



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NAYARIT
MAESTRÍA EN CIENCIAS BIOLÓGICO AGROPECUARIAS

**EXTRACCIÓN CON ULTRASONIDO Y SU EFECTO SOBRE LAS PROPIEDADES
FUNCIONALES Y ESTRUCTURALES DEL ALMIDÓN DE FRUTOS DE
GUANÁBANA (*Annona muricata* L.)**

TESIS

**Presentada como requisito parcial para la obtención del grado de
Maestría en Ciencias en el Área de Ciencias Agrícolas**

PRESENTA

Ing. Gabriel Ramírez Balboa

DIRECTOR DE TESIS

Dr. Rosendo Balois Morales

COORDIRECTOR DE TESIS

Dr. Juan Esteban Bello Lara

Nayarit. Enero, 2020.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NAYARIT
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICO AGROPECUARIAS

CBAP/002/2020.

Xalisco, Nayarit; 15 de enero de 2020.

M.C. GLORIA MACHAIN IBARRA
DIRECTORA DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
NIVEL SUPERIOR Y POSGRADO
P R E S E N T E.

Con base al oficio de fecha 02 de diciembre de 2019, enviado por los **CC. Dr. Rosendo Balois Morales, Dr. Juan Esteban Bello Lara, M.C. Yolotzin Apatzingan Palomino Hermosillo y Dr. Pedro Ulises Bautista Rosales**, donde se indica que el trabajo de tesis cumple con lo establecido en forma y contenido, y debido a que ha finalizado con los demás requisitos que establece nuestra institución, se autoriza al **Ing. Gabriel Ramírez Balboa**, continúe con los trámites necesarios para la presentación del examen de grado de Maestría en Ciencias Biológico Agropecuarias en el Área de Ciencias Agrícolas.

Sin más por el momento, reciba un cordial saludo.

Atentamente
"Por lo Nuestro a lo Universal"

Dr. Juan Diego García Paredes
Coordinador del Posgrado



C.c.p.- Expediente
&mefm



Tepic, Nayarit 02 de diciembre de 2019.

Dr. Juan Diego García Paredes
Coordinador del Posgrado en
Ciencias Biológico Agropecuarias
Universidad Autónoma de Nayarit
PRESENTE

Los suscritos, integrantes del Comité Tutorial del Ing. **Gabriel Ramírez Balboa**, declaramos que hemos revisado la tesis titulada "**Extracción con ultrasonido y su efecto sobre las propiedades funcionales y estructurales del almidón de frutos de guanábana (*Annona muricata* L.)**" y aprobamos que puede ser presentada para aspirar al grado de Maestro en Ciencias Agrícolas.

Comité tutorial



Dr. Rosendo Balois Morales
Director



Dr. Juan Esteban Bello Lara
Co-director



M.C. Yolotzin Apatzingan
Palomino Hermosillo
Asesor



Dr. Pedro Ulises Bautista Rosales
Asesor





DEDICATORIAS

Y sé que el día que tus ojos cierren para siempre, mi vida se ira contigo. Pero, debes saber que nuestras almas estarán unidas por la eternidad y que en mi mente y corazón siempre estarás, así que en vida te digo, mi amor hacia ti es el más puro...el más transparente, que sin dudarlo mi vida la daría solo para mantenerte a salvo.

Dedicada a la que es mi vida entera, a la mujer más hermosa que he visto.

Te amo mamá.



AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la oportunidad de vivir, de continuar con mis propósitos de vida y por estar conmigo cuando más lo necesito.

A mi familia, por todos los apoyos incondicionales que me han dado, por creer y confiar en mí.

A mi padre **Gabriel Ramírez López** por sus enseñanzas y consejos que siempre me ha dado, por ser un padre ejemplar que siempre admiraré y respetaré.

A mi Hermano **Antonio Ramírez Balboa**, porque no existe alguien mejor que él, por ser la pieza que completa mi vida.

Al Doctor **Rosendo Balois Morales**, por ser el responsable de mi conocimiento adquirido, por todas las herramientas que me dio para ser maestro en ciencias, por ser un amigo y director al mismo tiempo, por todos los momentos de risa que pasamos por el cual siempre lo recordaré y viviré agradeciéndole por esta gran oportunidad.

A la Universidad Autónoma de Nayarit por abrirme las puertas de sus instalaciones para poder realizar la investigación a través del posgrado de ciencias Biológico Agropecuarias y Pesqueras.

A CONACYT por la beca de manutención que me brindo durante los dos años de mi maestría.

A mis amigos Yilmar y Cindy que me ayudaron con su conocimiento en parte de mi investigación, así mismo, mis amigos Miguel, Alex, Anadeli, Paloma y Jorge por su apoyo y hacer de mi estancia más agradable.



ÍNDICE GENERAL

Contenido	Pagina
DEDICATORIAS	iv
AGRADECIMIENTOS	v
ÍNDICE DE CUADROS	x
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
RESUMEN	1
ABSTRACT	2
1 INTRODUCCIÓN	4
2 JUSTIFICACIÓN	6
3 HIPOTESIS	7
4 OBJETIVOS	7
4.1 OBJETIVO GENERAL.....	7
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	7
5 REVISIÓN DE LITERATURA	8
5.1 Familia Annonaceae.....	8
5.2 Guanábana.....	8
5.2.1 Taxonomía de la guanábana.....	8
5.2.2 Morfología de la guanábana.....	9
5.2.2.1 Hojas.	9
5.2.2.2 Tallos.....	9
5.2.2.3 Flores.	9
5.2.2.4 Fruto.....	10
5.2.2.5 Semillas.....	10
5.2.3 Producción nacional de guanábana.	12



5.2.4 Valor nutricional de la guanábana.	13
5.3 Polisacáridos.	13
5.3.1 Almidón.	15
5.3.2 Funcionalidad del almidón.	16
5.3.3 Amilosa y amilopectina.	16
5.3.4 Función biológica del almidón.	18
5.3.5 Calidad del almidón.	19
5.3.6 Gelatinización del almidón como propiedad funcional.	20
5.3.7 Biosíntesis del almidón.	21
5.3.8 Biosíntesis de amilosa.	23
5.3.9 Biosíntesis de amilopectina y formación del gránulo de almidón.	23
5.3.10 Degradación del almidón en los plastidios.	24
5.4 interacción de almidón con otras biomoléculas.	25
5.5 Compuestos bioactivos.	25
5.6 Acetogeninas.	26
5.7 Extracción con ultrasonido.	27
5.8 Ultrasonido.	28
5.8.1 Tecnología de ultrasonido.	30
5.8.2 Ultrasonido: mecanismo y su efecto.	30
5.8.3 Aplicaciones del ultrasonido.	32
5.8.4 Efecto del ultrasonido sobre las propiedades funcionales del almidón.	33
5.8.4.1 Solubilidad y capacidad de hinchamiento.	33
5.8.4.2 Capacidad de absorción de agua.	34
5.8.4.3 Gelatinización.	34



