvado de maíz y salvado de trigo. *Ecosistemas Y Recursos Agropecuarios*, 3(7), 43–50. Recuperado el 15 de noviembre de 2019 de <http://www.scielo.org.mx/pdf/era/v3n7/v3n7a5.pdf>
- USA, D. of H. and H. S. (2016). Datos sobre la vitamina C. *National Institutes of Health*. Recuperado el 22 de noviembre de 2019 de <https://ods.od.nih.gov/pdf/factsheets/VitaminC-DatosEnEspañol.pdf>
- Vargas, M., Figueroa, H., Tamayo, J., Toledo, V., y Moo, V. (2019). Aprovechamiento de cáscaras de frutas: análisis nutricional y compuestos bioactivos. *Ciencia Ergo-Sum*, 26, 0–11. Recuperado el 11 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.30878/ces.v26n2a6>
- Vargas, Y., y Pérez, L. (2018). *Use of agro-industrial waste in improving the quality of the environment*. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 14(1), 1–14. Recuperado el 5 de noviembre de 2019 de https://www.academia.edu/39808573/Revista_Facultad_de_Ciencias_Básicas_APROVECHAMIENTO_DE_RESIDUOS_AGROINDUSTRIALES_PARA_EL_MEJORAMIENTO_DE_LA_CALIDAD_DEL_AMBIENTE_USE_OF_AGRO-

INDUSTRIAL_WASTE_IN_IMPROVING_THE_QUALITY_OF_THE_ENVIRONMENT

- Vega, K. (2017). Extracción de bromelina obtenida a partir de residuos del procesamiento de piña (*Ananas comosus*). Escuela Politécnica Nacional. Recuperado el 16 de noviembre de 2019 de <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/18867>
- Vit, P., Santiago, B., y Pérez, E. (2014). Composición química y actividad antioxidante de pulpa, hoja y semilla de guanábana *Annona muricata* L. *Interciencia*, 39(5), 350–353. Recuperado el 19 de noviembre de 2019 de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33930879008>
- Vitale, A., Bernatene, E., y Pomilio, A. (2010). Carotenoides en quimiopreención: Licopeno. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 44(2), 195–238. Recuperado el 2 de diciembre de 2019 de <https://doi.org/ISSSSNN11885511--66111144>
- Voet, D., Voet, J., y Pratt, C. (2006). *Fundamentos de Bioquímica. La vida a nivel molecular.* (E. M. Panamericana, Ed.) (Segunda). Madrid.
- Yepes, S., Montoya, L., y Orozco, F. (2008). Valorización de residuos agroindustriales – frutas – en Medellín y el sur del valle de Aburrá, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 61(1), 4422–4431. Recuperado el 5 de noviembre de 2019 de <https://doi.org/10.15446/rfnam>

