

**INSTITUTO TECNOLÓGICO SUPERIOR DE CALKINÍ EN EL ESTADO DE
CAMPECHE**

**“Evaluación físico- química y antioxidante de la
pulpa de bonete (x’k’uumche) en dos estados de
maduración”**

TESIS PARA TITULACIÓN INTEGRAL

INGENIERÍA BIOQUÍMICA

**PRESENTA:
SANDRA GUADALUPE MUT KU**

**DIRECTOR Y CODIRECTOR:
DR. VÍCTOR MANUEL MOO HUCHIN
M.C. DANIEL BOLÍVAR MORENO**

Calkiní, Campeche, México

2025



Educación
Secretaría de Educación Pública



TECNOLOGICO
NACIONAL DE MEXICO



Instituto Tecnológico Superior de Calkiní
Subdirección de Planeación y Desarrollo

Instituto Tecnológico Superior de Calkiní
Departamento de Administración y
Apoyo al Estudiante

Calkiní, Campeche **45939**
P/10/25/793

INGENIERÍA BIOQUÍMICA

CONSTANCIA DE NO INCONVENIENCIA

MODALIDAD: TESIS

C. SANDRA GUADALUPE MUT KU 7375
PASANTE DE LA CARRERA DE
INGENIERÍA BIOQUÍMICA.
PRESENTE

Con relación a lo establecido en el Reglamento de Estudios de Licenciatura, capítulo VII, fracción I, vigente en este Instituto, y una vez emitido el fallo favorable por el director DR. VICTOR MANUEL MOO HUCHIN, y el co-director MC. DANIEL BOLIVAR MORENO, respectivamente, este Instituto consta de no tener inconveniencia para la realización del acto protocolario de titulación integral de su trabajo profesional titulado: **"EVALUACIÓN FÍSICO-QUÍMICA Y ANTIOXIDANTE DE LA PULPA DE BONETE (KUÚMCHE´) EN DOS ESTADOS DE MADURACIÓN"**.

ATENTAMENTE

Excelencia en Educación Tecnológica®
Sabiduría, Fortaleza de Nuestra Cultura®



INSTITUTO TECNOLÓGICO SUPERIOR
DE CALKINÍ
"DEPARTAMENTO DE ADMINISTRACIÓN
ESCOLAR Y APOYO A
ESTUDIANTES"
CLAVE: 04MSU0013P
CALKINÍ, CAMPECHE, MÉXICO.

Dr. Jorge Alfonso Hau Puc.
Departamento de Administración y
Apoyo al Estudiante.

C.c.p. Archivo



2025
Año de
La Mujer
Indígena

Av. Ah Canul S/N por Carretera Federal, Calkiní, Campeche,
C.P. 24900 Tel. 996-8134870,
e-mail: se_dcalkini@tecnm.mx | itescam.edu.mx



Agradecimientos

Primeramente, dedico este logro a Dios, quien ha sido mi guía contante en este largo y desafiante camino. Solo él conoce verdaderamente cada lucha, cada caída y cada paso que di para llegar hasta aquí. Le agradezco por darme la fortaleza cuando sentí flaquear, por renovarme el ánimo en los días difíciles y recordarme que todo esfuerzo, con fe, constancia y dedicación, da fruto.

Agradezco profundamente al Dr. Víctor Manuel Moo Huchi, por abrirme las puertas de su laboratorio, por su paciencia infinita y por la dedicación con la que compartió sus conocimientos; gracias por ser un guía firme y generoso en este proceso.

Gracias también al maestro M.C. Daniel Bolívar Moreno, no solo por sus consejos y su apoyo, sino por ser un gran amigo.

A mis padres, Jorge Mut y Luz Cahum, que han sido mi sostén incondicional. Gracias por no dejarme nunca sola, por su apoyo incansable, y por enseñarme con su ejemplo que los sueños se alcanzan con esfuerzo y humildad.

A mi hermano Ángel, gracias por estar ahí cuando sentí que no podía más y por ayudarme a seguir. A mi hermano Toni, por tu compañía sincera, y a mi cuñada Cinthia Cituk, gracias por escucharme cuando lo necesité, por tus palabras de aliento y por tu cariño.

A mi novio, el enfermero Edwin Kantún gracias por sostenerme emocional, moralmente durante cada etapa de este proceso. Tu apoyo ha sido una luz constante en este camino.

A mi abuelita Rosa, Tía pili y Pany que con su amor silencioso pero firme me ha dado fuerza sin saberlo. Su existencia es un recordatorio del amor que no pide nada a cambio.

Y a Alejandra Chin, por ser mi compañera de batallas, por compartir conmigo risas, frustraciones y desvelos. Gracias por apoyarnos mutuamente, por no soltarme la mano, incluso en los días en los que todo parecía demasiado.

Esta dedicatoria es para todos ustedes, que fueron mi red cuando sentí caer, mi impulso cuando dudé, y mi compañía cuando la soledad amenazaba. Este logro no es solo mío; es nuestro.

Resumen

Las características físico-químicas y antioxidantes del fruto de Bonete (*Jacaratia mexicana* A. DC) han sido poco investigadas. El objetivo general fue evaluar las propiedades fisicoquímicas y antioxidantes de la pulpa de *Jacaratia mexicana* (nombre maya como *Ku'umché*) colectado en dos estados de maduración en Calkiní, Campeche. Los frutos se colectaron en distintas localidades de Calkiní, Campeche y fueron divididos en dos grados de maduración, GM1= pulpa con tonalidades naranjas y GM2= pulpa en tonalidades amarillas. Se determinó los parámetros físicos del fruto entero tales como la longitud polar y transversal, peso del fruto entero y de cada componente, el color CIELab en cáscara y pulpa; también se analizaron las propiedades fisicoquímicas de la pulpa (pH, °Brix, acidez titulable, humedad, proteína, cenizas, lípidos y ácido ascórbico). Se realizó una extracción de compuestos antioxidantes a partir de la pulpa utilizando metanol como disolvente y se determinó las propiedades bioactivas. Los hallazgos indican que el bonete GM1 y GM2 resultaron con características físicas similares; sin embargo, la pulpa del bonete GM1 exhibió una tonalidad naranja. Cuando se comparan ambos grados de maduración, el bonete GM1 mostró valores superiores de cenizas (1.12 %), proteína (3.00 %) y ácido ascórbico (42.88 %); mientras que GM2 obtuvo mayor humedad (85.81 %). No se detectó presencia de lípidos en ambos frutos. El bonete GM1 se caracterizó por su mayor propiedad bioactiva atribuido a su alto contenido de CFT (68.9 mg EAA/ 100 g de pulpa) y mayor capacidad antioxidante (127.81- ABTS; 140.09- CUPRAC). En conclusión, el fruto en estado de maduración GM1 presentó mejor perfil bioactivo y mayor capacidad antioxidante que el GM2, lo que lo convierte en una alternativa prometedora para el desarrollo de productos funcionales. Se sugiere estudiar el comportamiento postcosecha del bonete para comprender el desarrollo, crecimiento y maduración del fruto.

Índice

CAPITULO 1	12
INTRODUCCIÓN.....	12
CAPÍTULO 2. MARCO TEÓRICO	14
2.1. Frutas tropicales y subtropicales	14
2.1.2. Clasificación de las frutas tropicales y subtropicales.....	15
2.1.3. Actividad antioxidante de las frutas tropicales.....	16
2.1.4. Compuestos fenólicos en frutas tropicales	17
2.1.5. Ácido ascórbico en frutas tropicales	19
2.2 <i>Jacaratia mexicana</i>	20
2.2.1. Taxonomía describir lo que se presenta en la tabla	20
2.2.2. Fruto de la <i>Jacaratia mexicana</i>	23
2.2.3. Importancia del estudio físico-químico de la <i>Jacaratia mexicana</i>	24
2.2.4. Usos	25
2.2.5. Estudios realizados con la <i>Jacaratia mexicana</i>	26
2.3 Caracterización físico-química de frutas tropicales	30
2.3.1. Color.....	30
2.3.2. Azúcares totales	30
2.3.4. Sólidos solubles totales buscar información más clara	31
2.3.5. Acidez titulable.	31
2.3.6. Relación SST/acidez	31
2.3.7. Humedad concepto e importancia	32
2.3.8. Cenizas concepto e importancia	32
2.3.9. Vitamina C (ácido ascórbico) concepto e importancia.....	33
2.3.10. Proteína total-Método Kjendahl	33

2.3.11. Compuestos fenólicos totales (CFT)	34
2.3.12. DPPH•	35
2.3.13. ABTS•+	35
2.3.14. CUPRAC	36
CAPÍTULO 3. OBJETIVOS	38
OBJETIVO GENERAL.....	38
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	38
CAPITULO 4. JUSTIFICACIÓN	39
CAPITULO 5. MATERIALES Y MÉTODOS	41
5.1. Estrategia general de trabajo.....	41
5.2. Obtención de fruto entero y pulpa	42
5.3. Métodos.....	42
5.3.1. Caracterización física	42
5.3.1.1. Dimensiones del bonete.....	42
5.3.1.2. Peso de semilla, cáscara y pulpa.....	42
5.3.1.3. Número de costillas y de semillas del bonete.	42
5.3.1.4. Color de la pulpa	42
5.3.2. Caracterización química	43
5.3.2.1. pH	43
5.3.2.2. Acidez titulable	43
5.3.2.3. °Brix	44
5.3.2.4. Humedad.....	44
5.3.2.5. Cenizas	45
5.3.2.6. Proteína método Kjeldahl.....	45
5.3.2.7. Ácido ascórbico	46

5.3.2.8. Lípidos	46
5.3.3. Capacidad antioxidante	47
5.3.3.1. Obtención de extracto	47
5.3.3.2. Compuestos fenólicos totales (CFT).	48
5.3.3.3. DPPH	48
5.3.3.4 ABTS • ⁺	49
5.3.3.5. Método CUPRAC	50
CAPITULO 6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	51
6.1. Caracterización física del fruto	51
6.2. Color CIELab de la pulpa y cáscara	52
6.3. pH, acidez titulable y °Brix en pulpa	55
6.4. Composición química proximal de la pulpa: humedad, cenizas proteína cruda y ácido ascórbico	56
6.2. Actividad antioxidante	58
6.2.1. Compuestos fenólicos totales (CFT)	58
CAPITULO 7. CONCLUSION	61
CAPITULO 8 BIBLIOGRAFICA	62
ANEXOS	72

Índice de tablas

Tabla 2. Clasificación de frutas tropicales	16
Tabla 3. taxonomía de Jacaratia mexicana.....	21
Tabla 4. Géneros y especies de la familia Caricaceae.....	21
Tabla 4. Caracterización física del bonete en dos grados de madurez cosechado en Calkiní, Campeche	52

Índice de figuras

Figura 1. Distribución de las principales frutas conocidas a nivel mundial.....	15
Figura 2. Clasificación de los compuestos fenólicos en función de la estructura química básica	19
Figura 3. Distribución de <i>Jacaratia mexicana</i>	23
Figura 4. Reducción del radical DPPH.....	35
Figura 5. Reducción del radical ABTS•+.....	36
Figura 6. Diagrama de estrategia de trabajo.....	41
Figura 9. a) pH; b) acidez titulable (%) y c) °Brix en la pulpa de bonete en dos estados de madurez diferentes (GM1 y GM2).....	56
Figura 10. Composición química proximal de pulpa en dos estados de madurez de bonete. a) humedad (%); b) cenizas (%); c) proteína cruda (%) y d) ácido ascórbico (mg ácido ascórbico/ 100 g de pulpa).	58
Figura 11. Compuestos Fenólicos Totales (mg EAG/100 g pulpa) de pulpa en dos estados de madurez de bonete.....	58
Figura 12. Capacidad antioxidante de pulpa en dos estados de madurez de bonete. a) DPPH (mM trolox/100 g pulpa; b) ABTS (mg EAA/100 g pulpa) y c) CUPRAC (mg EAA/100 g pulpa)	60

ÍNDICE DE ECUACIONES

Ecuación 1. Factor de conversión.....	34
Ecuación 2. Ángulo de tono (°hue)	43
Ecuación 3. Cromaticidad (C*)	43
Ecuación 4. Porcentaje de acidez titulable	43
Ecuación 5. Porcentaje de humedad.....	44
Ecuación 6. Porcentaje de cenizas.....	45
Ecuación 7. % proteína.....	46
Ecuación 8. Ácido ascórbico en la fruta	46
Ecuación 9. Porcentaje de lípidos.....	47
Ecuación 10. % de inhibición DPPH.....	49
Ecuación 11. Porcentaje de inhibición de ABTS	50

CAPITULO 1

INTRODUCCIÓN

Las frutas tropicales son aquellas que crecen en regiones con clima cálidos y húmedos. Según la FAO (2023) indica que la producción global de frutas tropicales ha crecido de manera constante en la última década, estas frutas representan solo el 3 % del volumen de exportaciones agroalimentarias mundiales. La FAO también informa de las cuatro principales frutas tropicales (aguacate, mango, papaya y piña) representan solo el 5 % del volumen total de producción, el resto se destina a consumo interno. Estos frutos se caracterizan por su alto contenido de agua, azúcares, vitaminas y compuestos bioactivos que les confieren propiedades nutraceuticas y funcionales (Moo Huchin et al., 2014). Muchas frutas tropicales son frutos silvestres los cuales crecen de manera natural en un ecosistema sin intervención agrícola intensiva. Estas especies forman parte de la biodiversidad local, la medicina tradicional y cultura de los pueblos originarios.

La península de Yucatán produce frutas tropicales y algunas de ellas silvestres, entre las especies domesticadas destacan la papaya (*Carica papaya*), mamey (*Pouteria sapota*), chicozapote (*Manilkara zapota*) y guanábana (*Annona murica*); entre las especies silvestres o poco domesticadas se encuentran el nance (*Brysonima crassifolia*), ciruela (*Spondias purpurea*), huaya (*Melicoccus bijugatus*) y el caimito (*Chrysophyllum cainito*) segun describe el CICY (2019). No obstante, hay muy poca investigación respecto a la selección de material genético de árboles frutales, datos de valor nutricional y funcional; además de la falta de información de los cambios bioquímicos de las frutas tropicales durante la maduración. Con esta información permitiría un aprovechamiento sustentable y su integración en cadenas agroindustriales.

La *Jacaratia mexicana* también es una fruta tropical silvestre de Yucatán, poco conocida y poco aprovechada, pertenece a la familia Caricaceae, cuyos frutos son conocidos localmente como bonete o 'x' k'uumche (Pennington & Sarukhán, 1998), en otras regiones tiene otros nombres comunes como: "bonete" (numerosas localidades), "papaya de montaña", "papaya orejona", "pongolote de leche" (Chiapas), "cuahuayote" (colima), "papayón" (Oaxaca), "pongolote" (tabasco),

“guarumbo” (Veracruz), “kuumche” (Yucatán), “cuaguayote” (calabaza de árbol, en lengua azteca- Morelos), “tsalsuayote” (guerrero) (Díaz- Luna y Lomelí- sención, 1997).

A pesar de su amplia distribución y uso tradicional en varias regiones del país, el bonete sigue siendo un recurso subutilizado, con presencia limitada en mercados locales y sin un sistema de cultivos establecido. El conocimiento científico sobre esta especie es escaso. Dentro de los pocos trabajos dedicados al fruto del bonete, se encuentra la caracterización de sus propiedades morfológicas y la propuesta de una clasificación fenotípica por Olivares Santillán (2003); otro estudio relevante de Huerta Resendíz (2016) quien realizó un análisis nutrimental y fitoquímico de la pulpa y semillas de *Jacaratia mexicana* en dos estados de madurez en Tecolapa, Guerrero, destacando el contenido de proteínas, cenizas y ácido ascórbico.

La falta de información científica representa una limitación importante para el aprovechamiento del bonete, especialmente en Yucatán, donde su presencia es conocida en poblaciones rurales pero poco valorada. Es esencial la caracterización de especies con producción limitada, para poder comprender su valor nutricional, funcional y agroindustrial. Por tanto, el objetivo general de este estudio fue evaluar las propiedades fisicoquímicas y antioxidantes de la pulpa de *Jacaratia mexicana* (*Ku'umché*) colectado en dos estados de maduración en Calkiní, Campeche.

CAPÍTULO 2. MARCO TEÓRICO

2.1. Frutas tropicales y subtropicales

Las frutas tropicales y subtropicales son aquellas que se originan en las zonas con climas cálidos y húmedos. Los trópicos con latitudes 15° y 25° tanto al norte como al sur y los subtropical con latitudes de 25° y 40° norte y sur. Sin embargo, existen regiones de latitudes mayores donde el clima es similar al de los trópicos y subtrópicos como ambientes cálidos, temperatura constante y humedad elevada; en estos lugares, lo define el desarrollo exitoso de las frutas trópicas o subtrópicas son las condiciones climáticas favorables que imitan el entorno natural de estas frutas independientemente de la ubicación geográfica. Por lo que gracias a estas condiciones muchas de las frutas tropicales o subtropicales se pueden cultivar en zonas fuera de su rango tradicional. (Álvarez, 2016; MAGRAMA, 2013).

Aunque en las zonas tropicales se produzca una amplia diversidad de frutos, solo pocas de estas a nivel mundial son poco conocidas y comercializadas (Paull y Duarte, 2012). o estos frutos nativos son más comercializados en mercados locales, lugares como huertos o desde la misma naturaleza, por lo que más del 90 % son consumidas frescas, a este tipo de frutas son denominadas no convencionales (Sanchez et al., 2021; FAO,2010). Las cuatro frutas tropicales principales en el comercio, y por tanto de mayor consumo son: el mango, piña, papaya y aguacate, conocidas también como frutas mayores (Altendorf, S., 2017)

En la figura 1 se muestra las principales áreas de distribución de frutas populares en el comercio: América Central y Sur con 1,000 especies descritas de las cuales solo papaya, aguacate, piña, guayaba son populares en el comercio. Asia, sur y suroeste, con 500 especies y los populares en el comercio son los cítricos, banana, mango, mangostán, durián (Gepts, 2008). África solo destaca en el mercado con una especie nativa, a pesar de que esta cuenta con más especies. (Paull & Duarte, 2011).