5.8.5 Efecto del ultrasonido sobre las propiedades estructurales y morfológicas del almidón.....	35
5.8.5.1 Efecto del ultrasonido sobre los gránulos de almidón.	35
5.9 Principales parámetros a evaluar durante la extracción de componentes bioactivos asistida por ultrasonido.....	36
6 MATERIALES Y MÉTODOS	37
6.1 Material vegetal.....	37
6.2 Extracción de almidón de frutos de guanábana.	37
6.2.1 Extracción convencional.....	37
6.2.2 Extracción asistida por ultrasonido.....	37
6.3 Caracterización químico proximal de almidones de guanábana.	38
6.3.1 Humedad.....	38
6.3.2 Cenizas.	39
6.3.3 Proteína.....	39
6.3.4. Fibra total.	40
6.3.5. Carbohidratos totales.	41
6.4 Caracterización de las propiedades funcionales de almidones de guanábana. 42	
6.4.1 Índice de gelatinización.	42
6.4.2 Índice de absorción de agua, índice de solubilidad de agua e índice de hinchamiento.....	42
6.4.3 Contenido de amilosa y amilopectina.....	44
6.5 Caracterización estructural de almidón de guanábana.....	44
6.5.1 Microscopia electrónica de barrido.....	44
6.5.2 Tinción de lugol.	45
6.6 Validar la presencia de acetogeninas mediante una prueba cualitativa.	45



6.7 Diseño experimental.....	45
7 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	47
7.1 Rendimiento.	47
7.2 Gelatinización.....	48
7.3 Índice de absorción de agua (IAA), índice de solubilidad en agua (ISA) y índice de hinchamiento (IH).	49
7.4 Tinción de Lugol.	51
7.5 Amilosa y amilopectina.....	52
7.6 Microscopía electrónica de barrido.....	54
7.7 Químico proximal.	56
7.8 Determinación de acetogeninas.....	60
8 CONCLUSIONES.....	61
9 LITERATURA CITADA.....	63



ÍNDICE DE CUADROS

Contenido	Página
Cuadro 1. Principales estados productores de guanábana a nivel nacional.	12
Cuadro 2. Principales municipios productores de guanábana en Nayarit	12
Cuadro 3. Características de los polisacáridos.	14
Cuadro 4. Clasificación de algunos polisacáridos, de acuerdo con su fuente natural y función.....	15
Cuadro 5. Clasificación del Ultrasonido.....	29
Cuadro 6. Mecanismos de acción del Ultrasonido.	31
Cuadro 7. Aplicaciones del ultrasonido en la industria de los alimentos.	32
Cuadro 8. Parámetros a evaluar durante la extracción asistida por ultrasonido	36
Cuadro 9. Tratamientos de extracción de almidón por ultrasonido.	46
Cuadro 10. Rendimientos y temperatura de gelatinización de las extracciones de almidón de guanábana.....	48
Cuadro 11. Índice de absorción y solubilidad de agua e índice de hinchamiento.	50
Cuadro 12. Contenido de amilosa y amilopectina.	53
Cuadro 13. Químico Proximal y fisicoquímicos (humedad y cenizas) de almidones de frutos de guanábana.	57
Cuadro 14. Químico Proximal y fisicoquímicos (proteína y fibra) de almidones de frutos de guanábana.	58
Cuadro 15. Químico Proximal y fisicoquímicos (Azúcares totales) de almidones de frutos de guanábana.	59
Cuadro 16. Determinación de la presencia de acetogeninas en almidones de frutos de guanábana.	60



ÍNDICE DE FIGURAS

Contenido	Pagina
Figura 1. Características morfológicas de la guanábana (<i>Annona muricata</i> L.).	11
Figura 2. Enrollamiento helicoidal de la amilosa.	17
Figura 3. Estructura química de la amilopecta.	17
Figura 4. Gelatinización del almidón.	20
Figura 5. Formación de la amilosa y la amilopectina.....	22
Figura 6. Comportamiento de las burbujas durante la cavitación.....	30
Figura 8. Microfotografía de gránulos de almidón de guanábana.	52
Figura 9. Microscopia Electrónica de Barrido del almidón de guanábana.....	54
Figura 10. Gránulos fracturados de almidón de guanábana..	55
Figura 11. Microscopia Electrónica de Barrido de los almidones comerciales.	55

EXTRACCIÓN CON ULTRASONIDO Y SU EFECTO SOBRE LAS PROPIEDADES FUNCIONALES Y ESTRUCTURALES DEL ALMIDÓN DE FRUTOS DE GUANÁBANA (*Annona muricata* L.)

RESUMEN

El almidón es uno de los polisacáridos más utilizado en la industria alimentaria ya que es una excelente materia prima para modificar la textura y consistencia de los alimentos; en los productos hortofrutícolas es la principal fuente de almacenamiento de energía. Su extracción y caracterización de almidones provenientes de diferentes fuentes no convencionales, como lo es el fruto de guanábana, pueden ser una alternativa con propiedades funcionales y un amplio campo de aplicación en la industria alimentaria. El uso de tecnologías emergentes para asistir en la extracción, como el ultrasonido, le atribuye efectos sensoriales y propiedades funcionales mejoradas al producto final, por lo que el objetivo de esta investigación fue caracterizar las propiedades funcionales de almidones de frutos de guanábana por extracción asistida y convencional, así como determinar la presencia de acetogeninas. En la extracción asistida se utilizó tres tiempos (10, 15 y 20 minutos) y tres potencias de ultrasonido (W) de 150, 225 y 300. Se cuantificó el rendimiento total, químico proximal (humedad, cenizas, proteínas, fibra total y azúcares totales), temperatura de gelatinización, el índice de absorción (IAA) y solubilidad de agua (ISA), índice de hinchamiento (IH), contenido de amilosa y amilopectina, tinción de lugol, presencia de acetogeninas y la morfología del granulo del almidón. El mayor rendimiento de extracción (ultrasonido) fue en condiciones de 10 minutos y 300 W (6.34%), el menor contenido de humedad fue de 0.0146% a 10 minutos y 300 W; las mayores cantidad de cenizas, proteína, fibra total y azúcares totales fueron los siguientes: 0.2169% a 15 minutos y 300 W; 2.162% a 15 minutos y 150 W; 19.762% a 15 minutos y 225 W; 0.63% a 15 minutos y 300 W, de igual manera a 20 minutos y 300 W, respectivamente; la temperatura de gelatinización se presentó a 10 minutos y 225 W (82.33 °C); los ISA se presentaron a 6.13±0.00% a condiciones de 10 minutos y 150 W; los IAA y el IH se presentaron en extracción convencional con



3.34±0.12% y 3.26±0.00% respectivamente; la mayor cantidad de amilosa fue de 35.10% en la extracción convencional y amilopectina fue de 76.00% a 15 minutos y 150 W; la tinción de lugol determino la presencia de amilosa en el almidón de guanábana por la coloración azul; así mismo, se observó el crecimiento de los gránulos por la absorción de agua; la morfología de los gránulos de los almidones extraídos mostraron formas circulares en diferentes tamaños con geometrías truncadas; se observaron acetogeninas (prueba cualitativa) en los dos métodos de extracción.