Figura 1. Distribución de las principales frutas conocidas a nivel mundial

<https://octofrost.com/news-room/iqf-tropical-fruit-regional-analysis>

2.1.2. Clasificación de las frutas tropicales y subtropicales

Según Saúco (2006) las frutas tropicales se clasifican en 3 grupos basado en su grado de maduración, domesticación y conocimiento científico: los frutos cultivados en regiones tropicales o subtropicales que además son muy conocidos en los mercados locales tanto como internacionales se les denomina **frutos mayores**; los **frutos menores** son poco conocidos, menos distribuidas al comercio mundial, aunque, cuentan con un gran potencial de evaluación, solo algunos están en proceso de caracterización y carecen de métodos estandarizados de conservación y programa de mejoramiento genético; y por último las **frutas silvestres** son cultivadas a menor escala, además que el consumo, venta y producción se limita las regiones en las que pertenecen, por lo que varias de esta especies tienen valor económico en mercados regionales. En la tabla 1 se presentan las principales frutas mayores conocidas y comercializadas a nivel mundial, además de algunas frutas pertenecientes a la categoría de menores.

Tabla 1. Principales frutas mayores y menores de distintas regiones del mundo

Mayores	Menores
Mango (<i>Mangifera indica</i>) Piña (<i>Ananas comosus</i>) Papaya (<i>Carica papaya</i>) Aguacate (<i>Persea americana</i>) Banano (<i>Musa spp.</i>)	Guayaba (<i>Pasidium guajava L.</i>) Longan (<i>Dimocarpus longan</i>) Lichi (<i>Litchi chinensis</i>) Durián (<i>Durio zibethinus</i>) Granadilla (<i>Passiflora ligularis</i>) Rambutan (<i>Nephelium lappaceum</i>) Mangonstan (<i>Garcinia mangostana</i>) Yaca (<i>Artocarpus heterophyllus</i>) Maracuya (<i>Passiflora edulis</i>)

(Sanchez et al., 2021; Altendorf, 2018).

De acuerdo con sus características anatómicas según la perspectiva botánica las frutas tienen 3 principales clasificaciones: frutos simples, frutos agregados y frutos múltiples (tabla 2).

Tabla 1. Clasificación de frutas tropicales

Frutas	Definición	Algunas frutas que pertenecen
Simples	Proviene de un solo ovario, pueden contener una semilla o varias semillas, las cuales forman parte del fruto conforme su desarrollo. Esta clasificación se puede dividir en dos grupos: frutos que tienen pericarpo carnoso y pericarpo seco. En el grupo de pericarpo carnoso se incluyen los frutos simples carnosos (bayas), bayas falsas, frutos con hueso o semilla con cáscara dura y pepitas.	Frutos pericarpo carnoso. • Bayas: grosella roja, grosella espinosa y aguacate. • Bayas falsas: plátano y arándanos. • Con hueso o semilla con cáscara dura: ciruela, cereza, melocotón, albaricoque, aceituna. • Pepitas: manzana y pera. • Frutos con pericarpio seco: nueces.
Agregado-accesorio	También es llamado etaerio. Posee múltiples ovarios, provienen de una flor compuesta (contiene varios pistilos simples). En algunos frutos el receptáculo es alargado y forma parte del fruto maduro convirtiéndola en un fruto agregado- accesorio.	Frambuesa, mora y fresa. La fresa contiene la semilla encerrada en la cáscara, pero sin estar adherida a ella por completo.
Múltiples	Proviene de la fusión de los ovarios de varias flores individuales que crecen en una misma inflorescencia. Además, existen frutos múltiples de tipo seco, entre los cuales se incluyen el tulipero, que producen un conjunto de sámaras; el liquidámbar, que genera un grupo de cápsulas; el sicómoro y el cardencho, que desarrollan múltiples aquenios; y la magnolia, cuyos frutos están compuestos por numerosos folículos.	Tulipero, liquidámbar, sicómoro, el cardencho y la magnolia.

(Hui et al., 2010)

2.1.3. Actividad antioxidante de las frutas tropicales

En la actualidad el mayor consumo de frutas tropicales (fuente natural de antioxidantes) se ha relacionado con a la prevención de distintas enfermedades

degenerativas como artritis, asma, esclerosis, cáncer, cataratas, diabetes, enfermedades inflamatorias gastrointestinales, y enfermedades cardíacas (review Nimse y Pal, 2015).

Los frutos tropicales aportan gran cantidad de vitaminas C y E, además del contenido de agua que varía del 70 al 85 %, así como también carbohidratos y un contenido bajo de proteínas de 3.5 %, además aportan un valor mínimo de lípidos (0.5%). Al igual que destacan en su riqueza de minerales, fibra dietética y antioxidantes (Goff y Klee 2006; Knee 2002; Charles, 2012).

La importancia de los antioxidantes radica en que estos son compuestos con la capacidad de neutralizar las especies reactivas del oxígeno (ROS), las cuales son generadas inevitablemente en el metabolismo de la oxidación para la creación de energía para las actividades celulares necesarias. Entonces los antioxidantes evitan el inicio o la propagación de reacciones en cadena oxidativas que podrían ser muy dañinas (Nimse y Pal, 2015).

En algunos estudios de capacidad antioxidante realizados en regiones tropicales se pudo observar que los frutos nativos presentan una actividad antioxidante alta, superando a los frutos de climas templados (consideradas como mayor fuente de antioxidantes), como las moras (*Rubus fruticosus*, 672 g/g DPPH) (Rufino et al., 2010; Jakobek et al., 2009).

La limitación en el uso de antioxidantes sintéticos impuesta por la industria alimentaria ha sido factor clave en el creciente interés por alternativas de origen natural. Este interés también se ha visto impulsado por una mayor conciencia sobre los efectos positivos que los antioxidantes tienen en la salud, lo cual ha generado un mayor reconocimiento del valor de las frutas como fuentes naturales de estos compuestos, tanto por parte de los consumidores como la industria alimentaria (Pereira-Netto, 2018).

1.2.4. 2.1.4. Compuestos fenólicos en frutas tropicales

Las plantas son capaces de producir una amplia cantidad de compuestos conocidos como metabolitos, los cuales se dividen en primarios y secundarios. Los metabolitos primarios están directamente involucrados en funciones esenciales

para el desarrollo y supervivencia de la planta, como la fotosíntesis, la respiración, la absorción de nutrientes y la síntesis de macromoléculas. En cambio, los metabolitos secundarios o también llamadas productos naturales, no participan de manera directa en estos procesos vitales, pero derivan del metabolismo primario mediante rutas biosintéticas específicas. Sin embargo, desempeñan funciones importantes en su defensa y adaptación al entorno (Almaraz et al., 2006).

Los metabolitos secundarios se clasifican principalmente en cuatro grandes grupos: terpenos, compuestos fenólicos, alcaloides y glucósidos (Kozikowski et al., 2003). Aunque, existen otros compuestos presentes en menor proporción, como hidrocarburos, aldehídos, alcoholes, ácidos grasos, amidas y ésteres (Croteau et al., 2000).

Los compuestos fenólicos son compuestos que poseen una estructura química basada en un anillo aromático al que se enlazan uno o más grupos hidroxilo e incluyen derivados funcionales como glicósidos, éteres y metil ésteres (Isaza, 2007). Existen más de 8,000 compuestos fenólicos identificados con estructura muy variada y se pueden clasificar de diferentes formas (figura 2) dependiendo del número y arreglo de los átomos de carbono (Crozier et al., 2009).

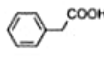
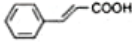
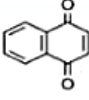
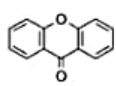
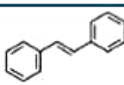
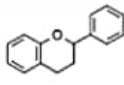
Esqueleto	Clase	Estructura básica
C_6-C_1	Ácidos fenólicos	
C_6-C_2	Acetofenona	
C_6-C_2	Ácido fenilacético	
C_6-C_3	Ácido hidroxicinámico	
C_6-C_3	Coumarinas	
C_6-C_4	Naftoquinonas	
$C_6-C_1-C_6$	Xantonas	
$C_6-C_2-C_6$	Estilbenos	
$C_6-C_3-C_6$	Flavonoides	

Figura 2. Clasificación de los compuestos fenólicos en función de la estructura química básica

(Cozier, 2009; Moo, 2016)

Los compuestos fenólicos abundan en las dietas de la población lo cual es benéfico para los humanos ya que estos tienen la capacidad de eliminar radicales libres, activar enzimas antioxidantes (esto debido a sus propiedades redox de sus grupos hidroxilo), y actividad quelantes (Oboh et al., 2015); lo que contribuye a la prevención de enfermedades.

2.1.5. Ácido ascórbico en frutas tropicales

Debido a que un estudio demostró que a diferencia de como se creía las frutas cítricas no son la principal fuente de L-AA (ácido L-ascórbico, la principal

fuentes de la vitamina C), si no, que son las frutas tropicales comestibles fueron las que reflejaron más contenido de L-AA (Pereira-Netto, 2018).

Se sugiere evitar la ingesta excesiva a frutas con alto contenido de ácido ascórbico a personas susceptibles al oxalato (producto final del metabolismo del ácido ascórbico) para prevenir el riesgo de desarrollar cálculos renales (Williams et al., 2016).

Si un fruto presenta una alta concentración de azúcares entonces la concentración de ácido ascórbico es menor (Castañeda- Agullo M. et al., 1948).

De acuerdo con Martinez (1989) el fruto muestra una disminución de la concentración de ácido ascórbico durante la maduración.

Si el bonete pesa 791.00 g presenta una concentración de ácido ascórbico de 34.00 mg/100 g de peso fresco en frutos de costillas rectas y en un fruto que pesa 165 g presenta 85 mg/100 g de peso fresco de ácido ascórbico en frutos de costillas curvas (Castañeda- Agullo M., et al., 1948).

2.2 Jacaratia mexicana

2.2.1. Taxonomía describir lo que se presenta en la tabla

La tabla 3 presenta la clasificación taxonómica detallada de la *Jacaratia mexicana*, una especie perteneciente a la familia *Caricaceae*. Su ubicación taxonómica inicia en la rama de las *Fenorógamas*, que comprende a las plantas con estructuras reproductivas visibles. Se encuentra dentro de la subrama *Angiospermae*, es decir, plantas con flores y semilla encerradas en frutos. Pertenece al grupo de las *Dicotiledóneas*, caracterizadas por poseer dos cotiledones en la semilla, y al subgrupo de las *Gamopétalas*, cuyas flores presentan pétalos parcialmente fusionados. La especie se clasifica dentro del orden *Pasiflorales*, compartiendo rasgos con otras plantas tropicales de importancia ecológica y alimentaria. Finalmente, se enmarca en el género *Jacaratia*, siendo *mexicana* la especie específica, reconocida por su distribución en regiones tropicales y subtropicales de México.

Tabla 2. taxonomía de *Jacaratia mexicana*

Rama	Fanerógamas
Sub-rama	Angiospermae
Grupo	Discotiledóneae
Sub-grupo	Gamopétalas
Orden	Pasifrácea
Familia	<i>Caricaceae</i>
Género	<i>Jacaratia</i>
Especie	<i>Mexicana</i>

Olivarez, 2003

Las *Caricáceas* constituyen una familia de plantas relativamente pequeña, pero de gran relevancia económica y evolutiva. En la actualidad esta familia está formada por seis géneros y alrededor de 35 especies (tabla 4), que se distribuyen principalmente en las regiones tropicales de América y uno en el centro de África (Carvalho y Renner, 2012). Dentro de los seis géneros, cinco, específicamente *Jacaratia*, *Vasconcella*, *Jarilla*, *Horovitzia* y *Carica*, pertenecen desde México hasta Argentina y Chile, uno de ellos (*Cylicomorpha*) pertenece al centro de África (Kubitzki, 2003; Aguirre et al., 2008). Las especies *J. mexicana* y *J. dolichaula* se distribuyen principalmente desde los estados de Veracruz y Nayarit hasta el norte de Argentina. Estas plantas se encuentran en altitudes que van desde el nivel del mar hasta los 1450 metros, generalmente en áreas con vegetación secundaria proveniente de selvas altas perennifolias (Lomelí-Sención, 1998)

Tabla 3. Géneros y especies de la familia *Caricaceae*

Familia	Género	Especie
<i>Caricaceae</i>	<i>Cycomorpha urban</i>	<i>C. parviflora Urban</i>
		<i>C. solmsii (Urban) Urban</i>
	<i>Jacaratia A. DC.</i>	<i>J. heptaphylla (Vellozo) A. DC.</i>
		<i>J. digitata (poepping & Endl.) Solms</i>
		<i>Laubach</i>
		<i>J. spinosa (Aublet) A. DC.</i>
		<i>J. corumbensis Kuntze</i>
		<i>J. dolichaula (J.D. Smith) Woodson</i>
		<i>J. chocoensis A. Gentry & forero</i>
		<i>J. mexicana A. DC.</i>

	<i>Caica</i> L.	<i>C. papaya</i> L.
	<i>Vasconcellea</i> A. Saint-	<i>V. stipulata</i> (Badillo) Badillo
Hil		<i>V. x heibornii</i> (Badillo) Badillo
		<i>V. parviflora</i> A. DC.
		<i>V. cudinamarcensis</i> Badilo
		<i>V. weverbaueri</i> (harm.) Badilo
		<i>V. goudotiana</i> Trina & Planchon
		<i>V. monoica</i> A. DC.
		<i>V. glandulosa</i> A. DC.
		<i>V. quercifolia</i> Saint- Hil.
		<i>V. candicans</i> /A. Gray) A. DC.
		<i>V. chilensis</i> (Planch. Ex A. DC.) A.
		DC.
		<i>V. horovitiana</i> (Badillo) Badillo
		<i>V. crassipetala</i> (Badillo) Badillo
		<i>V. cauliflora</i> (Jacq) A.DC.
		<i>V- longiflora</i> (Badillo) Badillo
		<i>V. pulchra</i> (Badillo) Badillo
		<i>V. sprucei</i> (Badillo) Badillo
		<i>V. sphaerocarpa</i> (Garc. Barr. & Hern.)
		Badillo
		<i>V. omnilingua</i> (Badillo) Badillo
		<i>V. microcarpa</i> (Jacq) A.DC.
		<i>V. pelandensis</i> (Badilli), Van den
		Eynden Van Damme
	<i>Horovitzia</i> Badilo	<i>H. cnidoscoloides</i> (Larence & torres)
		Badilo
	<i>Jarilla</i> Rusby	<i>J.chocola</i> Standley
		<i>J. caudata</i> (Brandeggee) Standley
		<i>J. heterophylla</i> (Cerv.) Rusby

Leal (1999)

La cantidad de especies nativas que crecen de forma silvestre los cuales producen frutos comestibles que se registraron en diversos estados de México,

El bonete suele crecer de manera silvestre en los estados de Chiapas, Colima, Guerrero, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Veracruz, Yucatán, así como también países tales como Guatemala, El Salvador y Nicaragua (figura 2) (Olivarez, 2003).



Figura 3. Distribución de *Jacaratia mexicana*

<https://www.gbif.org/species/3838727>

Los árboles del género a la que pertenece la *Jacaratia mexicana* pierden hojas anualmente, alcanzan alturas de hasta 20 metros, sus tallos crecen partir de un solo punto y su ápice se mantiene activo en el eje principal y presentan una forma cónica. Así como también los árboles pueden tener espinas o carecer de ellas, con diámetros que varían entre 15 y 80 cm; la corteza puede ser suave o rugosa, con tonos que van del gris al marrón. Las hojas son palmaticompuestas con pecíolos que miden entre 2 y 22 cm de largo y aproximadamente 5 mm de diámetro; los pedúnculos tienen una longitud cercana a 1 cm. Cada hoja puede tener entre 1 y 7 folíolos que miden de 2 a 18 cm de largo y hasta 18 cm de ancho, con formas que van desde ovadas hasta ovado-elípticas (Romero, 2013).

2.2.2. Fruto de la *Jacaratia mexicana*

El fruto es una baya que puede medir hasta 30 cm de largo y 13 cm de diámetro. Este se presenta de forma solitaria y colgante, con una forma que puede variar entre ovoide, esferoide, elipsoide o cónica; el pedúnculo puede medir hasta 13 cm de largo y 13 mm de diámetro; la base del fruto puede ser redondeada, apendiculada, cóncava o truncada, mientras que el ápice es redondeado y pendiculado (Litz, 2005). Su pericarpo es verde, verde-rojizo o amarillo en su estado

maduro, con cinco costillas de hasta 4 cm de altura que suelen sobresalir entre 13 y 40 mm en la base (Díaz-Luna y Lomelí-Sención, 1997).

La maduración de los frutos tiende a presentarse antes de que las hojas se renueven y puede durar semanas, en las temporadas de lluvias en los meses de mayo y agosto; la coloración sigue siendo verde y no tienden a caer, hasta que entren en estado de descomposición (Brullock, 2002). Presentan numerosas semillas, entre 47 y 676 por fruto, y tienen una superficie externa mucilagínosa, pueden llegar a medir alrededor de 8 mm de largo y 5 mm de diámetro, y son ovoides o subglobosas; la testa de la semilla puede ser lisa o rugosa y su germinación se produce entre 18 y 33 días después de la siembra (Moreno, 1980; Aguirre et al., 2008).

2.2.3. Importancia del estudio físico-químico de la *Jacaratia mexicana*

Jacaratia mexicana, conocida comúnmente como bonete o papaya de montaña, es una especie arbórea de la familia *Caricaceae* que se distribuye en regiones tropicales de México y América Central (Hernández et al., 2021). El interés científico en esta planta ha crecido debido a sus diversos usos tradicionales y su potencial en la agroindustria (Jimenez de Loera, 2012)

El bonete es endémico de los bosques tropicales secos de México y se considera un ancestro directo del papayo (*Carica papaya*) (Álvarez et al., 2019). Sin embargo, las poblaciones de *J. mexicana* están disminuyendo alarmantemente debido a diversas presiones abióticas y antropogénicas en su hábitat mexicano (Hernandez et al., 2021)

En diversas regiones de México, el bonete es valorado por sus múltiples aplicaciones. Sus frutos se consumen frescos o en conserva, y en algunas comunidades, la médula del tallo se mezcla con maíz para la elaboración de tortillas en tiempos de escasez. Además, el látex de la planta contiene una propiedad destacada, una enzima (mexicana) que, a partir de la década de los 40, ha sido utilizada como sustituto de la papaína para ablandar carne, esto debido a que ofrece una mayor efectividad enzimática (Jiménez de Loera, 2012).

Estudios recientes han explorado la diversidad genética y morfológica de las poblaciones de *J. mexicana*, identificando variaciones significativas en el tamaño y peso de los frutos, lo que sugiere un potencial para programas de mejoramiento genético (Álvarez .et al, 2019). Asimismo, investigaciones sobre la inoculación de plántulas con hongos micorrícicos arbusculares han demostrado mejoras en la supervivencia y crecimiento de estas, indicando una estrategia viable para la conservación y reforestación de esta especie (Zulueta et al., 2015)

El estudio de *Jacaratia mexicana* es esencial no solo para la conservación de una especie en riesgo, sino también para aprovechar su potencial en la alimentación, medicina y agroindustria. La investigación continua sobre su biología, usos y métodos de propagación contribuirá a su preservación y a la valorización de los recursos fitogenéticos de México.

2.2.4. Usos

Una manera en la que se puede consumir el bonete es como una fruta fresca o en su defecto como un dulce curtido, así como también los frutos maduros o inmaduros que sean comestibles pueden prepararse en ensaladas o combinarlos con otros alimentos (Sessé y Morciño, 1887).

En Colima, la médula del tallo se usa para hacer una especie de tortilla (Kerber, 1883). Otra forma de consumo que los antiguos mayas practicaban era el tallo rallado mezclado con maíz (Moreno, 1980).

Así mismo en otras regiones, como el municipio de Nocupétaro en Michoacán, se consume el fruto inmaduro en ensaladas y el maduro como fruta fresca; en Guerrero, especialmente en Tierra Caliente, las semillas se comen tras secarlas, tostarlas o colocarlas directamente en brasas; en ocasiones, se enjuagan después de secarlas para quitarles la testa, se les añade sal y se tuestan nuevamente (Olivares 2003)

A lo largo de la historia, el bonete también ha sido utilizado como planta medicinal, en particular para tratar fuegos en la boca (herpes labial) y erupciones cutáneas (López y Xolapa, 1997).

Además, el bonete contiene la enzima *mexicana*, que presenta propiedades enzimáticas superiores a las de la papaína y niveles de pectina similares a los de los cítricos, lo cual es útil en la industria farmacéutica. Debido a sus propiedades, la *mexicana* se propone como sustituto de la papaína (Rebollo et al., 1987).

2.2.5. Estudios realizados con la *Jacaratia mexicana*

Balcanzar (1945), realizó una investigación sobre la *mexicana* y la *papaína* en preparaciones purificadas y cristalinas para compararlas. Informó que tanto el pH como la temperatura afectan la actividad de ambas enzimas de manera similar y por lo tanto llegó a la conclusión que las enzimas presentan cristalizaciones semejantes en condiciones parecidas, y que no logró diferenciar inmunológicamente la mexicana de la papaína.

Sánchez y Gavarrón (1946), compararon el efecto de la mexicana y la papaína en la conversión de fibrinógeno a fibrina, examinando los efectos de la temperatura, pH, electrolitos, hidrólisis y aminoácidos; concluyeron que los resultados observados eran específicos de la mexicana y no de la papaína.

Castañeda et al. (1948), estudiaron la evolución de la actividad proteolítica del látex de *Pileus mexicanus*, ahora conocido como *Jacaratia mexicana* A. DC, a lo largo de su desarrollo; concluyeron que la actividad proteolítica aumentaba progresivamente, alcanzando su máximo antes de la madurez fisiológica del fruto.

García (1976), reportó que el látex del bonete es una sustancia homogénea de color café, con un contenido de humedad promedio de 70-75 % que no cambia de color al ser secado. Proponiendo un método de secado para preservar la actividad proteolítica del látex, diseñó un secador experimental con una compresora, filtros, un baño de control de temperatura, manómetro, tubo Pitot, cámara de secado y balanza, en la que encontró que el secado a bajas temperaturas evitaba la pérdida de actividad enzimática, lo que hacía su método útil para látex y jugos con actividad proteolítica.

Rodríguez y Espinoza (1995), en colaboración con el Instituto de Ecología, presentó un listado florístico de Michoacán, señalando la presencia de *Pileus*

mexicanus A. DC (sinónimo de *Jacaratia mexicana* A. DC) en municipios como Águila, Arteaga, Lázaro Cárdenas, Susupuat y Tiquicheo.

Oliver (1999), realizó estudios *in vitro*, mediante cromatografía de intercambio iónico, aislamiento de cinco componentes de *Jacaratia mexicana* A.Dc. con actividad proteolítica. Se reportó que el componente IV (mexicana) es predominante en el látex, aunque con menor actividad específica que el componente V (proteasa nueva); por lo que llegó a la conclusión que la mexicana tiene una temperatura óptima de actividad proteolítica de 65 °C, mostrando mayor termo estabilidad que muchas proteasas cisteínas conocidas.

Bautista (2000), contribuyó al estudio de las plagas que afectan al hueso, destacando como la plaga principal una especie de la subfamilia *Phycitinae*, cuyo estado larval causa daño significativo al formar galerías a lo largo del fruto y en cavidades del pedúnculo.

Olivares Santillán (2003) realizó una investigación titulada: Evaluación de la calidad del fruto de *Jacaratia mexicana* A.DC (Bonete), cuyo objetivo general fue evaluar la calidad de frutos de diferentes fenotipos de *Jacaratia mexicana* en Nocupétaro, Michoacán, México. Utilizó un diseño experimental en el que se aplicaron pruebas físicas y químicas a los fenotipos 1 y 2, debido al estado inmaduro de los fenotipos 3 y 4. Los resultados se analizaron mediante ANOVA de un factor y pruebas de comparación múltiple de Tukey. Se concluyó que existen diferencias significativas en las características físicas y químicas de los fenotipos, destacando el fenotipo 1 por sus mejores características bioquímicas de calidad.

Aguirre et al. (2006) llevaron a cabo un estudio con el objetivo de documentar la variación sexual en el árbol dioico *Jacaratia mexicana* y su impacto en la ecología y evolución de la especie. Utilizando un diseño descriptivo, se estudiaron cuatro poblaciones en el sur de México, registrando la presencia de machos fructíferos que producen tanto flores masculinas como femeninas. Se recolectaron datos sobre el rendimiento de semillas, comparando la germinación y viabilidad de las semillas producidas por machos fructíferos y hembras. Los resultados mostraron que las semillas de machos fructíferos tenían tres veces menos probabilidades de germinar y sobrevivir en comparación con las semillas de hembras. Las conclusiones

sugieren que, aunque los machos fructíferos aportan variación morfológica, su contribución genética a la próxima generación es limitada, indicando que no reemplazarán a las plantas femeninas en las poblaciones naturales.

Aguirre et al. (2006) realizaron un estudio con el objetivo de documentar la variación sexual en *Jacaratía mexicana*, su impacto en la ecología y evolución de la especie. Utilizando un diseño descriptivo, se estudiaron cuatro poblaciones en el sur de México, donde se identificó la presencia de machos fructíferos que producen tanto flores masculinas como femeninas. Se recolectaron datos sobre el rendimiento de las semillas, comparando la germinación y viabilidad de las semillas producidas por machos fructíferos y hembras. Los resultados mostraron que las semillas de machos fructíferos tenían tres veces menos probabilidades de germinar y sobrevivir en comparación con las semillas de hembras. Las conclusiones sugieren que, aunque los machos fructíferos contribuyen a la diversidad morfológica, su aporte genético a la próxima generación es limitado, indicando que no reemplazarán a las plantas femeninas en las poblaciones naturales.

Aguirre, Vallejo-Marín, Piedra-Malagón, Cruz-Ortega y Dirzo (2008) llevaron a cabo un estudio titulado Variación morfológica en las flores de *Jacaratia mexicana* A. DC. (*Caricaceae*), un árbol subdioico, cuyo objetivo fue caracterizar la variación en la expresión sexual de las flores en *Jacaratia mexicana*. Utilizaron un enfoque descriptivo mediante la medición de 26 variables morfológicas en flores estaminadas, pistiladas y perfectas recolectadas en la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla, Morelos, México. Los resultados mostraron diferencias significativas entre los tipos de flores y evidenciaron que los árboles masculinos producen diversas formas florales, a diferencia de los femeninos que solo producen flores pistiladas. Concluyeron que esta variabilidad es consistente con la evolución hacia la dioecia a través de la ginodioecia.

Oliver-Salvador et al. (2008) llevaron a cabo una investigación con el objetivo de comparar el efecto del desempeño de tres tipos de biorreactores sobre el crecimiento y la producción de enzimas proteolíticas en cultivos celulares de *Jacaratia mexicana*. La metodología empleada incluyó el establecimiento de cultivos

celulares en tres biorreactores: tanque agitado, columna de burbujas y airlift, utilizando un medio MS completo con adición de auxinas y sacarosa. Los resultados mostraron que el biorreactor de tanque agitado alcanzó la mayor concentración de biomasa (83.3 g/L), mientras que los biorreactores de columna de burbujas y airlift presentaron incrementos similares en la biomasa, alcanzando 78.5 g/L y 79.4 g/L, respectivamente. En conclusión, se determina que el tipo de biorreactor influye significativamente en la producción de enzimas proteolíticas, siendo el tanque agitado el más eficiente en términos de actividad proteolítica (1.7×10^4 unidades de actividad proteolítica por litro UT/L) comparado con los otros dos biorreactores, que mostramos actividades similares (1.2×10^4 Unidades de actividad proteolítica por litro UT/L).

Arias et al. (2012) realizaron un estudio con el propósito de evaluar la variación genética y la estructura poblacional de *Jacaratia mexicana*, un árbol nativo del bosque seco tropical en México. La metodología empleada incluyó el análisis de ADN extraído de 159 individuos de cuatro poblaciones silvestres mediante el uso de seis iniciadores aleatorios, utilizando la técnica de ADN polimórfico amplificado al azar (RAPD). Como resultado, se obtuvieron 54 bandas, de las cuales el 92.6 % fueron polimórficas. El análisis de varianza molecular (AMOVA) reveló que el 84 % de la variación genética estaba dentro de las poblaciones y el 16 % entre ellas. Se concluyó que existe una diferenciación genética considerable entre poblaciones, incluso a pequeña escala geográfica, lo cual es relevante para la conservación de este recurso genético.

Carvalho y Renner (2012) realizaron una investigación titulada: Parientes cercanos e historia biogeográfica de la familia *Caricaceae*, con el objetivo de estudiar la evolución de las especies dentro de la familia *Caricaceae*, que incluye a *Carica* papaya, y sus relaciones filogenéticas. Emplearon análisis de secuencias de ADN nuclear y de plástido para inferir relaciones entre las especies, utilizando métodos de máxima verosimilitud y análisis bayesiano. Los resultados mostraron que la división más antigua en la familia *Caricaceae* ocurrió en el Eoceno tardío, cuando el ancestro del grupo neotropical llegó desde África. Se concluyó que *C. papaya* está estrechamente relacionada con el clado de especies herbáceas de

América Central y del Sur, lo cual tiene implicaciones importantes para los programas de mejoramiento genético de la papaya.

Congretel (2012) llevó a cabo una investigación cuyo objetivo fue analizar el aprovechamiento de productos forestales no maderables, específicamente la semilla de parota (*Enterolobium cyclocarpum*) y el fruto de bonete (*Jacaratia mexicana*) en el valle de Autlán de Navarro, Jalisco, México. La metodología utilizada fue etnobotánica y sociológica, incluyendo la documentación y análisis de las etapas de la cadena de valor desde la recolección hasta la venta, con una comparación entre ambos productos en términos de organización y beneficios económicos.

2.3 Caracterización físico-química y antioxidante de frutas tropicales

2.3.1. Color

Se consideraron los parámetros L^* , a^* , b^* , h^* y C^* de la Comisión Internacional de iluminación (CIE). Según esta escala, el valor L^* (luminosidad) indica el nivel de brillo de la superficie, en un rango de 0 a 100 (de oscuro a claro). El valor a^* mide la intensidad del color, variando entre verde (-60) y rojo (+60), mientras que b^* refleja la intensidad entre azul (-60) y amarillo (+60). El parámetro h^* define el tono o ángulo del tono, y C^* determina la cromaticidad o saturación de color (Francis, 1980).

2.3.2. Azúcares totales

La concentración de azúcares en los frutos varía entre especies; dentro de cada especie, el nivel de azúcares depende de factores como la variedad, el estado nutricional, la calidad del fruto y su etapa de desarrollo (Hobson, 1993). Sin embargo, el consumidor suele asociar el color del fruto con su dulzura, sin considerar estos factores específicos, por esta razón, el contenido de azúcares totales es una variable relevante para evaluar la calidad del fruto (Sistrunk, 1988). Un dato para resaltar es que, en el caso del látex del bonete, su contenido de

azúcares oscila entre el 2.45% y 4.69% en sólidos solubles de cenizas (Llamas, 1972).

2.3.4. Sólidos solubles totales buscar información más clara

Los sólidos solubles totales son una medida paramétrica que considera la suma de azúcares reductores y no reductores, junto con los ácidos orgánicos presentes en el fruto, esta medida influye en la relación con la acidez titulable, afectando directamente el sabor (Hobson, 1993). También están vinculados al tamaño del fruto, siendo más altos en frutos pequeños esto en consecuencia al tamaño de las células ya que el fruto es más compacto.

2.3.5. Acidez titulable.

La acidez titulable representa la fracción de acidez que no se encuentra combinada con cationes (Hobson, 1993). Esta acidez libre se mide mediante la neutralización del extracto de la fruta con una base fuerte, y se calcula con base en la cantidad de base necesaria para alcanzar el pH objetivo como punto final de la prueba y los valores obtenidos suelen expresarse en miliequivalentes de ácidos por unidad de volumen del extracto o por peso fresco del tejido (Ulrich, 1970).

Por lo general, la concentración de ácidos orgánicos disminuye durante la maduración del fruto, aunque hay excepciones como el plátano (Hobson, 1993).

2.3.6. Relación SST/acidez

La relación entre sólidos solubles totales (SST) y acidez titulable permite estimar el equilibrio entre dulzura y acidez en un fruto; cuando esta relación es mayor a 1, el sabor resultante es dulce; si es menor a 1, el sabor será ácido (Sistrunk, 1988).

La relación °Brix/ácido es un factor clave que influye en la calidad de grado US, ya que existe un equilibrio natural entre ácido y azúcar que define los sabores característicos de las frutas, por ende, la calidad percibida por el consumidor depende en gran medida de este equilibrio, ya que un adecuado equilibrio entre

azúcares y ácidos no solo contribuye a la dulzura deseada, sino que también realza otros componentes del sabor (Sistrunk, 1988).

2.3.7. Humedad concepto e importancia

Los alimentos por naturaleza contienen entre 60 y 95 % de agua.

El principio de este análisis es determinar la cantidad de agua libre en la muestra, esto es importante ya que la cantidad de agua puede afectar en la cantidad sensorial, así como también asegura la cantidad y prolonga la vida útil de la muestra en almacenamiento (Hart, 1991).

Este análisis puede realizarse por varios métodos: de secado por estufa, secado por estufa de vacío, secado por termobalanza, destilación azetrópica, Karl Fischer. El método de secado por estufa es uno de los más usados ya que es un método convencional, es preciso, se pueden acomodar varias muestras, se llegan a la temperatura deseada rápidamente (Iturbide et al., 2011).

2.3.8. Cenizas concepto e importancia

Para poder determinar los minerales presentes en las muestras son necesarias los residuos inorgánicos (cenizas), éstas se describen como el análisis de los residuos inorgánicos que permanecen después de la combustión completa de la materia orgánica y constituyen el 5 % de materia seca en los alimentos (Holden, 2003).

Este análisis se puede realizar por tres diferentes métodos: 1) por oxidación. 2) en seco. 3) análisis simple de cenizas de plasma en seo a baja temperatura (Kirk et al., 1991).

Desde una perspectiva analítica, conocer el contenido total de material inorgánico resulta fundamental, especialmente al calcular los carbohidratos mediante el método de "diferencia", este análisis proporciona información relevante sobre la composición de la muestra, permite detectar posibles adulteraciones en los alimentos y es clave en la investigación cuantitativa de ciertos oligoelementos (Westernbrink S., 2009).

2.3.9. Vitamina C (ácido ascórbico) concepto e importancia.

A diferencia de otros antioxidantes de bajo peso molecular como los flavonoides, la actividad antioxidante de L-AA (ácido L-ascórbico, la principal fuente activa de la vitamina C) puede terminar reacciones de cadena radicales a través de la desproporción productos no tóxicos y no radicales. Sin embargo, los humanos no son capaces de poder sintetizar la molécula L-AA por lo que la principal fuente para poder obtenerla es a través de una dieta basada en frutas y verduras (Wang et al., 2013, Jaín 2015).

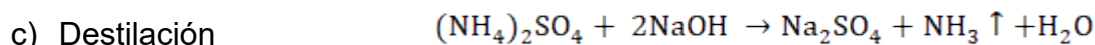
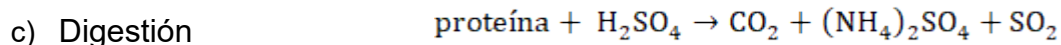
Resulta ser una antioxidante importante ya que este ayuda a prevenir algunas enfermedades como el cáncer, disminuir en estrés. Enfermedades del corazón, es esencial para la producción de espermatozoides, es un auxiliar de la producción de colágeno y necesario para producción de anticuerpos (Naturalhub, 2002).