ABSTRACT

Starch is one of the most widely used polysaccharides in the food industry as it is an excellent raw material for modifying the texture and consistency of food; horticultural products is the main source of energy storage. Its extraction and characterization of starches from different unconventional sources, such as the fruit of soursop, can be an alternative with functional properties and a wide field of application in the food industry. The use of emerging technologies to assist in extraction, such as ultrasound, attributes sensory effects and enhanced functional properties to the final product, so the goal of this research was to characterize the functional properties of starches of soursop fruits by assisted and conventional extraction, as well as determine the presence of acetogenins. Three times (10, 15 and 20 minutes) and three ultrasound powers (W) of 150, 225 and 300 were used in assisted extraction. Total performance, proximal chemical (humidity, ash, proteins, total fiber and total sugars), gelatinization temperature, absorption rate (IAA) and water solubility (ISA), swelling index (HY), amylose and amylopectin, lugol tintion, presence of acetogenins and starch granule morphology. The highest extraction yield (ultrasound) was under conditions of 10 minutes and 300 W (6.34%), the lowest moisture content was 0.0146% to 10 minutes and 300 W; the highest amounts of ash, protein, total fiber and total sugars were as follows: 0.2169% to 151 300 W; 2.162% to 15 minutes and 150 W; 19.762% at 15 minutes and 225 W; 0.63% at 15 minutes and 300 W, equally at 20 minutes and 300 W, respectively; the gelatinization temperature was presented



at 10 minutes and 225 W (82.33 C); ISAs were presented at 6.13-0.00% in 10-minute and 150 W conditions; IAAs at 3.34-0.12% also IH at 3.26-0.00% both in conventional extraction; the highest amount of amylose was 35.10% in conventional extraction and amylopectin was 76.00% to 15 minutes and 150 W; the tintion of lugol determined the presence of amylose in soursop starch by the blue coloration; the growth of granules by water absorption was also observed; the morphology of the granules of the extracted starches showed circular shapes in different sizes with truncated geometries; acetogenins (qualitative test) were observed in the two extraction methods.



1 INTRODUCCIÓN

Los polisacáridos extraídos de diversas fuentes botánicas no convencionales, cobran gran interés para la industria, que hoy en día, buscan alternativas factibles para la elaboración de los alimentos, tal es el caso de los almidones (Chowdhury, 2014). Por sus características nutricionales y por ser el polisacárido más abundante en la naturaleza es muy utilizado en las industrias como un ingrediente funcional, ya que se utilizan como un agente regulador y estabilizador de la textura debido a sus propiedades espesantes y gelificantes (Torres *et al.*, 2013).

Los almidones son polisacáridos de reserva energética predominante en las plantas, estos se encuentran principalmente en los granos de cereales, tubérculos, frutas y en varias legumbres, por otro lado los almidones están presentes en forma de gránulos intracelulares compactados; la estructura y el tamaño del gránulo varían según la planta de la cual provienen; químicamente el almidón es un polisacárido semicristal compuesto por dos polímeros: la amilosa y la amilopectina de diferentes estructuras (Tovar, 2008). La amilosa es un polímero lineal de unidades de glucosa unidas por enlaces α (1-4), en el cual algunos enlaces α (1-6) pueden estar presentes; esta molécula no es soluble en agua, pero puede formar micelas hidratadas por su capacidad para enlazar moléculas vecinas por puentes de hidrógeno y generar una estructura helicoidal; mientras que la amilopectina es un polímero ramificado de unidades de glucosa unidas en un 94-96% por enlaces α (1-4) y en un 4-6% con uniones α (1-6). Dichas ramificaciones se localizan aproximadamente a cada 15-25 unidades de glucosa. La amilopectina es parcialmente soluble en agua caliente (Guan *et al.*, 2004; Torres *et al.*, 2013).

El almidón se organiza en gránulos cuyo tamaño, forma, morfología, composición y estructura supramolecular depende de la fuente botánica. Los gránulos de almidón tienen un aspecto característico, de modo que se puede identificar su origen con la ayuda del microscopio. Los tamaños varían y las formas pueden ser regulares (por ejemplo, esférica, ovoide o angulares) o bastante irregular (Singh, 2009; Eliasson, 2006).



Cuando los gránulos de almidón se calientan en presencia de agua sufren el proceso llamado gelatinización, el cual es, la interrupción del orden molecular dentro del gránulo, es decir, es un proceso de formación de una pasta, que comienza de modo gradual y se hace efectivo cuando alcanza una cierta temperatura (Rivas, 2009). Debido a la fuerza de los enlaces de hidrógeno de las cadenas de las moléculas constituyentes de los gránulos de almidón, estos son insolubles en agua fría, pero a medida que la temperatura se eleva, alcanzando la temperatura de gelatinización, los gránulos comienzan a absorber el agua, ocurriendo el rompimiento de éstos enlaces; la temperatura inicial de gelatinización es característica de cada almidón, pero usualmente se encuentra en un rango de 55 a 75°C (Coultate, 2009). El rango de gelatinización se refiere al rango de temperatura en la que todos los gránulos están completamente hinchados, pero este rango difiere para los diferentes almidones (Parker, 2001).

En virtud de que las fuentes convencionales más importantes para la extracción de este polisacárido son los granos de cereales como el maíz (*Zea mays*), trigo (*Triticum ssp*), arroz (*Oryza sativa*) y sorgo (*Sorghum ssp*); tubérculos como la papa (*Solanum tuberosum*), yuca (*Manihot esculenta*), boniato (*Manihot esculenta*) y sagú (*Metroxylon sagu*); encontrándose también en hojas, semillas de leguminosas y frutas (Betancur *et al.*, 2004), se busca fuentes no convencionales como alternativas para obtener almidones que presenten diversas características fisicoquímicas, estructurales y funcionales, que amplíen la gama de usos en la industria (Hernández-Medina *et al.*, 2008). Entre las materias primas que pueden ser utilizadas como nuevas fuentes de extracción de este polímero se encuentran los frutos tropicales y subtropicales tal como la guanábana.

La guanábana (*Annona muricata* L.) es originaria de los países del Caribe, Brasil y México, el fruto es de cáscara verde y sabor muy dulce; la pulpa es blanca, cremosa, carnosa, jugosa y ligeramente ácida; su composición principal es agua, con un alto valor calórico por la presencia de hidratos de carbono, aporte de minerales como el



calcio, fósforo, hierro, vitamina C y provitamina A (Agustín y Hernández, 2011); Nayarit es el principal estado productor de guanábana estableciendo una producción de 21,860.02 Ton (SIAP, 2018).

Se planteó la extracción y caracterización de almidón de frutos cosechados de árboles de guanábana (*Annona muricata* L.) cultivados en el estado de Nayarit, México.

2 JUSTIFICACIÓN

Nayarit es el principal estado productor de guanábana con una producción de 29,228.46 Ton (SIAP, 2018), presenta una vida de anaquel muy corta que dura de 4 a 6 días después de su cosecha; los frutos de guanábana que no reúnen índices de calidad como característica de consumo son desechados en su totalidad ocasionando pérdidas directas al productor y contaminación ambiental, sin embargo, estos desechos pueden ser utilizados de tal manera que se les pueda dar un valor agregado, de los cuales se le pueden extraer compuestos, tales como los polisacáridos principalmente los que se encuentran en la pulpa y cáscara, que pueden ser almidones y pectinas.

El almidón es uno de los polisacáridos más abundante en la naturaleza y es muy utilizado en las industrias como un ingrediente funcional, ya que se utilizan como un agente regulador y estabilizador de la textura y por sus propiedades espesantes y gelificantes (Torres *et al.*, 2013). Las investigaciones están en la búsqueda de nuevas alternativas tecnológicas para que su extracción sea más rápida, con poco gasto de energía y con un rendimiento mayor a las operaciones tradicionales, por lo que el ultrasonido (sonicación) se plantea como opción para extraer estos polisacáridos con propiedades similares a las comerciales. En esta investigación se determinarán las propiedades funcionales y estructurales de almidón de guanábana, extraído de manera convencional y asistida con ultrasonido.