Por otro lado, estudios han relacionado a esta molécula como protectora de diferentes enfermedades de estrés oxidativo como varios tipos de cáncer, enfermedades cardíacas y formación de cataratas (Jain, 2015)

2.3.10. Proteína total-Método Kjendahl

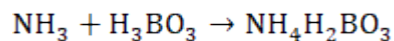
Este método es utilizado con frecuencia para cuantificar el contenido total de proteínas totales y no individuales, es basado en determinar la cantidad de nitrógeno presente en los productos alimentarios mediante la descomposición de la materia orgánica bajo calentamiento en presencia de ácido sulfúrico concentrado y en la cuantificación de amoníaco liberado en la muestra (Aurand et al., 1987; Iturbe et al., 2011)

Reacción química del proceso Kjeldahl

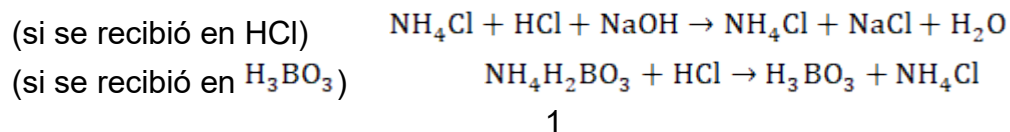


(recibiendo en HCl)

(recibiendo en H_3BO_3)



c) Titulación



El amoníaco presente en el destilado se puede retener utilizando un ácido normalizado, que posteriormente se valora por retroceso, o bien mediante ácido bórico, permitiendo una valoración directa (Pearson, 1993).

Para calcular el contenido de proteína a partir del nitrógeno, se emplea un factor de conversión (ecuación 1) basado en la premisa de que la mayoría de las proteínas contienen aproximadamente un 16 % de nitrógeno (Iturbide et al., 2011).

Ecuación 1. Factor de conversión

$$factor = \frac{100g \text{ Proteína}}{16g \text{ Nitrógeno}} = 6.25$$

2.3.11. Compuestos fenólicos totales (CFT)

Este método colorimétrico mide la transferencia de electrones entre el reactivo Folin-Ciocalteu (mezcla de molibdato de sodio, tungsteno de sodio y otros reactivos) y compuestos fenólicos totales; a pesar de que este método fue desarrollado para el mejoramiento del ensayo Folin-Denis, el cual fue diseñado para cuantificar la concentración total de proteínas mediante la medición de tirosina y triptófano, ambos métodos funcionan con base a la reacción entre un reactivo oxidante y la cantidad de tirosina y triptófano presente, teniendo como resultado una coloración azul cuya intensidad es proporcional a la concentración de proteínas. Sin embargo, la diferencia clave entre ambos métodos es la cantidad de molibdeno utilizada en la preparación del reactivo (Everette, 2010; Sánchez et al., 2013).

Durante el ensayo Folin-Ciocalteu los compuestos fenólicos y el reactivo interactúan en un pH cercano a 10, el cual es ajustado con carbonato de sodio; en este entorno alcalino, los compuestos fenólicos liberan un protón, formando un ion fonolato, que a su vez reduce al reactivo Folin-Ciocalteu (Sánchez et al., 2013). La reacción se mide en un espectrofotómetro UV-Visible a 765 nm. Cabe recalcar que

este método ha sido ampliamente utilizado en la industria alimentaria y agrícola para analizar el contenido fenólico en plantas (Everette, 2010).

2.3.12. DPPH•

El método se basa en la capacidad de captar radicales libres (donantes de hidrógeno y electrones), y como resultado se produce una disminución en la intensidad de absorción, lo que provoca un cambio de color en la solución, pasando de un tono morado oscuro a amarillo. Para poder realizar la medición se emplea un espectrofotómetro UV-Visible a una longitud 517 nm (Bartosz, 2014); además de emplear diversos sistemas de solventes, entre ellos etanol, acetona, metanol y benceno (Singh, 2011).

El ensayo DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) al ser eficaz y sencillo para la evaluación de actividad antioxidante ha sido aplicado en jugos de frutas y vegetales, así como en estudios sobre las propiedades de distintos alimentos, como granos de trigo y salvado, ácido lineleico, hierbas, aceites de semillas comestibles y harinas (Bartosz, 2014; Singh, 2011).

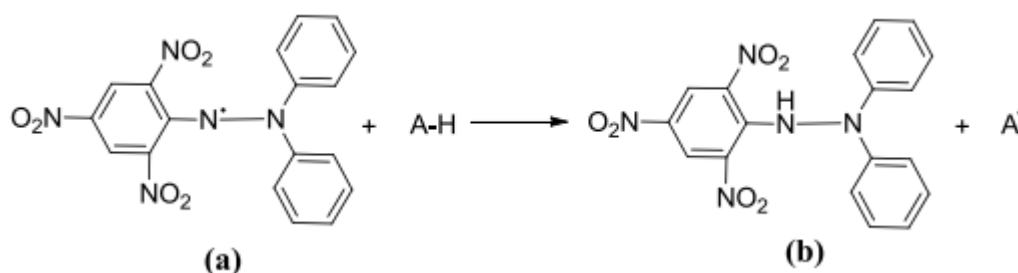


Figura 4. Reducción del radical DPPH

(Borda, 2017)

2.3.13. ABTS•+

El ensayo ABTS•+ es una herramienta para evaluar la actividad antioxidante; el ensayo se fundamentaba en la activación de la metamioglobina con peróxido de hidrógeno en presencia de ABTS, lo que generaba un catión radical, permitiendo evaluar su interacción con antioxidantes. Se ha propuesto que aquellos antioxidantes con una reacción más rápida también contribuyen a la reducción del

radical de hierro de la mioglobina. Sin embargo, una alternativa más adecuada es la técnica de decoloración, ya que el radical formado es estable antes de interactuar con los antioxidantes (Re et al., 1999).

Esta mejora en el ensayo ABTS implica la generación directa del cromóforo ABTS●+ azul-verde a partir de la reacción entre ABTS●+ y persulfato de potasio, lo que genera picos de absorción en 415 nm, 645 nm, 734 nm y 815 nm, siendo el más utilizado el de 415 nm. La reducción del catión radical ABTS●+ (figura 5) en presencia de antioxidantes ocurre en función del tiempo y la concentración de los compuestos analizados, permitiendo determinar la inhibición porcentual del radical y compararla con la reactividad del estándar Trolox (Tovar del Rio, 2013).

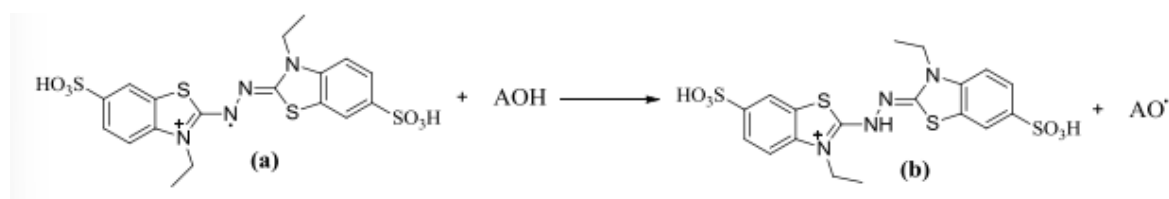


Figura 5. Reducción del radical ABTS●+

(Borda, 2017)

2.3.14. CUPRAC

Este método innovador *in vitro* denominado capacidad antioxidante reductora de iones cúpricos (CUPRAC), es basado en la transferencia de electrones (ET) el cual determina la capacidad antioxidante total de un compuesto, midiendo su capacidad para neutralizar radicales libres (Badarinah AV, 2010; Resat A, 2008; Dontha, 2016). Su principio se fundamenta en una reacción redox simple, en la cual antioxidantes reducen los iones cúpricos a cuprosos, permitiendo cuantificar la actividad antioxidante (Dontha, 2016). El ensayo CUPRAC destaca por ser una técnica sencilla, confiable, versátil y económica. Su eficacia ha sido comparada con otros métodos, mostrando ventajas en términos de rapidez y sensibilidad. Además,

es un procedimiento ampliamente validado que proporciona información valiosa sobre el poder reductor de una muestra (Dontha, 2016).

Se ha utilizado para el análisis de alimentos, plantas, suero humano, muestras biológicas, polifenoles dietéticos y vitamina C y E, entre otros (Dontha, 2016).

CAPÍTULO 3. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

- Evaluar las propiedades fisicoquímicas y antioxidantes de la pulpa de *Jacaratia mexicana* (*Ku'umché*) colectado en dos estados de maduración en Calkiní, Campeche.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la variación en las propiedades físicas del fruto entero colectado en dos estados de maduración (GM1=pulpa con tonalidades naranja y GM2=pulpa con tonalidades amarillas).
- Comparar las propiedades fisicoquímicas y antioxidantes de pulpa de frutos colectados en dos estados de maduración.

CAPITULO 4. JUSTIFICACIÓN

Una alimentación saludable con el aprovechamiento sostenible de los recursos naturales cobra cada vez mayor relevancia.

Se ha reconocido las propiedades antioxidantes de las frutas tropicales correlacionado con su composición bioactiva (compuestos fenólicos, carotenoides, ácido ascórbico entre los más importantes), Los compuestos bioactivos de las frutas tropicales se asocian con efectos benéficos en la prevención de enfermedades crónicas degenerativas, lo que ha impulsado la búsqueda de nuevas especies de frutas tropicales que puedan contribuir tanto en la salud humana como en el desarrollo económico local.

Jacaratia mexicana conocida localmente como Kuúmché o bonete, es una fruta endémica de zona tropicales de México, incluida la región de Calkiní, Campeche. La fruta pertenece al grupo de las frutas menores o silvestres y constituye una especie con alto potencial biológico y agroindustrial que aún no ha sido debidamente aprovechado. A pesar de que esta fruta forma parte del consumo local y del conocimiento ancestral en ciertas comunidades sigue siendo poco aprovechada a nivel industrial. La especie permanece poco estudiada siendo prácticamente desconocida fuera del ámbito local, tanto en lo agronómico como en lo nutricional.

El desconocimiento generalizado *sobre J. mexicana* limita su inclusión en programas de conservación, cadenas productivas o su valorización agroindustrial. Su falta de domesticación y cultivo sistemático incrementa el riesgo de pérdida genética y biológica de esta especie. Estudios recientes resaltan la importancia de identificar frutas tropicales con alto contenido de compuestos bioactivos para incorporación de ingredientes funcionales en la dieta o como aditivo en alimentos (Belmonte- Herrera et al., 2022; Chirinos et al., 2010).

El presente estudio tuvo como propósito la generación de conocimiento científico sobre las propiedades fisicoquímicas y antioxidantes de pulpa de *Jacaratia mexicana* en dos estados de maduración, recolectados en Calkiní, Campeche, con el fin de promover su cultivo y evaluar su potencial alimenticio.

Al evaluar la presencia de compuestos fenólicos totales y la capacidad antioxidante del fruto mediante métodos como ABTS•+, DPPH• y CUPRAC permiten conocer su valor funcional.

El presente estudio busca responder un vacío del conocimiento sobre una especie subutilizada de la región, así como también abrir oportunidades para el desarrollo económico sostenible mediante el aprovechamiento integral de biodiversidad regional.

CAPITULO 5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Estrategia general de trabajo

Para evaluar las propiedades de la pulpa del bonete colectado en dos estados de maduración se plantearon tres etapas esenciales. En la primera etapa se caracterizaron las propiedades físicas del fruto entero obtenidos con dos grados de maduración para obtener información de su morfología. La segunda etapa correspondió a determinar el pH, acidez, % humedad, % cenizas, °Brix, % proteína, % ácido ascórbico y % lípidos totales. En la última etapa, se determinó el contenido de compuestos fenólicos totales y capacidad antioxidante *in vitro* de la pulpa mediante tres ensayos (figura 6).

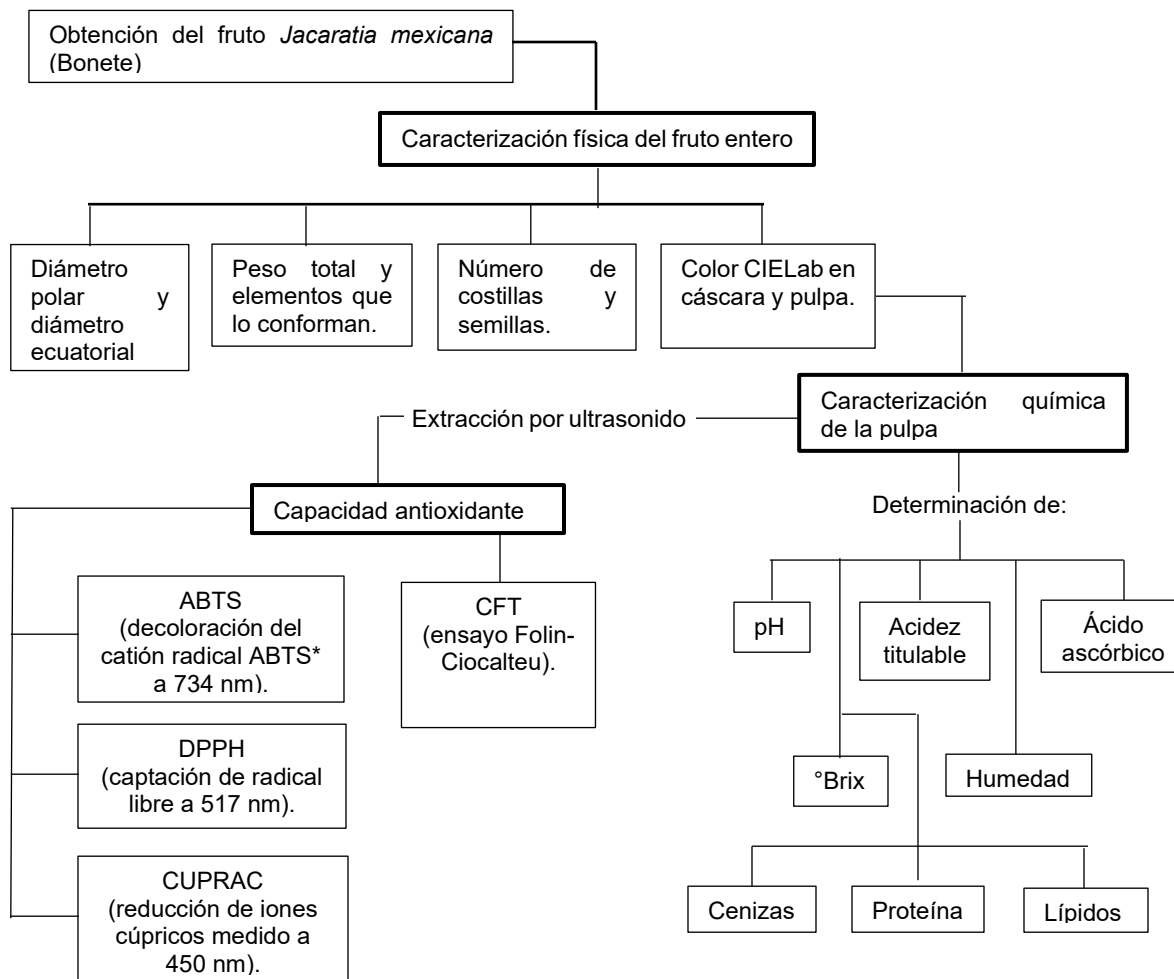


Figura 6. Diagrama de estrategia de trabajo.

5.2. Obtención de fruto entero y pulpa

Se colectó el fruto bonete (*Jacaratia mexicana*) en diferentes localidades de la ciudad de Calkiní, Campeche. Los frutos se trasladaron al Laboratorio de Desarrollo de Alimentos en el Instituto Tecnológico de Mérida (TecNM- Campus Mérida). Los frutos fueron lavados con agua corriente, posteriormente fueron divididos en GM1 (pulpa tono naranja) y GM2 (pulpa tono amarillo) basado en el color de la pulpa. Después de la caracterización física del fruto, se extrajo la pulpa de forma manual y se almacenó en bolsas ziploc® a -20 °C hasta su uso.

5.3. Métodos

5.3.1. Caracterización física

5.3.1.1. Dimensiones del bonete

Las mediciones de las variables físicas del fruto se realizaron usando un vernier digital previamente calibrado (Mitutoyo 500) con el cual se registró la longitud (cm) y el diámetro ecuatorial (cm) de cada fruto.

5.3.1.2. Peso de semilla, cáscara y pulpa

El peso individual (g) del fruto se determinó usando una balanza electrónica (OHAUS®). Posteriormente, el fruto se cortó por mitad y la pulpa se separó manualmente de la cáscara (g) y las semillas (g). Se registró el peso por separado de cada componente del fruto y expresado como g.

5.3.1.3. Número de costillas y de semillas del bonete.

El conteo de número de costillas y semillas totales del fruto se realizó de manera visual siguiendo las metodologías propuestas por Díaz y Lomelí (1997).

5.3.1.4. Color de la pulpa

La determinación del color de la cáscara y pulpa se realizó usando un colorímetro digital (Fru Modelo WR-100C), colocando el visor en tres regiones

diferentes sobre la superficie de la muestra. Se registró el valor de L^* , a^* y b^* y se calcularon el ángulo de tono ($^{\circ}\text{hue}$; ecuación 2) y la cromaticidad (C^* ; ecuación 3).

Ecuación 2. Ángulo de tono ($^{\circ}\text{hue}$)

$$h = \tan^{-1} \left(\frac{b^*}{a^*} \right)$$

Ecuación 3. Cromaticidad (C^*)

$$C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$$

5.3.2. Caracterización química

5.3.2.1. pH

Se pesaron 2.5 g de pulpa y se homogeneizaron con 50 mL de agua destilada en un molino para café Hamilton Beach® (80335RV). Luego, la mezcla se filtró con tres capas de gasa en un vaso de precipitado de 50 mL y al filtrado se midió el pH a 25 °C con un potenciómetro HANNA, el cual fue previamente calibrado con un buffer pH de 4.0 y buffer pH de 10. Este análisis se realizó por triplicado.

5.3.2.2. Acidez titulable

La acidez titulable se determinó con el método 942.15 AOAC (2012) con algunas modificaciones. Se pesaron dos gramos de pulpa y posteriormente se homogeneizó con 20 mL de agua destilada con mezcladora Hamilton Beach® (728) y se filtró con gasa. El filtrado resultante se aforó a 100 mL con agua destilada y se tomaron 25 mL de solución que se tituló con NaOH 0.1 N usando fenolftaleína (3 gotas) como indicador de pH. El porcentaje de acidez titulable se calculó empleando la ecuación 4:

Ecuación 4. Porcentaje de acidez titulable

$$\% \text{ Acidez} = \frac{V_g * 25 * N * \text{meq ácido cítrico}}{100 * \text{peso de muestra (g)}} * (100)$$

Donde:

V_g = volumen gastado de hidróxido de sodio 0.1 N en mL

N= normalidad de la solución de hidróxido de sodio (0.1N)

Meq= cantidad de miliequivalentes del ácido cítrico (0.06404)

100= volumen total del aforado

25=alícuota de la solución aforado utilizado en la titulación

5.3.2.3. °Brix

Los °Brix de la pulpa se determinó mediante el método 932.12 AOAC (2012). El procedimiento consistió en colocar una gota de jugo de pulpa homogeneizada (pulpa diluida 40 veces) sobre el visor de un refractómetro (Atago 3263 RX-9000α™) registrando el valor de °Brix a temperatura ambiente. El refractómetro fue previamente calibrado con agua destilada.

5.3.2.4. Humedad

Este procedimiento se determinó de acuerdo con el método descrito por la AOAC (925.10). Los crisoles fueron llevados a peso constante a una temperatura de 105 °C durante aproximadamente 4 h en una estufa de convección. Después de este período, los crisoles fueron pesados, y se agregó 1 g de muestra fresca en cada crisol utilizando una balanza digital HANNA. Posteriormente, las muestras se secaron a una temperatura de 105 °C durante 24 h. Transcurrido el tiempo de secado, las muestras se dejaron reposar durante 30 min dentro de un desecador de vidrio y se pesaron para determinar el peso de la muestra seca empleando la ecuación 5:

Ecuación 5. Porcentaje de humedad

$$\% \text{ de humedad} = \frac{(M1 + M) - M2}{M} (100)$$

Donde:

M1= peso constante del crisol (g)

M2= peso de muestra seca después de 24 h a 105 °C (g)

M= peso de muestra húmeda (g)

5.3.2.5. Cenizas

Se determinó siguiendo el método 8001 AACC (2000) en el que se pesó 1 g de pulpa en crisoles (previo peso constante) utilizando una balanza analítica marca HANNA y se metieron a la mufla a una temperatura de 550 °C durante 6 h. Transcurrido el tiempo de incineración, los crisoles fueron colocados en un desecador durante 1.30 h y posteriormente se pesaron. El % de ceniza se determinó por la fórmula 6:

Ecuación 6. Porcentaje de cenizas

$$\%ceniza \left(\frac{p_i - p_2}{M} \right) (100)$$

Donde:

Pi= peso de crisol con cenizas después de calcinar (g)

P2= peso constante del crisol (g)

M= peso de la muestra fresca en gramos (g)

5.3.2.6. Proteína método Kjeldahl

Se introdujeron 0.2 g de muestra (previamente pesados) en un tubo digestor (BUCHI®) junto con 10 mL de ácido sulfúrico y una tableta catalizadora Kjeldahl. Las muestras se colocaron en un bloque digestor o digestor Kjeldahl (BUCHI®), donde la mezcla se calentó hasta que se obtuvo una solución clara de tono azul-verde, indicativo de que la muestra orgánica se ha digerido completamente, lo cual duró alrededor de una hora. Transcurrido el tiempo, la muestra se sometió a enfriamiento durante 30 min. En la destilación (segunda etapa), se le añadió 7 mL de agua destilada a cada muestra y se agitó manualmente para diluir los productos de digestión; se vertieron $\frac{3}{4}$ de la capacidad del matraz balón equipo microdestilador Kjeldahl y se llevó a ebullición girando el termostato hasta la posición #8; cuando el sistema está en condiciones, se vertió la muestra digerida al tubo de destilación, y se añadió cuidadosamente 35 mL de NaOH 1:1, lo que provoca un cambio de color característico azul grisáceo. Los vapores liberados, ricos en amoníaco, se recogieron en un matraz Erlenmeyer que contenía 5 mL de ácido bórico al 4 % y tres gotas del indicador Shiro-Tashiro, hasta completar un volumen de 50 mL.

Finalmente, esta solución se tituló con HCl 0.1 N utilizando una bureta de 10 mL, hasta que se observó el viraje del indicador a color rosa, lo que indica el punto final de la titulación y permitió calcular el contenido de nitrógeno y, finalmente, la proteína total de la muestra utilizando el factor proteico. El porcentaje de proteína fue calculada por la ecuación 7:

Ecuación 7. % proteína

$$\% \text{ proteína} = \frac{\text{Volumen (mL)} * \text{Normalidad (HCl)} * 1.4 * 6.25}{\text{peso de la muestra (g)}}$$

5.3.2.7. Ácido ascórbico

Se pesaron 5 g de muestra y se mezclaron con una solución de 50 mL de ácido oxálico 4 % (utilizando mezcladora Hamilton Beach® 5320837) durante 1 min. La mezcla se aforó a 100 mL con ácido oxálico 4 %. La solución se filtró con gasa (3 capas); del filtrado se tomaron 5 mL y se le añadió 10 mL de ácido oxálico 4 % en un matraz Erlenmeyer, mezclando manualmente. La solución se valoró con el colorante 2,6-diclorofenolindofenol hasta alcanzar un color rosa y se mantuvo el color durante 1 min. El estándar (0.5 mg ácido ascórbico/mL en ácido oxálico 4 %) consumió 5.05 mL del colorante. La concentración del ácido ascórbico de la muestra se calculó mediante la ecuación 8:

Ecuación 8. Ácido ascórbico en la fruta

Ácido ascórbico (mg de ácido ascórbico / 100 g de pulpa)

$$= \left(\frac{\text{concentración estándar de ácido ascórbico} \left(0.5 \frac{\text{mg}}{\text{mL}} \right)}{\text{mL consumidos del colorante del estándar}} \times \frac{\text{mL consumidos de la muestra}}{\text{Alícuota de la muestra (mL)}} \times \frac{\text{volumen aforado}}{\text{peso de muestra fresca (g)}} \right) \times 100$$

5.3.2.8. Lípidos

Se determinó por el método de Soxhlet, primeramente, los colectores fueron puestos a peso constante durante 12 h a 105 °C; seguidamente se pesó 2.5 g de pulpa de bonete en filtros de café y fueron introducidas en canastillas de extracción (porta muestras), los cuales se colocaron en los anillos magnéticos del analizador de grasa Soxhlet (Eco Shell Extraction-06C). Se vertieron 45 mL de hexano en los colectores como disolvente de extracción, y fueron colocados a baño maría,

posteriormente los tubos del condensador fueron ajustados para que se mantuvieran cerrados y poder iniciar la primera etapa (inmersión) en la que los cartuchos se mantuvieron sumergidos en el hexano (moviendo la perilla para arriba) y con el paso de las válvulas abiertas, a una temperatura de 95 °C durante 4.5 h.

La segunda etapa que consistió en la recuperación, los porta muestras se elevaron y se mantuvieron a una temperatura de 100 °C durante 1 h o hasta recuperar todo el hexano de cada colector con el paso de las válvulas completamente cerradas (en posición horizontal). Posterior a la recuperación del hexano, se removieron los colectores de extracción. Finalmente, los colectores de extracción se introdujeron a la estufa a una temperatura de 100 °C durante una hora y al terminar este tiempo se colocaron en el desecador. Una vez transcurrido este tiempo, se pesaron y se realizó el cálculo por la ecuación 9:

Ecuación 9. Porcentaje de lípidos

$$\% \text{ lípidos} = \left(\frac{p1 - p2}{p3} \right) * (100)$$

Donde:

P1= peso de colector con grasa después de la extracción (g)

P2= peso constante del colector (g)

P3= peso de la muestra (g)

5.3.3. Capacidad antioxidante

5.3.3.1. Obtención de extracto

La pulpa (2 g) se homogeneizó con 10 mL de una solución metanol acuoso (80:20 % v/v metanol-agua) con agitación en un vortex durante 15 min. La mezcla se extrajo dos veces en un baño de ultrasonido a 100 % de amplitud y 25 °C durante 30 min. El sobrenadante de cada extracción se centrifugó a 3,500 rpm durante 10 min a 25 °C. Entonces, ambos sobrenadantes se juntaron y se aforó a 20 mL con el disolvente de extracción. El extracto se almacenó a –20 °C hasta su análisis.

Estos extractos se usaron para la determinación de la capacidad antioxidante de los frutos.

5.3.3.2. Compuestos fenólicos totales (CFT).

El contenido de compuestos fenólicos totales se determinó de acuerdo con el método espectrofotométrico de Folin- Ciocalteu descrito por Singleton Rossi (1965), modificado por Gonzales- Aguilar et al. (2007). Una alícuota de 50 μ L de extracto (el blanco se preparó con 50 μ L de sólo disolvente sin extracto) se mezcló con 3 mL de agua destilada en un tubo de ensayo y luego, a la mezcla se agregaron 250 μ L del reactivo Folin- Ciocalteu (1 N) usando un vórtex por pocos segundos. Después, la mezcla se dejó en reposo durante 5 min a temperatura ambiente (los tubos fueron envueltos con papel aluminio para la protección a la luz). Posteriormente, a la mezcla anterior, se adicionaron 750 μ L de una solución de carbonato de sodio (20 %, p/v en agua destilada) y 950 μ L de agua destilada mezclando en un vórtex por pocos segundos. Los tubos con las muestras se incubaron durante 30 min a temperatura ambiente (protegidos de la luz) y se midió la absorbancia de la solución a 765 nm contra un blanco del disolvente (etanol 96%) utilizando para la extracción de los compuestos con un espectrofotómetro UV–Vis Agilent Technologies Cary 60. Los resultados fueron expresados mg equivalentes de ácido gálico (EAG) /100 g de pulpa. La curva de calibración se realizó con concentraciones conocidas entre 100 y 1000 ppm de ácido gálico.

5.3.3.3. DPPH

La evolución de la capacidad antioxidante de los extractos se determinó empleando la metodología de Brand- Williams et al (1995). La solución stock se preparó mezclando 2.5 mg de radical DPPH con 90 mL de metanol absoluto en un matraz Erlenmeyer de 250 mL bajo agitación magnética durante 30 min a 25 °C. Se midió la absorbancia del radical DPPH a 515 nm, usando como blanco metanol y debido a que la absorbancia fue diferente a 0.7, entonces, se agregó a la solución cantidades de 15 mL de metanol por 10 min hasta alcanzar la absorbancia establecida. La solución fue ajustada a una absorbancia de 0.7 ± 0.02 (0.68 y 0.72) con el mismo disolvente (metanol). El ensayo se realizó tomando una alícuota de 100 μ L de extracto y se añadió a 3.9 mL (3,900 μ L) de solución de DPPH ajustado

en un tubo de ensayo. La solución se agitó en vórtex y se mantuvo en reposo durante 30 min. Se midió la absorbancia utilizando un espectrofotómetro UV-Vis Angilet Technologies Cary 60. Se calculó el porcentaje de inhibición por la ecuación 10 y el resultado fue expresado en mM equivalente a trolox (ET)/100 g de pulpa, usando una curva de calibración con concentraciones entre 100 y 1000 μM ET/L.

Ecuación 10. % de inhibición DPPH

$$\%inhibición = \left(\frac{absorbancia_{control} - absorbancia_{muestra}}{absorbancia_{control}} \right) \times 100$$

5.3.3.4 ABTS •⁺

La capacidad antioxidante de los extractos se determinó utilizando la metodología de Re *et al.* (1999). Para preparar el catión ABTS•⁺, se pesaron 19.20 mg (0.0192 g) de ABTS en un vaso precipitado de 10 mL (cubierto con papel aluminio) y se mezclaron con 5 mL de agua destilada y 88 μL de una solución de persulfato de potasio ($\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$) durante 30 min con agitación magnética. La mezcla resultante se incubó (sin agitación) durante 18 a 24 h a temperatura ambiente ($25 \pm 1^\circ\text{C}$) en un recipiente ámbar para formar el radical ABTS•⁺. Después del tiempo de incubación, se tomó 1 mL de solución del radical ABTS•⁺ y se diluyó con 90 mL de etanol al 96 % en un matraz Erlenmeyer de 250 mL con agitación magnética durante 20 min (cubierto de papel aluminio). Se midió la absorbancia de la solución a 734 nm y dependiendo de la absorbancia (valores entre 1.0 y 1.2), a la mezcla se adicionaron entre 5 y 10 mL de etanol (96 %), se agitó magnéticamente durante 10 min y nuevamente se leyó la absorbancia a 734 nm (espectrofotómetro UV-Vis Angilet Technologies Cary 60) hasta alcanzar un valor de absorbancia entre 0.68 y 0.72. Se usó el etanol (96 %) como blanco del espectrofotómetro. Después de ajustar la absorbancia del radical ABTS•⁺, se agregaron al tubo de ensayo (por duplicado), 3,970 μL de radical ABTS•⁺ y luego se depositaron 30 μL de extracto, agitando el tubo en vórtex por pocos segundos. La estabilidad de la reacción entre el radical ABTS•⁺ y el extracto se confirmó midiendo la disminución de la absorbancia a 734 nm a los 30 min. Se calculó el porcentaje de inhibición mediante la ecuación 11 y los resultados fueron expresados como mg equivalente al ácido ascórbico (EAA)/

100 g de muestra, mediante una curva de calibración preparada a concentraciones entre 50 y 300 ppm de ácido ascórbico.

Ecuación 11. Porcentaje de inhibición de ABTS

$$\% \text{ inhibición} = \left(\frac{\text{Absorbancia}_{\text{control}} - \text{Absorbancia}_{\text{extracto}}}{\text{Absorbancia}_{\text{control}}} \right) \times 100$$

5.3.3.5. Método CUPRAC

Al tubo de ensayo (cubierto con papel aluminio), se adicionaron 1 mL $\text{CuCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ + 1 mL Neocuproína + 1 mL Buffer de acetato de amonio. Entonces, el tubo se agitó en un vórtex durante 10 s y, luego se agregaron 100 μL de extracto de muestra y 1 mL de agua destilada, con posterior agitación en vórtex. El tubo con la muestra se mantuvo en reposo durante 30 min a 25 °C y se midió la absorbancia de la solución a 450 nm. El blanco consistió en una solución de los reactivos reemplazando el extracto por buffer de acetato de amonio. Los resultados fueron expresados como mg equivalente al ácido ascórbico (EAA)/ 100 g de muestra, mediante una curva de calibración preparada a concentraciones entre 50 y 500 ppm de ácido ascórbico.

CAPITULO 6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Caracterización física del fruto

La tabla 4 muestra las propiedades físicas del fruto de bonete colectado en dos estados de maduración GM1 y GM2. El bonete GM1 presentó un mayor valor (sin diferencia significativa) tanto para el diámetro polar (17.85 ± 4.23 cm) como el ecuatorial (7.15 ± 1.60 cm) en comparación con el bonete GM2 (16.38 ± 2.90 y 6.53 ± 1.51 cm, respectivamente). El diámetro polar reportado en este estudio es similar al bonete fenotipo 1 informado por Olivares Santillan (2003); sin embargo, el diámetro ecuatorial coincide con los fenotipos 1, 2 y 3, reportados por el mismo autor. Considerando la apariencia del fruto estudiado tiene similitud con las características de forma con el bonete fenotipo 1 reportado por Olivares Santillan (2003).

En lo general, durante la maduración, los frutos tienden a aumentar su tamaño debido al ablandamiento de tejidos y expansión celular (Martínez-González et al., 2017), por lo que los resultados son visibles al aumentar su diámetro polar y ecuatorial; dicho cambio no fue observable en este estudio.

El número de semillas fue mayor en bonete GM2 (336 ± 227.16) frente a bonete GM1 (218.00 ± 169.01), pero sin diferencias significativas. No obstante, el peso total de semillas resultó superior para GM1 (73.75 ± 68.04). El número de semillas y su peso total de bonete analizado fueron menores a lo reportado por Olivares Santillán (2003) para bonetes fenotipo 1 y 2.

El número de costillas resultó similar entre ambos grados de maduración de bonetes GM1 y GM2. Esta característica puede estar genéricamente indeterminada e independiente del grado de madurez que presente el fruto, coincidiendo con todos los fenotipos descritos por Olivares Santillán (2003).

El peso de la pulpa tanto en bonete GM1 ($44.25 \text{ g} \pm 24.29 \text{ g}$) y bonete GM2 ($44.00 \text{ g} \pm 17.08 \text{ g}$) fueron similares, representando el elemento de menor peso del fruto entero, lo que refleja una estabilidad en la pulpa durante la maduración. Olivares Santillán (2003) reportaron que el bonete fenotipo 1 obtuvo un 26 % del

peso de la pulpa respecto al fruto entero, siendo este valor mayor a lo reportado en este estudio para bonete GM1 (14 %) y bonete GM2 (15.65 %).

Así mismo el peso de la cáscara de bonete GM1 (194.25 ± 117.20) y bonete GM2 (192.33 ± 87.84) resultaron similares, siendo el elemento de mayor peso del fruto entero. Los valores del peso de la cáscara reportados difieren a lo obtenido por Olivares Santillán (2003), con un valor promedio de 410.82 g (Fenotipo 1) y 327.3 g (Fenotipo 2).