3 HIPOTESIS

El uso de técnicas No convencionales es fuente potencial en el uso de la industria alimentaria; por lo que la aplicación, de por lo menos una técnica no convencional asistida con ultrasonido, se obtiene mayor rendimiento en la extracción de almidones de frutos de guanábana.

4 OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Determinar el rendimiento y características fisicoquímicas y químico proximal, además de caracterizar las propiedades funcionales y estructurales del almidón extraídos de frutos de guanábana asistido por ultrasonido.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar las propiedades fisicoquímicas y químico proximal del almidón extraído de frutos de guanábana
- Caracterizar las propiedades funcionales y estructurales del almidón extraído de frutos de guanábana.
- Validar la presencia de acetogeninas en almidón de guanábana mediante una prueba cualitativa de metabolitos secundarios.



5 REVISIÓN DE LITERATURA

5.1 Familia Annonaceae.

De la familia de las Annonaceae, solo cuatro contienen especies de importancia económica en la fruticultura moderna: *Annona*, *Rollinia*, *Uvaria* y *Asimia*; el género *Annona* es el más importante en la fruticultura, y contiene alrededor de 60 especies, muchas de ellas comestibles, incluyendo la anona, la chirimoya y la guanábana (Slaverria, 2001).

El género *Annona* producen frutos agradables para el consumidor además otras generan esencias utilizadas en perfumería como la *Cananga odorata* L., o en la aromatización del chocolate como la *Cymbopetalum penduliflorum* y muchas de ellas biosintetizan moléculas de potencial interés para la industria farmacéutica y para la agricultura, debido a sus actividades anticancerígenas, antimicrobianas e insecticidas (González-Esquinca *et al.*, 2016; Cortes *et al.*, 2014; Martínez-Vázquez y Estrada-Reyes, 2014).

5.2 Guanábana.

5.2.1 Taxonomía de la guanábana.

La guanábana (*Annona muricata* L.) es una de las anonáceas más apreciadas en México, el árbol de la guanábana es originario de los países del Caribe, Brasil y México (Agustín y Hernández, 2011). Los cambios en el color, la textura, el sabor y el aroma durante la maduración, están asociados con el climaterio; estos frutos también desarrollan cambios de sabor, oscurecimiento de cáscara y ablandamiento de la pulpa mediante la producción autocatalítica de etileno (Coêlho *et al.*, 2003).

A continuación, se presenta la clasificación taxonómica de la guanábana con base a datos de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) (Andrés y Andrés, 2011)



Reino: *Plantae*

Subreino: *Tracheobionta*

División: *Magnoliophytea*

Clase: *Magnoliopsida*

Subclase: *Magnoliidae*

Orden: *Magnoliales*

Familia: *Annonaceae*

Género: *Annona*

Especie: *Annona muricata*, L.

5.2.2 Morfología de la guanábana.

Según la información descrita por el Grupo de la Filogenia de las Angiospermas (Angiosperm Phylogeny Group, por sus siglas en inglés), son árboles, arbustos, raramente subarbustos o trepadoras, a veces con xilopodio (órganos de reserva), aromáticos, con indumento de pelos simples, estrellados o escamosos. La morfología de la guanábana esta descrita por Andrés y Andrés (2011) y Leiva *et al.*, 2018 ilustra las Características morfológicas de la guanábana (figura 1).

5.2.2.1 Hojas. Simples, enteras, alternas, dísticas, rara vez espirales, con nervadura craspedódroma a broquidódroma, sin estípulas; estomas paracíticos; idioblastos presentes, oleosos o mucilaginosos; astrosclereidas y osteosclereidas presentes.

5.2.2.2 Tallos. Con crecimiento secundario, presenta bandas tangenciales concéntricas continuas de parénquima y vasos pequeños, radios homogéneos a débilmente heterogéneos, uniseriados o más frecuentemente multiseriados.

5.2.2.3 Flores. Solitarias, pareadas o en fascículos, terminales, axilares o supraaxilares, apareciendo sobre troncos o ramas, raramente en serpollos subterráneos, perfectas o unisexuales, actinomorfas, hipóginas, frecuentemente



con una única bráctea adaxial. Receptáculo plano, hemisférico o cónico. Sépalos (2-)3(-4), en un verticilo, valvados o imbricados, libres o soldados al menos en la base, persistentes o caducos. Pétalos (0) 3-6 (-12), usualmente en dos verticilos de (2-)3 (-4) o en un verticilo, valvados o imbricados, libres o soldados en la base, usualmente alternisépalos, carnosos o coriáceos, raramente membranosos.

5.2.2.4 Fruto. Se comprende como un fruto múltiple, cada elemento carnoso o leñoso, dehiscente o indehiscente, sésil o estipitado, o bien compuesto (sincarpo) con numerosos carpelos uniseminados, o bien uniloculares y pluriseminados. Existe una enorme variedad de formas y tipos.

5.2.2.5 Semillas. Usualmente grandes y con arilo, con un surco periférico en los frutos en folículo dehiscente, endospermo abundante, ruminado, duro, oleoso, embrión pequeño y recto.