Finalmente, el bonete GM1 (312.25 ± 117.87) resultó superior en el peso total del fruto entero en comparación con bonete GM2 (281.00 ± 133.40), sin diferencia significativa. Este dato y tomando en cuenta los valores que se presentaron el eje ecuatorial y transversal reflejan que el bonete GM1 es el fruto de mayor tamaño.

Tabla 4. Caracterización física del bonete en dos grados de madurez cosechado en Calkiní, Campeche

Parámetros	GM1	GM2
Diámetro polar (cm)	17.85 ± 4.23	16.83 ± 2.90
Diámetro ecuatorial (cm)	7.15 ± 1.60	6.53 ± 1.51
Número de semillas	218.00 ± 169.01	336.00 ± 227.16
Número de costilla	5.00 ± 0.00	5.00 ± 0.00
Peso de pulpa (g)	44.25 ± 24.29	44.00 ± 17.08
Peso de cáscara (g)	194.25 ± 117.20	192.33 ± 87.84
Peso de semilla (g)	73.75 ± 68.04	44.66 ± 29.67
Peso del fruto entero(g)	312.25 ± 117.87	281.00 ± 133.40

Los valores representan el promedio $\pm$ desviación estándar de diez frutos. GM1: pulpa con tonalidades naranja y GM2: pulpa con tonalidades amarillas.

6.2. Color CIELab de la pulpa y cáscara

En algunos casos, el color de la cáscara resulta importante para la determinación del estado de madurez de los frutos. Sin embargo, la determinación del grado de maduración del bonete resulta poco adecuado considerando la coloración de la cáscara; no obstante, el color de su pulpa puede ser una alternativa

para determinar la maduración comestible. La figura 7 muestra los parámetros de color CIELab de la pulpa de bonete GM1 y GM2.

En la figura 7a) el parámetro L^* muestra valores similares entre bonete GM1 y bonete GM2, indicando una luminosidad estable en la pulpa.

El valor a^* relacionado con la transición hacia el color rojo-verde al igual que el parámetro b^* vinculado al componente amarillo-azul, resultaron notablemente superiores en bonete GM1 en comparación con bonete GM2, lo que sugiere una tendencia hacia tonalidades más naranjas.

En la figura 7 b) el ángulo de tono (h°) resultó mayor en GM2, mientras que la cromaticidad (C^*) fue más elevada en GM1, lo que indica que los frutos maduros GM1 presentan una coloración más intensa y saturada.

Estos resultados reflejan que el proceso de maduración incrementa la intensidad y saturación del color naranja en la pulpa, asociado a la acumulación de carotenoides, compuestos típicos de la familia Caricaceae (Olivares Santillán, 2003). Se puede afirmar que la variación en la apariencia de la pulpa del fruto puede estar más asociado a cambios en la tonalidad y saturación del color que de la luminosidad.

En comparación con Olivares Santillán (2003), quien también reportó un incremento en la intensidad naranja de bonete fenotipo 1 y 2, los resultados aquí obtenidos confirman que el color es un marcador confiable de madurez comestible. Asimismo, en un estudio de Moo-Huchin et al. (2014) sobre frutas tropicales de Yucatán, se observaron valores elevados de b^* y C^* en frutos como el mamey (*Pouteria sapota*) y el caimito (*Chrysophyllum cainito*), relacionados con la acumulación de carotenoides, comportamiento semejante en los bonetes de estudio.

La figura 8 presenta los parámetros de color CIELab en la cáscara de los frutos GM1 y GM2. En la figura 8 A, el valor de L^* (luminosidad) y b^* fue mayor en bonete GM2 en comparación al bonete GM1. El valor de a^* fue similar en ambos estados de madurez, teniendo una tendencia a tonos verdes.

En la figura 8 b, el ángulo de tono h° fue similar en bonete GM1 y bonete GM2; sin embargo, la cromaticidad (C^*) resultó mayor para bonete GM2, lo que indica una coloración verde con mayor saturación en cáscara de bonete GM2.

A mayor grado de madurez (GM1) sugieren un incremento a tonalidades verdes en la cáscara, pero con menor saturación.

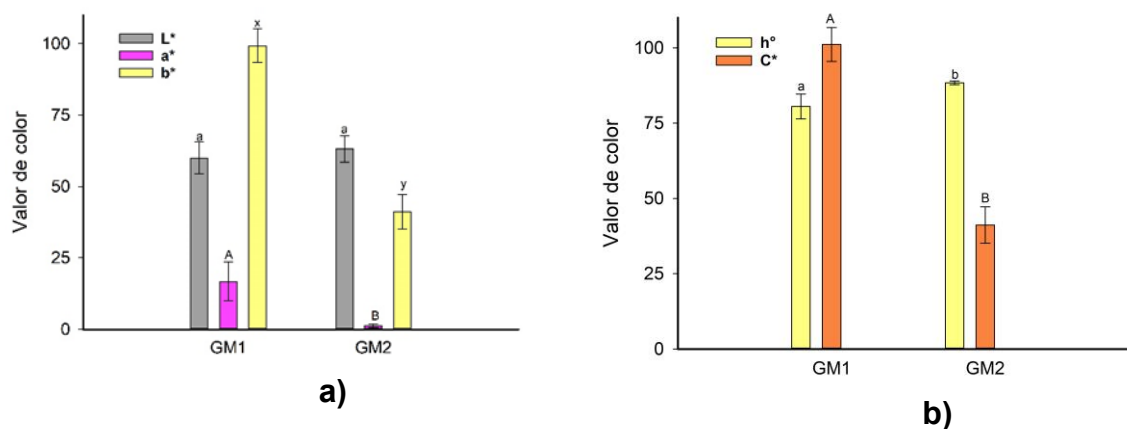


Figura 7. Parámetros de color CIELab en la pulpa de bonete en dos estados de madurez diferentes (GM1 y GM2). a) valores L^* , a^* , b^* de GM1 y GM2; b) valores h° y C^* de GM1 y GM2.

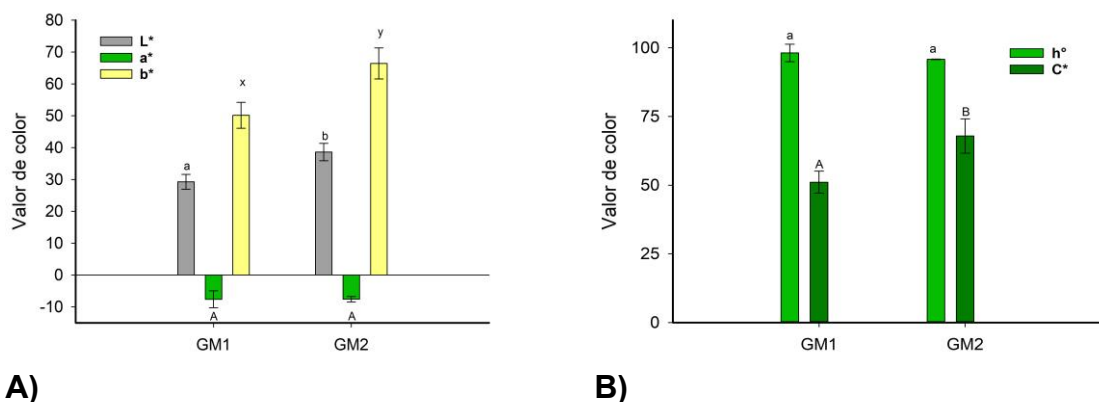


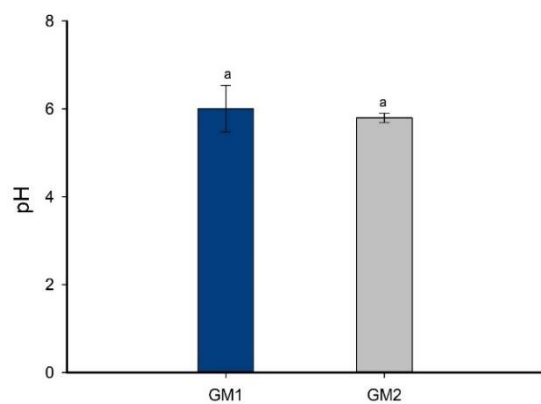
Figura 8. Parámetros de color CIELab en la cáscara de bonete en dos estados de madurez diferentes (GM1 y GM2). a) valores L^* , a^* , b^* de GM1 y GM2. b) valores h° y C^* de GM1 y GM2.

6.3. pH, acidez titulable y °Brix en pulpa

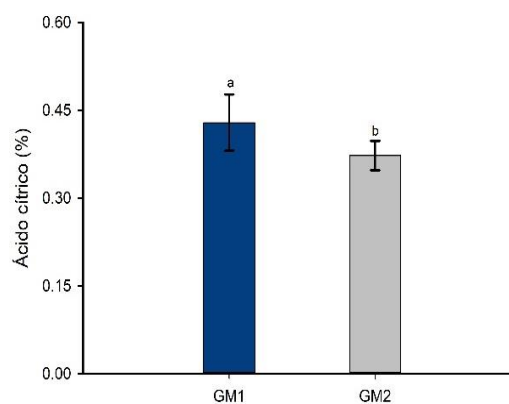
La figura 9 muestra la comparación de algunas propiedades fisicoquímicas entre ambos grados de maduración de bonete.

El valor de °Brix y porcentaje de acidez fue superior para bonete GM1 en comparación a GM2. No obstante, la variación del pH entre ambos grados de maduración de bonete fue nula.

Los °Brix representan los sólidos solubles incluyendo los ácidos orgánicos. Por lo que resulta coherente dichos valores ya que el avance en madurez presenta un incremento en °Brix, atribuyendo a la conversión de reservas energéticas como almidones, fenómeno que comparten otras frutas tropicales como la papaya y la guanaba según describe Olvarez Santillan (2003).



a)



b)

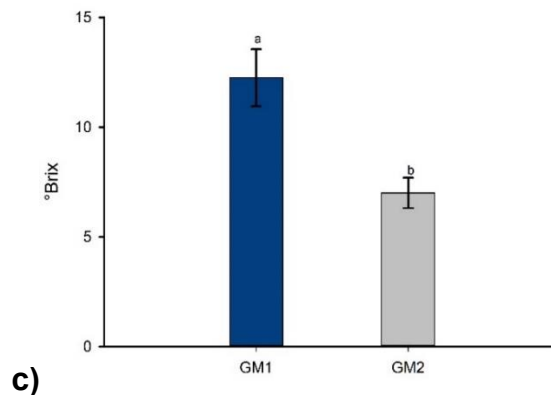


Figura 7. a) pH; b) acidez titulable (%) y c) °Brix en la pulpa de bonete en dos estados de madurez diferentes (GM1 y GM2)

6.4. Composición química proximal de la pulpa: humedad, cenizas proteína cruda y ácido ascórbico

La figura 10 exhibe la comparación de la composición química proximal de la pulpa de bonete en dos estados de maduración.

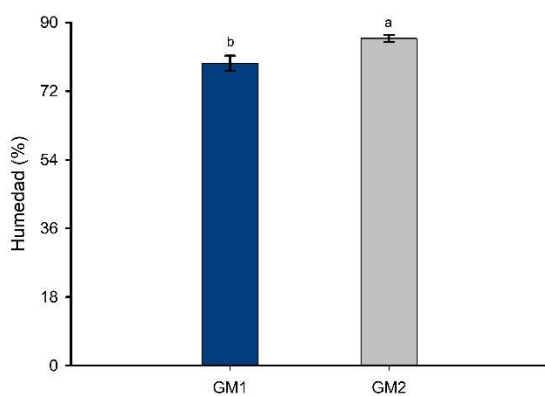
Con respecto a los valores del porcentaje tanto de cenizas como de proteína cruda y el contenido de ácido ascórbico, el bonete GM1 resultaron mayores en comparación con el bonete GM2; no obstante, el porcentaje de humedad del bonete GM2 resultó mayor. Estos resultados sugieren que a mayor grado de madurez del fruto se acumulan más minerales y compuestos nitrogenados; además, promueve la síntesis de compuestos antioxidantes; es decir, a mayor grado de madurez (GM1) refleja mayores características nutrimentales que a menor grado de madurez (GM2).

El contenido de ácido ascórbico de bonete fenotipo 1 y fenotipo 2 descrito por Olivares Santillán (2003), fue menor en comparación al bonete GM1 de este estudio.

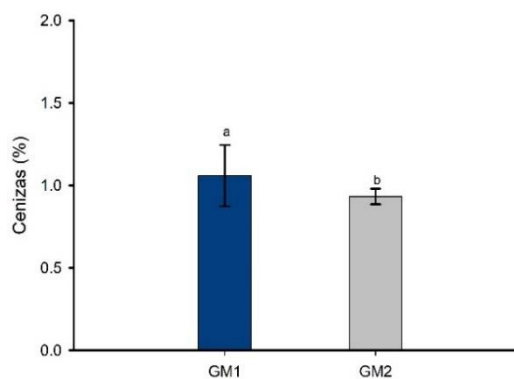
Huerta Resendíz (2016) comparó bonete en dos estados de madurez y reportó un valor menor en cenizas (0.18 ± 0.02) y en proteína (0.43 ± 0.1) en etapa M2 (pulpa naranja) en comparación al bonete de mayor grado de madurez (GM1) de este estudio; sin embargo, el mismo autor describe un valor similar de humedad en etapa M1-pulpa sin color naranja (89.17 ± 0.02) al GM2.

De acuerdo con lo descrito por Moo Huchin et al. (2015), el porcentaje de humedad de este estudio de bonete GM2 es similar al fruto anacardo amarillo (87.50 ± 0.84).

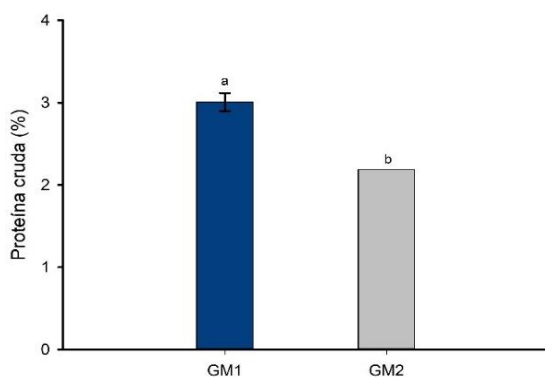
Los valores informados de papaya por Cervantes Rubio (2017) son similares en porcentaje de cenizas (0.78 ± 0.5) y vitamina C (43.26 ± 0.09), en comparación con bonete GM1 reportado en este estudio y bonete GM2 tuvo valores similares de humedad de dicho fruto; no obstante, el porcentaje de proteína cruda (5.25 ± 0.6) fue mayor en comparación de bonete GM1.



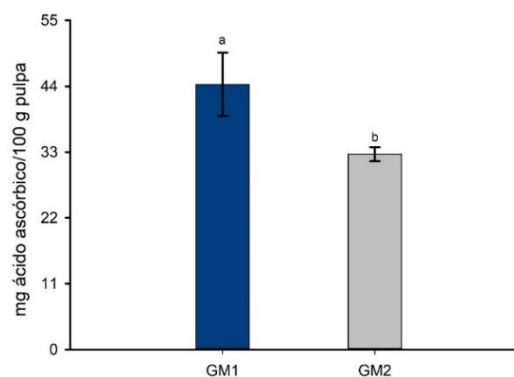
a)



b)



c)



d)

Figura 80. Composición química proximal de pulpa en dos estados de madurez de bonete. a) humedad (%); b) cenizas (%); c) proteína cruda (%) y d) ácido ascórbico (mg ácido ascórbico/ 100 g de pulpa).

6.2. Actividad antioxidante

6.2.1. Compuestos fenólicos totales (CFT)

La figura 11 presenta el contenido de compuestos fenólicos totales (CFT) de la pulpa de bonete, expresado en mg equivalentes de ácido gálico por 100 g de pulpa (mg EAG/100 g de pulpa). Bonete GM1 muestra un mayor contenido de CFT en comparación con bonete GM2, lo que sugiere una mayor síntesis de compuestos fenólicos durante el proceso de maduración, probablemente debido a los procesos fisiológicos relacionados con el estrés oxidativo y la defensa del tejido en desarrollo (Díaz Gómez, 2013).

Este comportamiento también fue documentado en 2016 por Huerta Reséndiz donde reporta un mayor contenido de CFT en la pulpa madura de *Jacaratia mexicana*, específicamente en muestras colectadas en Tecolapa, Guerrero; propuso que la biosíntesis de metabolitos secundarios, como lo compuestos fenólicos, se intensifican conforme avanza la madurez del fruto, aumentando así su capacidad antioxidante.

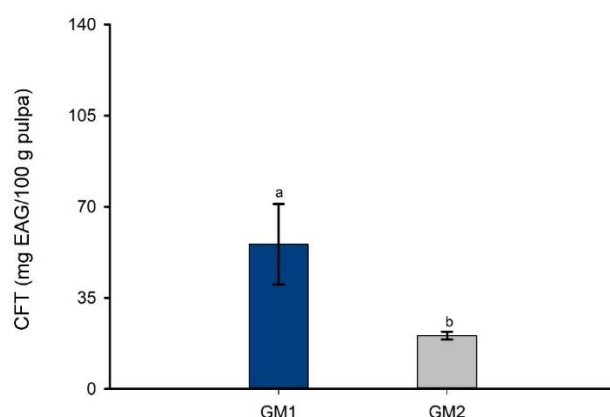


Figura 9. Compuestos Fenólicos Totales (mg EAG/100 g pulpa) de pulpa en dos estados de madurez de bonete

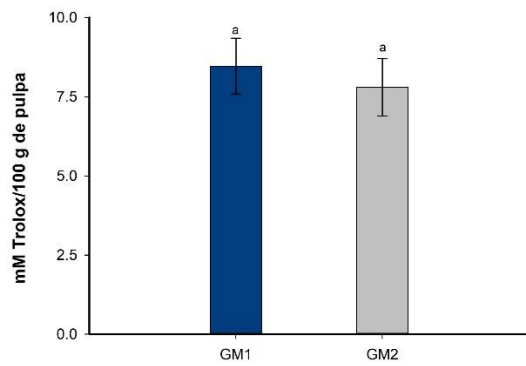
6.8. ABTS, DPPH y CUPRAC

En la figura 12 se muestra la comparación de la capacidad antioxidante de la pulpa de bonete GM1 y GM2, utilizando distintos ensayos que difieren en sus condiciones de análisis y mecanismos de acción.