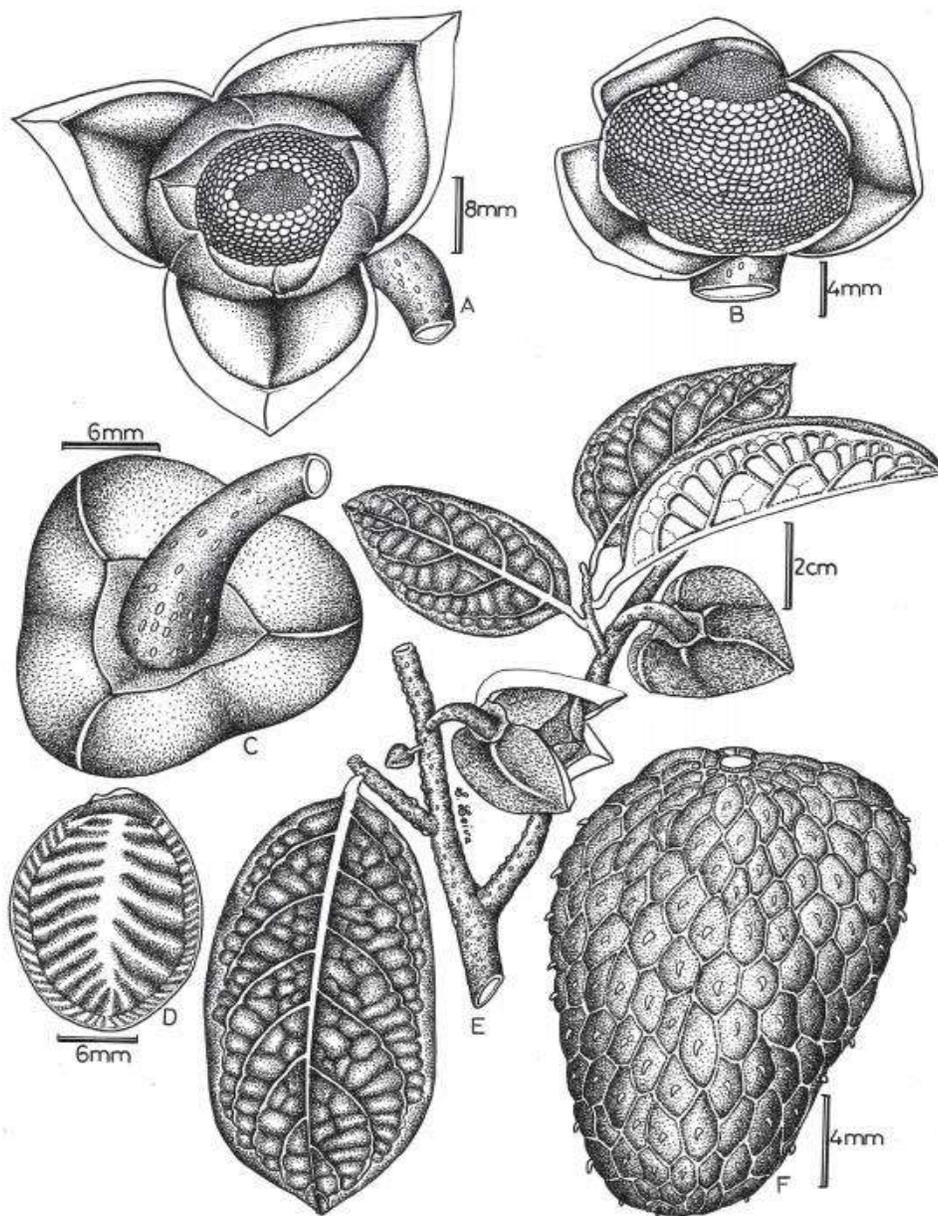


Figura 1. Características morfológicas de la guanábana (*Annona muricata* L.) descrita por Leiva *et al.*, 2018. (**A.** Flor en antesis; **B.** Estambres y gineceo con restos de cáliz y corola; **C.** Inserción de la flora al pedúnculo; **D.** Semilla; **E.** Rama florífera; **F.** Baya) (Leiva *et al.*, 2018).



5.2.3 Producción nacional de guanábana.

En México la producción de guanábana es la actividad de mayor importancia con respecto a las anonas (Agustín y Hernández, 2011) con una producción de 29,228.46 Ton (SIAP 2018); siendo Nayarit el estado con mayor producción de guanábana (Cuadro 1) establecida con 21,860.02 Ton. (SIAP 2018), siendo el municipio de Compostela donde se concentra la mayor producción (Cuadro 2), por ser un estado productor de frutas, entre ellos la guanábana; es un cultivo que se encuentra en los meses de junio a septiembre en mayor proporción; debido a la superficie plantada y los altos rendimientos del cultivo.

Cuadro 1. Principales estados productores de guanábana a nivel nacional.

Entidad Federativa	Producción (toneladas)
Campeche	45.52
Colima	2,933.31
Guerrero	1,070.66
Jalisco	69.27
Michoacán	2,395.80
Nayarit	21,860.02
Puebla	259.96
Tabasco	82.86
Veracruz	511.06
Total	29,228.46

(SIAP, 2018)

Cuadro 2. Principales municipios productores de guanábana en Nayarit

Municipio	Producción (Toneladas)
Bahía de Banderas	72
Compostela	21,130.25
San Blas	490.99
Tepic	108.84
Xalisco	57.94
Total	21,860.02

(SIAP, 2018)



5.2.4 Valor nutricional de la guanábana.

Se han reportado que la guanábana tiene un contenido bajo en grasas y aporte proteico y un alto aporte calórico, debido a su alto contenido de agua; también es una moderada fuente de fibra; además que la pulpa contiene glúcidos de fácil metabolización; contiene ácido málico y vitaminas como tiamina, vitamina C, riboflavina y provitamina A; entre otros compuestos de interés de la guanábana son algunos alcaloides de tipo isoquinolínico, lípidos, taninos carcinogénicos, ácido ascórbico, fenoles y flavonoides (Zamudio, 2011).

Por lo tanto, debido a la presencia y al contenido biodisponible de estos compuestos, la guanábana tiene importantes aplicaciones en su uso como agente farmacológico; es por mencionar que de las actividades biológicas en esta especie sobresalen aquellas relacionadas con una probable actividad antitumoral y antiparasitaria demostrada tanto en animales como *in vitro*; así mismo un alto grado de interés en las áreas de alimentos, fitoquímica, biológica, entre otras, debido al contenido de compuestos secundarios de importancia biológica funcional (Alonso, 2006). Los frutos se encuentran dentro del tipo de productos nutracéuticos y funcionales; son aquellos alimentos que además de satisfacer las necesidades biológicas, contribuyen a mantener una buena salud (Vidal *et al.*, 1998).

5.3 Polisacáridos.

Los polisacáridos son utilizados en la industria de alimentos como gelificantes, espesantes, estabilizantes y formadores de películas comestibles, entre otras aplicaciones; se obtienen principalmente de vegetales, algas y microorganismos (Domínguez, 2012) (Cuadro 3).



Cuadro 3. Características de los polisacáridos.

Estructurales	De reserva alimenticia
<ul style="list-style-type: none">▪ Forman puentes de hidrógeno intermoleculares muy fuertes▪ Producen fibras muy rígidas▪ Insolubles en agua▪ Enlaces glucosídicos generalmente B▪ Muy resistentes a enzimas, microorganismos y agentes químicos.▪ Sus dispersiones son de alta viscosidad	<ul style="list-style-type: none">▪ Pocos puentes de hidrógeno intermoleculares y débiles▪ No producen fibras▪ Solubles en agua▪ Enlaces glucosídicos generalmente a.▪ Muy vulnerables enzimas, microorganismos y agentes químicos.▪ Sus dispersiones no son muy viscosas

(Badui, 2006)

Los polisacáridos de origen natural (Cuadro 4) tienen grandes variaciones de tamaño, pues llegan a tener varios miles de residuos glicosílicos; además, el número de tales residuos suele fluctuar de una muestra a otra del mismo material (Bohinski, 1998). Suelen contener cientos de monómeros y, en ocasiones, miles; estos no producen verdaderas soluciones, sino más bien dispersiones de tamaño coloidal; puros no tienen color, aroma ni sabor; su peso molecular, que puede llegar a ser hasta de millones, es en realidad un promedio, puesto que las moléculas no son iguales y siempre presentan una distribución de valores; se encuentran como cadenas lineales o ramificadas, que a su vez pueden estar integradas por un solo tipo de monosacárido (homopolisacárido) (el almidón y la celulosa) o por varios tipos de monosacáridos (heteropolisacárido), como es el caso de la mayoría de las gomas (Badui, 2006).



Cuadro 4. Clasificación de algunos polisacáridos, de acuerdo con su fuente natural y función.