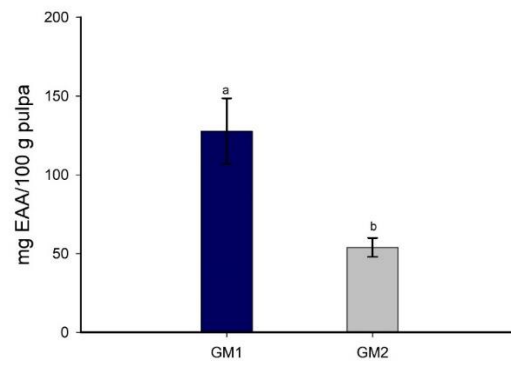
Al comparar ambos grados de maduración, el bonete GM1 experimentó un incremento de su capacidad antioxidante analizado mediante los ensayos ABTS y CUPRAC; sin encontrar diferencias significativas para DPPH.

Los valores de ABTS y CUPRAC sugieren mayor propiedad funcional del fruto en un mayor grado de madurez (GM1); no obstante, la similitud en DPPH sugiere que el fruto de mayor grado de madurez no refleja grandes cambios en los compuestos que reaccionan bajo este método. Esta diferencia puede explicarse por la naturaleza del radical del radical usado en cada método y su mecanismo de acción. El método DPPH se basa en un radical libre estable, que reacciona principalmente con antioxidantes lipofílicos a través de un mecanismo de transferencia de un átomo de nitrógeno (HAT). Este radical presenta limitaciones en medios acuosos y es menos eficiente para detectar compuestos hidrofílicos, como ácidos fenólicos, vitamina C o ciertos flavonoides solubles en agua, los cuales suelen incrementarse durante la maduración del fruto. A diferencia del ABTS que emplea un radical catiónico que interactúa tanto en compuestos lipofílicos como hidrofílicos y su mecanismo de acción incluye tanto como transferencia de electrones (ET) como HAT; y el método CUPRAC aunque se basa exclusivamente en la transferencia de electrones, el medio casi neutro al que reacciona, le permite detectar una amplia gama de antioxidantes, incluyendo los compuestos fenólicos oxidados fácilmente, también es más selectivo con los flavonoides (Mejía Reyes et al. (2021).

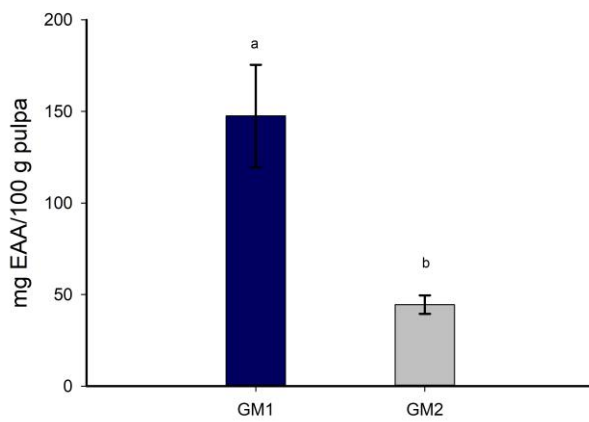
Moo Huchin et al. (2015) describe un comportamiento similar en frutas tropicales como el mamey y el chicozapote que presentaron un valor mayor de actividad antioxidante en etapas avanzadas de madurez, asociado al incremento de compuestos fenólicos.



a)



b)



c)

Figura 10. Capacidad antioxidante de pulpa en dos estados de madurez de bonete. a) DPPH (mM trolox/100 g pulpa; b) ABTS (mg EAA/100 g pulpa) y c) CUPRAC (mg EAA/100 g pulpa)

CAPITULO 7. CONCLUSION

El grado de maduración del bonete (GM1 y GM2) tiene poca influencia en las características físicas evaluadas. Además, se encontró alta variación en los valores de cada propiedad dentro de cada grado de maduración.

El color de la cáscara de bonete confirma que no es un indicador adecuado para diferenciar el grado de madurez del fruto. El color de la pulpa puede ser un indicador adecuado para la determinación del grado de madurez, evidenciando una notable diferencia en tonalidades naranjas.

Los resultados permiten afirmar que el grado de maduración del bonete influye significativamente en sus propiedades fisicoquímicas, debido a que el bonete GM1 reflejó un perfil nutricional más completo en comparación con el bonete GM2. El grado de madurez es muy importante como factor determinante en la calidad fisicoquímica y nutrimental para el fruto bonete.

El bonete GM1 tiene mayor potencial bioactivo que el bonete GM2. Sugiriendo que el mayor grado de madurez favorece la biosíntesis de metabolitos secundarios con funciones protectoras.

En general, todos los resultados reflejan que el bonete de mayor grado de madurez (GM1) posee mayor valor funcional y nutracéutico, además afirma la importancia de considerar el grado de madurez como un factor determinante en la calidad y potencial de aprovechamiento del bonete endémico de la región de Yucatán.

CAPITULO 8 BIBLIOGRAFICA

1. [AOAC] Association of Official Analytical Chemists. 2012. Official Methods of Analysis of AOAC INTERNATIONAL. 18a ed. Estados Unidos de América: Association of Official Analytical Chemists. 942.15 (37.1.37) p 10, 981.12 (32.1.20) p12, 932.12 (37.1.15) p 7.
2. Badarinath AV, Rao KM, Chetty CM, Ramkanth S, Rajan TV, Gnanaprakash K. Revisión de métodos antioxidantes in vitro : Comparaciones, correlaciones y consideraciones. Int J PharmTech Res 2010;2(2):1276-85.
3. Resat A, Kubilay G, Mustafa O, Esin CS. Mecanismo de los ensayos de capacidad antioxidante y el ensayo CUPRAC (capacidad antioxidante reductora del ión cúprico). Artículo original, Microchim Acta 2008;160:413-9.
4. Aguirre A., Vallejo-Marín M., Piedra- Malagón M. E., Cruz-Ortega R. AND Dirzo R. 2008, Morphological variation in the flowers of Jacaratia mexicana A. DC. (Caricaceae), a subdioecious tree. Plant Biology: 1-8.
5. Aguirre, A., Vallejo-Marín, M., Salazar-Gorozieta, L., Arias, D. M., & Dirzo, R. (2006). Variation in Sexual Expression in Jacaratia mexicana (Caricaceae) in Southern Mexico: Frequency and Relative Seed Performance of Fruit-Producing Males. Biotropica, 39(1), 79-86. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2006.00230.x>
6. Almaraz, N., Ávila, J. A., Delgado, E. A., Naranjo, N., & Herrera, J. (2006). El metabolismo secundario de las plantas, un nuevo concepto.
7. Altendorf, S. (2017). Perspectivas mundiales de las principales frutas tropicales. In Perspectivas, retos y oportunidades a corto plazo en un mercado pujante.
8. Altendorf, S. (2018). Frutos tropicales menores. Perspectivas alimentarias , 1 (1), 67-75.
9. Álvarez, M. B. (2016). Caracterización, capacidad antioxidante y perfil fenólico de frutas subtropicales producidas y comercializadas en la costa de Granada-Málaga (Doctoral dissertation, Universidad de Granada).
10. Álvarez-Hernández, J. C., Castellanos-Ramos, J. Z., & Aguirre-Mancilla, C. L. (2019). Exploración y caracterización de poblaciones de Carica papaya y

- Jacaratia mexicana: Particularidades de frutos. Polibotánica, (48), 43–57.
<https://doi.org/10.18387/polibotanica.48.4>
11. Álvarez-Hernández, J., Castellanos-Ramos, J., & Aguirre-Mancilla, C. (2019). EXPLORACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE POBLACIONES DE Carica papaya Y Jacaratia mexicana: PARTICULARIDADES DE FRUTOS. Polibotánica, 0(48). <https://doi.org/10.18387/polibotanica.48.4>
 12. Aradhya M. K., Manshardt R. M., Zee F. and Morden C.W. 1999. A phylogenetic analysis of the genus Carica L. (Caricaceae) based on fragment length variation in a cpDNA intergeneric spacer region. Genet. Crop Evol. 46:579-586.
 13. Aurand, L.W., Woods, A.E., Wells, M.R. (1987). Food Composition and Analysis. An AVI Book, New York.
 14. Badillo, VM, 1993. Caricáceas. Segundo Esquema. Rev. Fac. Agrón. Univ. Centavo. Venezuela 43, 1–111.
 15. Badillo, VM, 2000. Vasconcellea St.Hill. (Caricácea) con la rehabilitación de este del mes pasado. Ernstia 10, 74-79.
 16. Balcazar, p.m.r, 1945. estudio comparativo entre la mexicana y la papaína en preparaciones purificadas y cristalinas. Tesis profesional (Q. B. P) I.P.N, E.NCB México. 20p
 17. Bautista, R. A, 200. Contribución al conocimiento de las plagas que atacan a la llama (Annona diversifolia, Saff), Nanche (bysonima crassifolia (L). HBK), Bonete (Jacaratia mexicana Dc.) ciruela mexicana (spondias purpurea L.). tesis profesional. Biología. ENEP-I, México. 68p.
 18. bioavailability and effects on health. Natural product reports, 26(8), 1001-1043.
 19. Bullock S.H. 2002. Jacaraia mexicana A. DC. (Caricaceae). Bontte. In: Noguera F. A., Vega- Rivera J.H., García- Aldrete A. N. y Q uezada M. (Eds), Historia natural de Chamela. Instituto Nacional de Biología, UNAM, México DF. Pp155-157.
 20. Carvalho, F. A., & Renner, S. S. (2012). A dated phylogeny of the papaya family (Caricaceae) reveals the crop's closest relatives and the family's

- biogeographic history. *Molecular Phylogenetics And Evolution*, 65(1), 46-53.
<https://doi.org/10.1016/j.ympev.2012.05.019>
21. Carvalho, F. A., & Renner, S. S. (2012). A dated phylogeny of the papaya family (Caricaceae) reveals the crop's closest relatives and the family's biogeographic history. *Molecular Phylogenetics And Evolution*, 65(1), 46-53.
<https://doi.org/10.1016/j.ympev.2012.05.019>
 22. Carvalho, F.A. & S.S. Renner. 2012. A dated phylogeny of the papaya family (Caricaceae) reveals the crop's closest relatives and the family's biogeographic history. *Mol. Phylogenet. Evol.* 65: 46-53.
 23. Carvalho, F.A. 2015. Caricaceae (inédito). In: Davidse, G., M. Sousa Sánchez, S. Knapp & F. Chiang. 2015. *Flora Mesoamericana* 2(3). <http://www.tropicos.org/Name/42000126?projectid=3> (consultada el 1 de febrero del 2016).
 24. Castañeda-Aguillón, M., Huerta M L., Hernández A. y Salazar, V. 1948. "evolución de la actividad proteolítica del látex (mexicana) durante el desarrollo del fruto de guayote (*Persea mexicana*)". En *anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*. México 5:87-91.
 25. Castañeda-aguillón, M., Huerta M L, Hernández A. y Salazar. V. 1948. "Evolución de la actividad proteolítica del latex (mexicana) durante el desarrollo del fruto de cuagayote (*Persea mexicana*)". En *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*, México 5: 87-91.
 26. Charles, D. J. (2012). *Antioxidant properties of spices, herbs and other sources*. Springer Science & Business Media.
 27. Cortez, E. B., Alvarado-Cárdenas, L. O., & Fonseca, R. M. (2017). *Flora de Guerrero: Caricaceae* / Ericka B. Cortez, Leonardo O. Alvarado-Cárdenas.
 28. Crozier, A., Jaganath, I. B., & Clifford, M. N. (2009). Dietary phenolics: chemistry,
 29. Díaz Luna, C.L y Lomelí-Sención J.A. 1997. *Fanerógamas. Familia Caricaceae*. *Flora de México*. Consejo de la Flora de México, México. 7(1):1-22.

30. Everette, J. D., Bryant, Q. M., Green, A. M., Abbey, Y. A., Wangila, G. W. & Walker, R. B. (2010). Thorough study of reactivity of various compound classes toward the Folin-Ciocalteu reagent. *J. Agric. Food Chem.* 58, 8139-8144. DOI 10.1021/jf1005935
31. FAO 2010. Statistical yearbook.
<http://www.fao.org/3/am081m/am081m00.htm>
32. Francis F. 1980. Color quality evaluation of horticultural crops. *HortScience* 15:14- 16.
33. G., A.O. Ademosun, M. Akinleye, O.S. Omojokun, A.A. Boligon, and M.L. Athayde. 2015. Starch composition, glycemic indices, phenolic constituents, and antioxidative and antidiabetic properties of some common tropical fruits. *J. Ethnic Foods* 2:64–73.
34. García, A. J. 1976. Desarrollo de un método desecado por túnel para latex y jugos con actividad proteolítica. Tesis profesional (IBQ) IPN. ENCB. México, 56p
35. Gepts, P. (2008) Tropical environments, biodiversity, and the origin of crops. In: Moore, P. and Ming, R. (eds) *Genomics of Tropical Crop Plants*. Springer, New York, pp. 1–20.
36. Goff S , Klee J . 2006 . Plant volatile compounds: Sensory cues for health and nutritional value? *Science* 311 : 815 - 9 .
37. Grijalva P. A. 2006. Flora útil etnobotánica de Nicaragua. MARENA-ARAUCARIA Managua, Nicaragua. Pp 82-83.
38. Hart F. L. (1991). *Análisis moderno de los alimentos*. Acribia. Zaragoza (España).
39. Hernández-Montiel, L. G., Lara-Capistrán, L., & Zulueta-Rodríguez, R. (2021). La papaya de montaña y sus usos potenciales. *La Ciencia y el Hombre*, 35(1), 3–6.
https://www.researchgate.net/publication/357645231_LA_PAPAYA_DE_MONTANA_Y_SUS_USOS_POTENCIALES

40. Hobson, G. E. 1993. Maduración del fruto. Capítulo 23. En: Fisiología y Bioquímica Vegetal. Ed. Interamericana, Mc Graw-Hill. Madrid, España. Pp. 463-478.
41. Holden JM, Harnly JM, Beecher CR.(2003). Composición de los alimentos. Conocimientos actuales sobre nutrición. En. Bowmann BA, Russell RM. Washington: ILSI, 2003:645-657.
42. Hui, Y. H., Chen, F., & Nollet, L. M. L. (2010). Handbook of Fruit and Vegetable Flavors. Wiley.
43. Iturbide, F., & Sandoval, J. (2011). Análisis de alimentos fundamentos y técnicas. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Química, México.
44. Jakobek, L., M. Seruga, B. Seruga, I. Novak, and M. Medvidovic-Kosanovic. 2009. Phenolic compound composition and antioxidant activity of fruits of Rubus and Prunus species from Croatia. Intern. J. Food Sci. Technol. 44:860–868.
45. Jakobek, L., M. Seruga, B. Seruga, I. Novak, and M. Medvidovic-Kosanovic. 2009. Phenolic compound composition and antioxidant activity of fruits of Rubus and Prunus species from Croatia. Intern. J. Food Sci. Technol. 44:860–868.
46. Jiménez de Loera, M. (2012). Análisis nutrimental y fitoquímico de pulpa y semillas de Jacaratia mexicana [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México]. <https://ru.dgb.unam.mx/bitstream/20.500.14330/TES01000742949/3/0742949.pdf>
47. Kerber, E. 1883. Fanerógamas. Familia Caricaceae. Flora de México. Consejo de la Flora de México. México. 7(1): 1-22.
48. Kirk Ronald S., Sawyer Ronald, Egan Harol. (1991) Composición y Análisis de los Alimentos de Pearson; Editorial Continental; Págs. 25 – 50.
49. Knee M . 2002 . Fruit Quality and Its Biological Basis . Boca Raton, FL : Sheffi eld Academic Press . Nimse, S.B., and D. Pal. 2015. Free radicals, natural

- antioxidants, and their reaction mechanisms. Royal Soc. Chem. Adv. 5:27986–28006.
50. Kozikowski, A., Tückmantel, W., Böttcher, G., & Romanczyk, L. (2003). Studies in Polyphenol Chemistry and Bioactivity. 4.1 Synthesis of Trimeric, Tetrameric, Pentameric, and Higher Oligomeric Epicatechin-Derived Procyanidins Having All-4 β ,8-Interflavan Connectivity and Their Inhibition of Cancer Cell Growth through Cell Cycle Arrest¹. The Journal of Organic Chemistry, 68(5), 1641-1658. doi: 10.1021/jo020393f
 51. Kubitzki K. 2003. Caricaceae. In: Kubitzki K. y Bayer C., eds. The families and genera of vascular plants. Vol. 5. Springer-Verlag. Berlin. P.57-61.
 52. Leal F. 199. Acerca de la historia taxonomía de las papayas y sus parientes silvestres, In: Memorias del Primer Taller Internacional sobre Caricaceae. Ed. Leal F. y Geo Coppens d'Eeckenbrugge. FRONTAGRO-IICA. Cali, Colombia. Pp.2-10.
 53. Litz R.E. 2005. Caricaceae. In: Biototechnology of fruit and nut crops. CAB international. Pp 173-197.
 54. Llamas, B.G., 1972 Investigaciones comparativas del látex de papaya y cuaguayote desde un punto de vista industrial. Tesis de licenciatura. IBQ. ENCB. México. 30p.
 55. Lomelí- senci3n J.A. 1998. Flora del valle de Tehuac3n- Cuicatj3n. Fasc3culo 21. Caricaceae Durmort. UNAM M3xico D.F. 10p.
 56. L3pez, V. E y Xolalpa. S. 1997. A males...remedios. Padecimientos y plantas medicinales. Gu3a M3xico Desconocido. No.34. septiembre. 37p.
 57. Lorence, DH, Colin, RT, 1988. Carica cnidoscoloides (sp. nov.) y sect. Holostigma (sect. nov.) de Caricaceae del sur de M3xico. Sistema. Bot. 13, 107–110.
 58. Mart3nez D. M. G., 1989. Estudio bioqu3mico y enzim3tico durante la maduraci3n de los frutos de papaya (Carica papaya) y cuaguayote (Pileus mexicanus). Tesis profesional. IBQ. ENCB. M3xico.
 59. Martinez, M. 1959. plantas 3tiles de M3xico, ediciones botas. M3xico. Pp. 184-186.