Fuente	FUNCIÓN	
	Estructural	Reserva energética
Embryophyta <i>Bryophyta</i> (musgo) <i>Tracheophyta</i>	Celulosa Pentaglucanas Sustancias pécticas	Amilopectina Fructanas
Thallophyta <i>Phacophytia</i> (alga café) <i>Rhodophyta</i> (alga roja) Y otras algas	Galactanas Agar Carragenina Ácido algínico Fucanas Celulosa Sustancias pécticas	Laminarana Almidón Mananas
<i>Schizomycophyta</i> <i>Myxomycophyta</i> <i>Eumycophyta</i> (bacterias, hongos y levaduras)	Quitina Celulosa Mananas Amilosa	Almidones Levanas Glucógeno

(Badui, 2006)

5.3.1 Almidón.

El término almidón se usa para referirse a un grupo de materiales de dimensiones y formas variables presentes exclusivamente en las plantas (Bohinski, 1998). El almidón se encuentra en hojas, diferentes tipos de tallos y raíces, así como en flores, frutos y semillas en los cuales se utiliza como fuente de energía durante periodos de dormancia, estrés o reinicio del crecimiento; los órganos que almacenan almidón son productos alimenticios de importancia; estimativos del Instituto Internacional de Investigación sobre Políticas Alimentarias (IFPRI) indican que el valor de la producción de raíces y tubérculos en el año 2020 representará el 11% del valor total de cereales, soya y carne, además que las tasas de crecimiento futuras de yuca, papa y ñame excederán las de arroz y trigo (Scott *et al.*, 2000, Baguma *et al.*, 2003; Tester *et al.*, 2004).

El almidón de diferentes fuentes botánicas varía en su composición, morfología, estructura molecular tanto como su arreglo y contenido de amilosa y amilopectina



(Hoover, 2010; Liu *et al.*, 2007). El almidón es muy utilizado en la industria alimentaria debido a sus propiedades tales como su baja temperatura de gelatinización y su baja tendencia a la retrogradación (Hoover, 2010). Las variaciones en las propiedades de los geles de almidón podrían ser causadas por diferentes factores, tales como el tamaño del gránulo de almidón (Zaidul *et al.*, 2007), de amilosa (Kaur *et al.*, 2007) y la estructura de la amilopectina (Liu *et al.*, 2007).

5.3.2 Funcionalidad del almidón.

La función del almidón depende directamente del peso molecular promedio de la amilosa y la amilopectina así también los almidones se utilizan porque regulan y estabilizan la textura y por sus propiedades espesantes y gelificantes además de tener un amplio campo de aplicaciones que van desde la impartición de textura y consistencia en alimentos, hasta la manufactura de papel, adhesivos y empaques biodegradable, además de ser un producto de bajo costo en beneficio del ser humano (Torres *et al.*, 2013). El almidón se encuentra presente en forma de gránulos intracelulares compactos con estructura y tamaño característico según la planta de la cual provienen el diámetro de los mismos está comprendido entre los 2 a 130 micrones, químicamente, el almidón es un polisacárido semicristal compuesto por D-glucopiranosas unidas entre sí mediante enlaces glucosídicos, del mismo modo el almidón está formado por dos polímeros de diferentes estructuras (Tovar, 2008).

5.3.3 Amilosa y amilopectina.

El almidón es una molécula compuesta por dos tipos de polímeros: la amilosa y la amilopectina; la amilopectina (figura 3) está formada por unidades de glucosa unidas por enlaces α -1,4 y altamente ramificadas en la posición α -1,6 en intervalos de 10 nm a lo largo del eje de la molécula y constituye entre el 85-70% del almidón; la amilosa (figura 2) es una cadena fundamentalmente lineal de glucanos α -1,4 con limitados puntos de ramificación en la posición α -1,6 y constituye entre 15-30% del



almidón; cabe destacar que la amilopectina es más estable que la amilosa debido a que tiene menor cantidad de enlaces de hidrógeno que la amilosa, que le confieren fluidez, alta viscosidad y elasticidad a las pastas y espesantes; las proteínas, lípidos y minerales son componentes cuantitativamente menores del almidón (Mclauchlan *et al.*, 2001).

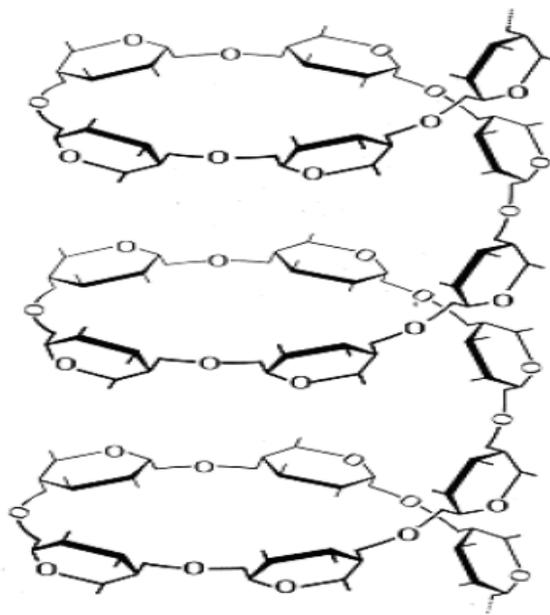


Figura 2. Enrollamiento helicoidal de la amilosa (Badui, 2006).

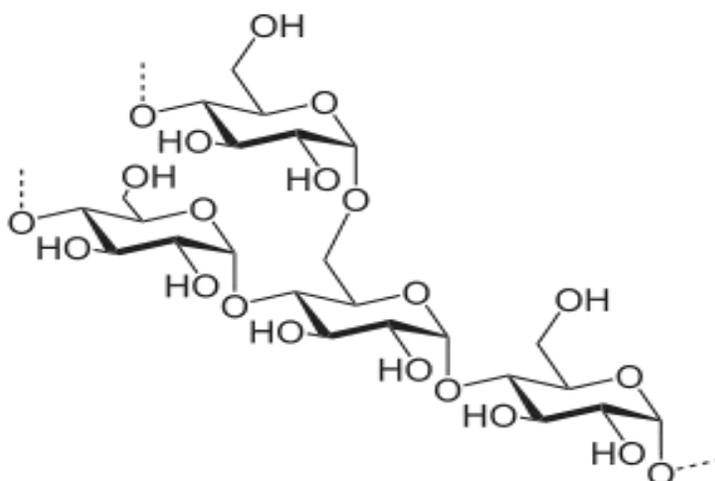


Figura 3. Estructura química de la amilopectina (Badui, 2006).



En términos generales, los almidones contienen aproximadamente 17-27% de amilosa y el resto de amilopectina; algunos cereales, como el maíz, el sorgo y el arroz, tienen variedades llamadas “céreas” que están constituidas casi únicamente por amilopectina; hay otras que tienen hasta 90% de amilosa; la concentración relativa de estos dos polímeros está regida por factores genéticos típicos de cada cereal; así mismo la distribución polimodal de cadenas de glucanos de diferentes longitudes y el agrupamiento de puntos de ramificación dentro de la amilopectina, permiten la formación de cadenas en doble hélice, que pueden empaquetarse en arreglos organizados para formar la estructura semicristalina de la matriz del gránulo en el que se alternan regiones de material amorfo (amilosa) y semicristalino (amilopectina) que se conocen como anillos de crecimiento presentes en el almidón de las plantas superiores (Munyakawa, *et al.*, 1997; Smith, 2005).

La longitud de las cadenas de glucanos, proporción de amilosa-amilopectina y el grado de ramificación de esta última definen drásticamente el tamaño, estructura del gránulo y utilidad del almidón particular de cada especie de igual manera; tanto la amilosa como la amilopectina influyen de manera determinante en las propiedades sensoriales y reológicas de los alimentos, principalmente mediante su capacidad de hidratación y gelatinización (Badui, 2006).

5.3.4 Función biológica del almidón.

Cuando se necesita una fuente de carbono y energía, se libera almidón de los gránulos y las enzimas lo degradan; todos los vegetales contienen dos enzimas hidrolíticas diferentes, conocidas tradicionalmente como α -amilasa y β -amilasa; ambas atacan la fracción de amilosa y amilopectina en los enlaces $\alpha(1-4)$ pero en una forma muy diferente ya que el rompimiento con α -amilasa es aleatorio, de modo que ocurre en diferentes puntos y da por resultado una mezcla de glucosa y maltosa; mientras que, la acción de la β -amilasa es más ordenada, se caracteriza por la eliminación exclusiva y sucesiva de unidades de maltosa, comenzando por un extremo no reductor, así mismo cabe destacar que ninguna de las dos enzimas



puede hidrolizar los enlaces $\alpha(1-6)$, por lo tanto, si bien la acción combinada de las dos enzimas degrada por completo la amilosa a glucosa y maltosa, la amilopectina solo se degrada en forma parcial, sin embargo, existen en la célula otros catalizadores, llamados enzimas desramificadoras, que hidrolizan específicamente el enlace $\alpha(1-6)$; el almidón puede ser digerido por los seres humanos (y por la mayoría de los organismos) debido a la presencia de amilasa salival y amilasa pancreática en las secreciones digestivas (la acción de ambas enzimas es parecida a la de la α -amilasa de las plantas), las cuales, en acción combinada con otras enzimas digestivas (sobre todo la maltasa y enzimas desramificadoras), degradan por completo el almidón a α -D-glucosa, la cual es absorbida y metabolizada posteriormente (Bohinski, 1998).

5.3.5 Calidad del almidón.

La calidad del almidón está definida con relación al producto final, tales como la claridad, viscosidad, capacidad de formación de geles, capacidad de formación de películas, textura de gel, tendencia a la retrogradación, estabilidad ante acidez, corte, temperaturas extremas, etc., estos dependen de varios factores, entre ellos, el tipo de clima o región geográfica donde se desarrolle la planta (BeMiller, 1993; Ellis *et al.*, 1998).

La calidad es el conjunto de las condiciones y las características de un producto que lo hacen cumplir con las disposiciones legales de composición fisicoquímica y con la aceptabilidad y satisfacción del consumidor para todos los usos y mercados; la calidad de los polisacáridos depende también de la variabilidad genética y los factores edafoclimáticos y bióticos que afectan el contenido de polisacárido, en almidones las variaciones entre la proporción de amilosa y amilopectina se relaciona con los cambios de temperatura y tiempo en el proceso de extracción, y esto se refleja en el comportamiento con respecto a su solubilidad, al volumen y a poder de absorción de agua, que tienen relación con la calidad del almidón; además, existen otras características para estos polisacáridos como las reológicas (viscosidad y



viscoelasticidad) que presentan relación con la calidad de los polisacáridos extraídos de las diferentes fuentes de interés (Wheatley, 1991; Hernández-Medina *et al.*, 2008).

5.3.6 Gelatinización del almidón como propiedad funcional.

La gelatinización es un proceso irreversible de transición de fase, donde los gránulos de almidón se unen para formar una red polimérica amorfa (figura 4); la plastificación del almidón se da un medio continuo o solvente donde se presenta la hinchazón granular debido al incremento de la temperatura y a la aplicación de esfuerzos cortantes, posterior a la hinchazón, se presenta la desestructuración del gránulo y la solubilización de las moléculas de amilosa y amilopectina en el solvente; el fenómeno de gelatinización esta intrínsecamente relacionado con el fenómeno de gelación el cual corresponde a la agregación molecular conformando una red polimérica (Douzals *et al.*, 1996; Quintero y Ramírez, 2013).

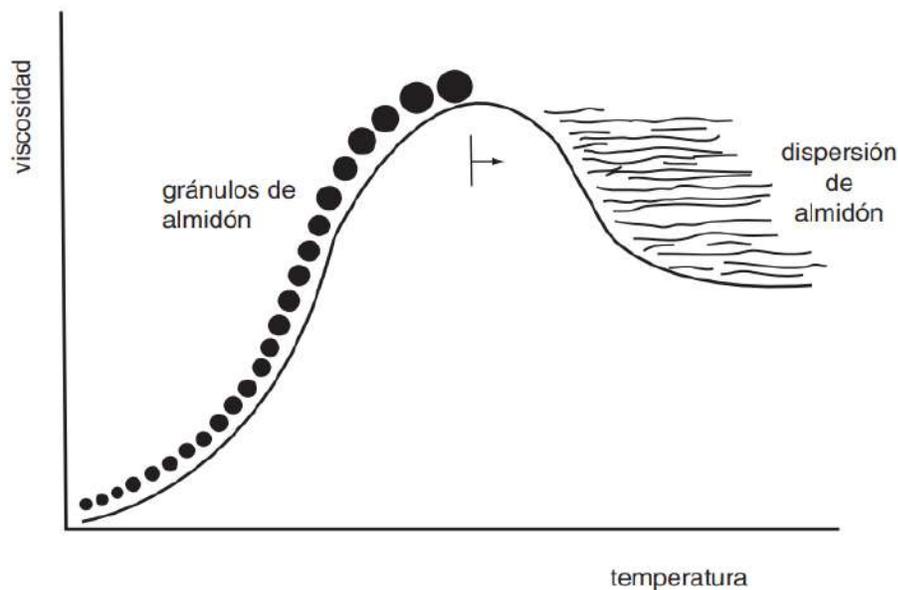


Figura 4. Gelatinización del almidón (Badui, 2006). Los gránulos se hinchan y retienen un máximo de agua hasta que se rompen y producen una dispersión de moléculas de amilosa y amilopectina.



El gránulo alcanza su volumen máximo y pierde tanto su patrón de difracción de rayos X como la propiedad de birrefringencia; si se administra más calor (el gránulo hinchado, incapacitado para retener el líquido), se rompe parcialmente y la amilosa y la amilopectina (fuertemente hidratadas), se dispersan en el seno de la disolución; en este punto se pierden la estructura original y la birrefringencia del gránulo; esto va aunado a un aumento de la viscosidad; aproximadamente 30% de la amilosa se encuentra en solución; a todo este proceso se le llama gelatinización, y es una transición de un estado ordenado a otro desordenado en el que se absorbe calor; es decir que la gelatinización transforma los gránulos de almidón insolubles en una solución de las moléculas constituyentes en forma individual (Oosten, 1982).

5.3.7 Biosíntesis del almidón.

La biosíntesis de los polisacáridos, amilosa y amilopectina, implica pocos pasos enzimáticos (figura 5); la primera enzima que actúa en el amiloplasto es la adenosina difosfato glucosa pirofosforilasa (AGPasa), la cual partiendo de ATP y glucosa 1-fosfato genera ADP-glucosa, que es el sustrato a partir del cual se sintetizan los dos polisacáridos (Zeeman *et al.*, 2010). La enzima sintasa de almidón ligada al gránulo de almidón (GBSS, por sus siglas en inglés: Granule Bound Starch Synthase), cataliza la síntesis de amilosa por medio de uniones α -1,4 (Baguma *et al.*, 2003). La amilopectina se sintetiza por medio de la acción de la enzima ramificadora de almidón (SBE, por sus siglas en inglés: Starch Branching Enzyme), la cual introduce puntos de ramificación sobre las cadenas lineales por medio de uniones α -1-6. (Baguma *et al.*, 2003). Adicionalmente a la SBE, las sintasas de almidón solubles (SSS, por sus siglas en inglés Soluble Starch Synthase), participan en la formación de amilopectina (Zeeman *et al.*, 2010).