60. Moreno N. P. 1980. Flora de Veracruz: Caricaceae. Fascículo 10. Instituto Nacional de Investigadores sobre Recursos Bióticos. Xalapa, México. 20p.
61. Moreno, N.P. 1980. Fenerógamas. Familia Caricaceae. Flora e México. Consejo de la Flora de México, México, 7(1):1-22.
62. Morshidi M. 1996. Genetic Variability in *Carica papaya* and its related taxa. Dissertation submitted to the University of Hawaii, Honolulu. 282p.
63. Nimse, S.B., and D. Pal. 2015. Free radicals, natural antioxidants, and their reaction mechanisms. Royal Soc. Chem. Adv. 5:27986–28006.
64. Olivares Santillán, E. (2003). Evaluación de la calidad del fruto de *Jacaratia mexicana* A.DC. (Bonete) [Tesis para obtener el título de BIOLOGO]. UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO.
65. Olivares Santillan, Elisa. (2003). "Evaluación de la calidad del fruto de *Jacaratia Mexicana* ADC (Bonete)". (Tesis de Licenciatura). Universidad Nacional Autónoma de México, México. Recuperado de <https://repositorio.unam.mx/contenidos/435169>
66. Oliver S. M. C, 1999. Purificación, caracterización y cristalización de la Proteasa cisteínica del látex de *Pileus mexicanus*. Tesis de Doctorado. Especialidad en Alimentos. ENBC. IPN. México 145p.
67. Olson, ME, 2002. Relaciones intergenéricas dentro del clado Caricaceae-Moringaceae (Brassicales) y posibles sinapomorfias morfológicas del clado y sus familias. En t. J. Ciencia vegetal. 163, 51–65.
68. Pearson. D; (1993). Técnicas de laboratorio para el análisis de alimentos; Acribia, S.A. Zaragoza (España).
69. Pereira-Netto, A. B. (2018). Tropical Fruits as Natural, Exceptionally Rich, Sources of Bioactive Compounds. International Journal Of Fruit Science, 18(3), 231-242. <https://doi.org/10.1080/15538362.2018.1444532>
70. Rebollo, D, López R. y Céliz. R. 1987. Investigaciones preliminares acerca de la pectina de cuaguayote (*Pileus mexicanus*). La agroindustria en México. UACH. Programa de integración agricultura-Industrial. Vol. II. Pp:673-681.
71. Rodríguez, J. L.S. y Espinoza, G. J. 1995. Florida del Bajío y de Regiones Adyacentes. Fascículo VI complementario. Listado Florístico del Estado de

Michoacán. Sección I. (gymnospermae; angiospermae; acanthaceae-Compamelinaceae). Folleto.

72. Romero Rodriguez, J.A. (2013). MANEJO Y CONSERVACIÓN DE GERMOPLASMA DE LA FAMILIA CARICACEAE. COLEGIO DE POSGRADUADOS CAMPUS MONTECILLO.
73. Rufino, M.S.M., R.E. Alves, E.S. De Brito, J. Pérez-Jiménez, F. Saura-Calixto, and J. Mancini- Filho. 2010. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. *Food Chem.* 121:996–1002.
74. Rufino, M.S.M., R.E. Alves, E.S. De Brito, J. Pérez-Jiménez, F. Saura-Calixto, and J. Mancini Filho. 2010. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. *Food Chem.* 121:996–1002.
75. Sánchez, L. E. C., BAÑUELOS, M. C. J., CASTILLO, J. M., PACHECO, W. L. C., & LANZA, R. A. A. O. (2021). Frutales nativos de la península de Yucatán: hacia una colección más exhaustiva del Jardín Botánico Regional “Roger Orellana”. Desde El Herbario CICY, 13, 168–173, 2021.
76. Sanchez, M. A y Gavarron, F.F. 1946. “Acción de la papaina y la mexicana sobre el fibrinógeno”. En *Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, México*. 4(2 y 3): 181-197.
77. Sánchez-Rangel, J. C., Benavides, J., Heredia, J. B., Cisneros-Zevallos, L. & Jacobo-Velázquez, D. A. (2013). The Folin-Ciocalteu determination. *Analytical Methods* 5, 5990-5999. DOI 10.1039/ C3AY41125G.
78. Saza, M. (2007). Taninos o polifenoles vegetales. *Scientia et Technica*, 1(33), 13-18. Croteau, R., Kutchan, T. M., & Lewis, N. G. (2000). Natural products (secondary metabolites). *Biochemistry and molecular biology of plants*, 1250-1318.
79. Sessé, M. y J.M. Mociño. 1887. Fanerógamas. Familia Caricaceae. *Flora de México. Consejo de la Flora de México, México*. 7(1):1-22.
80. Sistrunk, W. A, Y Moore J.N. 1988. Calidad. Cap. 17. Ed. Trillas. México 367-375.
81. Ulrich, R. 1970. Organic acids. Vol. i. Academic press, N.Y. pp. 89-118.

82. Watson L. and Dallwitz M.J. 1992. The familia of flowering plants: descriptions, illustrations, identification, and information retrieval.
83. Westernbrink S, Oseredczk M, Castanheira I, Roe M. (2009). Food composition databases: The EuroFIR approach to develop tools to assure the quality of the data compilation process. *Food Chem* 2009; 113 (3):759-767.
84. Williams, D., J. Edwards, D. Pun, S. Chaliha, M. Burren, B. Tinggi, U. and Sultanbawa, Y. 2016. Organic acids in Kakadu plum (*Terminalia ferdinandiana*): The good (ellagic), the bad (oxalic) and the uncertain (ascorbic). *Food Research International* 89:237-244.
85. Williams, D., J. Edwards, D. Pun, S. Chaliha, M. Burren, B. Tinggi, U. and Sultanbawa, Y. 2016. Organic acids in Kakadu plum (*Terminalia ferdinandiana*): The good (ellagic), the bad (oxalic) and the uncertain (ascorbic). *Food Research International* 89:237–244.
86. Yahia M E. 2010. The contribution of fruit and vegetable consumption to human health. In LA de la Rosa E, Alvarez-Parrilla G A, Gonzalez-Aguilar. *Fruit and vegetable phytochemicals USA: Wiley-Blackwell* p 31–51.
87. Zulueta-Rodríguez, R., Hernández-Montiel, L. G., Murillo-Amador, B., & Alemán-Chávez, I. (2015). Supervivencia y crecimiento de plántulas de *Jacaratia mexicana* inoculadas con hongos micorrízicos arbusculares dentro de un bosque tropical seco. *Madera y Bosques*, 21(3), 161–167. <https://doi.org/10.21829/myb.2015.2131476>
88. Tovar del Río, J. (2013). Determinación de la actividad antioxidante por DPPH y ABTS de 30 plantas recolectadas en la ecoregion cafetera.
89. Re R., Pellegrini Ni., Proteggente A., Pannala A., Yang M., Rice-Evans C. (1999)., Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*; 26: 1231–1237.
90. Badarinath, AV, Rao, KM, Chetty, CMS, Ramkanth, STVSR, Rajan, TVS y Gnanaprakash, K. (2010). Revisión de métodos antioxidantes in vitro: comparaciones, correlaciones y consideraciones. *Revista Internacional de Investigación en Tecnología Farmacéutica* , 2 (2), 1276-1285.

91. Apak, R., Güçlü, K., Özyürek, M. y Çelik, SE (2008). Mecanismo de los ensayos de capacidad antioxidante y el ensayo CUPRAC (capacidad antioxidante reductora del ión cúprico). *Microchimica acta* , 160 , 413-419.
92. Dontha, S. (2016). A review on antioxidant methods. *Asian J. Pharm. Clin. Res*, 9(2), 14-32.
93. Harrington J. F. (1972) Seed storage longevity. In: Seed Biology. T. T. Koslowsky (ed.), Academic Press, New York. Vol. 3. pp:145-245.
94. Silva L. J., D. C. F. S. Dias, L. A. S. Dias y P. C. Hilst (2011) Calidad fisiológica de semillas de *Jatropha curcas* L. cosechadas en diferentes etapas de desarrollo. *Seed Science and Technology* 39:572-580.

ANEXOS

NaOH 1N

Se pesó 0.4 g de hidróxido de sodio (NaOH), se disolvió con 60 mL de agua destilada en un vaso de precipitado de 100 mL con agitación magnética. Se aforó a 100 mL con agua destilada.

Vitamina C

Preparación de estándar de ácido ascórbico (1,000 ppm)

Se peso 100 mg de ácido ascórbico, se disolvió aproximadamente con una solución de 80 mL de ácido oxálico (4 % en agua destilada) con agitación magnética y luego, se aforo a 100 mL con ácido oxálico al 4 %.

Dilución de ácido ascórbico (100 ppm)

Se tomo una alícuota de 10 mL de solución estándar (1,000 ppm) y aforar a 100 mL con ácido oxálico 4 % y se mezcló.

Se tomó una alícuota de 5 mL de la solución diluida (100 ppm de ácido ascórbico) y colocar en un matraz Erlenmeyer de 25 mL, se añadió 10 mL de ácido oxálico al 4 % y valorar con el colorante (2.6 – diclorofenolindofenol) hasta el cambio de color. Se registró el volumen de consumo del colorante.

Colorante 2,6- diclorofenolindofenol

Se pesó 42 mg de bicarbonato de sodio, se disolvió en 50 mL de agua destilada con agitación magnética. En la anterior solución, se añadió 52 mg de 2,6 diclorofenolindofenol y se disolvió con agitación magnética. La solución se aforó a 250 mL con agua destilada. El colorante se almacenó a 4 °C en un frasco color ámbar.

Proteína Kjeldahl

HCl 0.1N

Medir con pipeta, 0.8 mL de ácido clorhídrico aforado a 100 mL con agua destilada. Almacenar en refrigeración no más de 8 días.

Ácido bórico 4% (al inicio de la destilación)

20 g de ácido bórico, disolver en 250 mL de agua destilada y aforado a 500 mL con agua destilada. Almacenar en recipiente de vidrio.

NaOH 1:1

125 g de NaOH aforado a 250 mL con agua destilada.

Indicador Shiro-Tashiro

Disolver 0.2 g de rojo de metilo en 60 mL de alcohol y aforar a 100 mL con agua.

Disolver 0.2 g de azul de metileno en 60 mL de agua destilada y aforar a 100 mL con agua destilada.

Mezclar 2 partes de rojo de metilo (100 mL) y 1 de azul de metileno (50 mL).

Almacenar en un frasco de vidrio cubierto con papel aluminio en refrigeración.

Extracto

Solución metanol acuoso (80 %)

Se vierte 20 mL de agua destilada a un matraz aforado de 100 mL y aforar con metanol absoluto. El disolvente se almacenó a -20 °C.

Contenido de fenoles totales

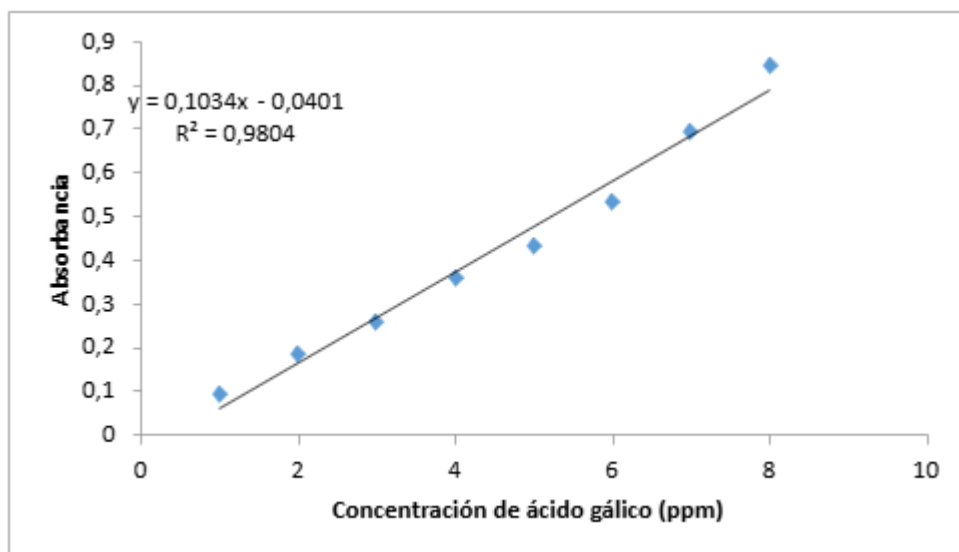
Reactivo Folin-Ciocalteu (1 N)

Se midió 5 mL de reactivo Folin-Ciocalteu (2 N) con una probeta de 10 mL, se depositó en un tubo centrífugo de 15 mL y luego se agregó 5 mL de agua destilada. La solución se mezcló por pocos segundos en el vortéx y el tubo con el reactivo se cubrió con papel aluminio y se almacenó en refrigeración hasta su uso.

Carbonato de sodio (20 % p/v)

Se pesaron 5 g de carbonato de sodio en un vaso precipitado de 50 mL, se mezcló con 15 mL de agua destilada usando una placa de agitación durante 20 min. Una vez disuelto el reactivo, se aforó a 25 mL con agua destilada.

Curva de calibración para contenido de fenoles totales



Preparación curva de calibración ABTS

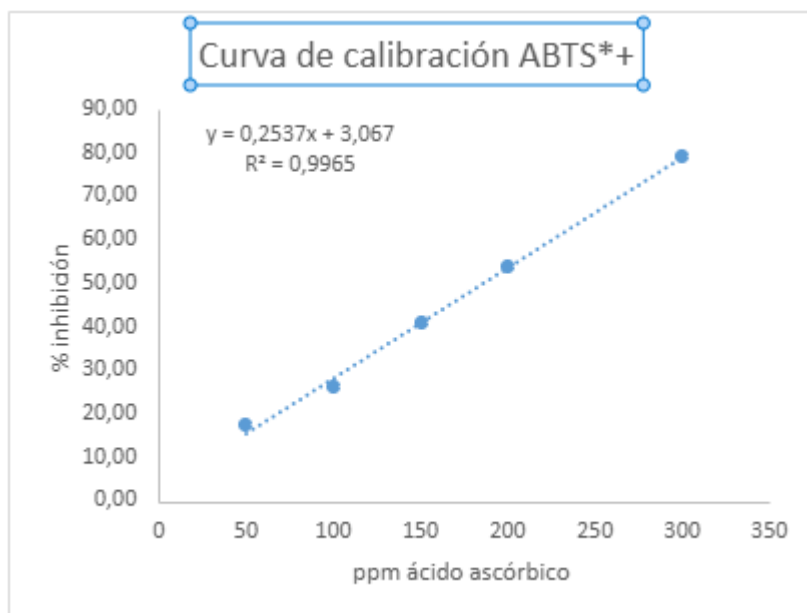
Preparación de la solución madre (SM) de ácido ascórbico (500 pm)

Se pesaron 0.05 g de ácido ascórbico en un vaso precipitado de 100 mL, se disolvieron en 50 mL con agua destilada con agitación magnética y luego, la solución se aforó a 100 mL con agua destilada.

Preparación de soluciones diluidas de ácido ascórbico a partir de la solución madre (500 ppm)

- 50 ppm = 500 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 100 ppm = 1,000 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 150 ppm = 1,500 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 200 ppm = 2,000 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 300 ppm = 3,000 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.

Por cada concentración se realizó por triplicado. Se registrará la absorbancia después de 30 min de reacción con el radical ABTS. SE HIZO UNA MEDICIÓN A LOS 30 MIN.



MÉTODO CUPRAC

CuCl₂·2H₂O (cloruro de cobre II) (10⁻² M). PREPARACIÓN RECIENTE

Se pesó exacto 0.17048 g en un vaso precipitado de 100 mL, se disolvió con 50 mL de agua destilada bajo agitación magnética durante 20 min a 25 °C (protegido de la luz) y, luego la solución se afora a 100 mL con agua destilada.

Buffer de acetato de amonio (pH=7.0) (NH₄Ac). REFRIGERAR.

Se pesó exacto 7.708 g en un vaso precipitado de 100 mL, se disolvió con 60 mL de agua destilada bajo agitación magnética durante 20 min a 25 °C y, luego la solución se afora a 100 mL con agua destilada.

Neocuproína 7.5 × 10⁻³ M PREPARACIÓN RECIENTE.

Se pesó 0.039 g de Neocuproína en un vaso precipitado de 25 mL, se disolvió con 15 mL de etanol (96 %) bajo agitación magnética durante 10 min a 25 °C y, luego la solución se afora a 25 mL con etanol (96 %).

CURVA DE CALIBRACIÓN CUPRAC

Preparación de la solución madre (SM) de ácido ascórbico (500 pm)

Se pesaron 0.05 g de ácido ascórbico en un vaso precipitado de 100 mL, se disolvieron en 50 mL con agua destilada con agitación magnética y luego, la solución se aforó a 100 mL con agua destilada.

Preparación de soluciones diluidas de ácido ascórbico a partir de la solución madre (500 ppm)

- 50 ppm = 500 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 100 ppm = 1,000 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 200 ppm = 2,000 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 400 ppm = 4,000 μ L SM aforado a 5mL con agua destilada.
- 500 ppm = 5,000 μ L SM .

Por cada concentración se realizó por triplicado. Se registrará la absorbancia después de 7 min de reacción con el radical ABTS. SE HIZO UNA MEDICIÓN A LOS 30 MIN.