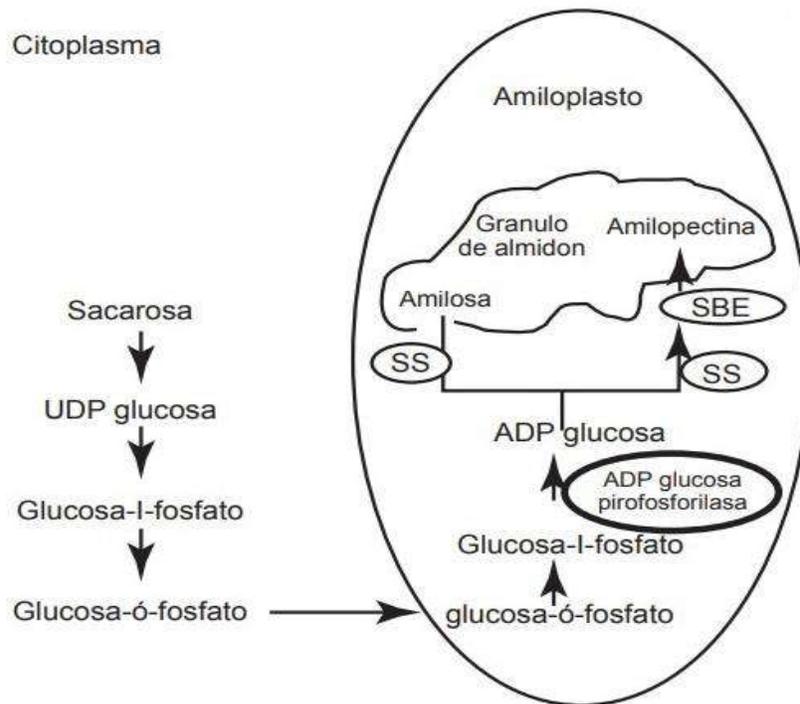


Figura 5. Formación de la amilosa y la amilopectina (Cortés, 2014). Esquema de la biosíntesis de almidón mostrando las enzimas implicadas en el proceso y cuyos genes fueron blanco de silenciamiento génico. La biosíntesis de almidón inicia con la entrada de glucosa-6-fosfato al amiloplasto donde ocurre la polimerización de azúcares a través de las enzimas AGPasa; SS y SBE.

La biosíntesis de los polisacáridos, amilosa y amilopectina, implica pocos pasos enzimáticos; la primera enzima que actúa en el amiloplasto es la adenosina difosfato glucosa pirofosforilasa (AGPasa), la cual partiendo de ATP y glucosa 1-fosfato genera ADP-glucosa, que es el sustrato a partir del cual se sintetizan los dos polisacáridos (Zeeman *et al.*, 2010). La enzima sintasa de almidón ligada al gránulo de almidón (GBSS, por sus siglas en inglés: Granule Bound Starch Synthase), cataliza la síntesis de amilosa por medio de uniones α -1,4 (Baguma *et al.*, 2003). La amilopectina se sintetiza por medio de la acción de la enzima ramificadora de almidón (SBE, por sus siglas en inglés: Starch Branching Enzyme), la cual introduce puntos de ramificación sobre las cadenas lineales por medio de uniones α -1-6. (Baguma *et al.*, 2003). Adicionalmente a la SBE, las sintasas de almidón solubles



(SSS, por sus siglas en inglés Soluble Starch Synthase), participan en la formación de amilopectina (Zeeman *et al.*, 2010).

5.3.8 Biosíntesis de amilosa.

El aumento en longitud de la cadena de amilosa se realiza mediante GBSSI (GBSS, por sus siglas en inglés: Granule Bound Starch Synthase) en los órganos de almacenamiento y por GBSSII (GBSS, por sus siglas en inglés: Granule Bound Starch Synthase) en las hojas y otros tejidos que acumulan almidón transitorio. En yuca la enzima GBSSII presenta 30% de similaridad con la enzima GBSSI (Baguma *et al.*, 2003). La isoforma GBSSI es estimulada por los malto oligosacáridos (MOS) cuando sintetiza amilosa. Experimentos *in vivo* demuestran que a partir de la amilopectina se puede producir amilosa y que la síntesis previa de la cadena lineal de glucano no se requiere para la formación de gránulos semicristalinos (Tetlow *et al.*, 2004).

5.3.9 Biosíntesis de amilopectina y formación del gránulo de almidón.

La amilopectina se forma por la acción de SBE y SS. SBE introduce sitios ramificados en la molécula de amilopectina por hidrólisis de cadenas α (1, 4) glucano a 15-20 unidades del extremo no reductor; cuando cataliza la formación de enlaces α (1-6) une el extremo reductor de cadenas adheridas con otros residuos de glucosa. SS sintetiza cadenas de glucanos de diferente longitud de acuerdo con la isoforma que esté actuando; el estudio de mutantes del endospermo de maíz y arroz, que acumulan fitoglicógeno, condujo a la descripción del modelo de “proceso simultáneo”, el cual postula que la síntesis de amilopectina y su incorporación en el gránulo de almidón resulta de la “poda”, por la DBE, de los glucanos altamente ramificados sintetizados por la SS y la SBE (Baguma *et al.*, 2003).

La molécula de amilopectina se auto-organiza en arreglos regulares en la fase soluble de la superficie del gránulo en crecimiento y al cristalizarse constituye la nueva matriz del material; se ha encontrado que el trabajo de la DBE está asociado



con la acción de otro grupo de enzimas ISA1, ISA2 e ISA3 (Mukerjea y Robyt, 2005; Smith, 2005) y que se requiere la acción concertada de otras enzimas como el almidón fosforilasa (enzima P), la lucanotransferasa (enzima D), la UDPglucosa (amilogenina), la isoamilasa 1, la proteína RI y la ADP-glucosapirifosfatasa. Recientemente se ha demostrado que varias enzimas relacionadas con la degradación del almidón como β amilasa, α amilasa, enzimas D, α glucosidasa (maltosa), α -1,4 glucanotransferasa, glucano – H₂O dikinasa (GWD) y α glucano fosforilasa actúan también en la síntesis de almidón (Baguma *et al.*, 2003; Jobling, 2004; Smith, 2005).

5.3.10 Degradación del almidón en los plastidios.

De manera similar al proceso de síntesis del almidón, en la degradación realizada tanto en los plastidios foliares como en los de los vertederos, se conoce la casi totalidad de las enzimas implicadas, pero se desconocen a detalle de la regulación; las diferencias en el dominio de ligamiento entre el almidón y las enzimas degradativas influyen su capacidad amilolítica (Tetlow *et al.*, 2004; Rodríguez *et al.*, 2005).

La amilasa apoplástica (β -amilasa) presente en las paredes celulares de los órganos en crecimiento de gramíneas cataliza la hidrólisis y remoción de unidades sucesivas de maltosa del extremo no reducido de la cadena de glucanos; la α -amilasa hidroliza los enlaces glucosil α -(1-4) del almidón, genera malto oligosacáridos lineales y ramificados que a su vez producen glucosa, maltosa y un amplio rango de α -dextrinas límite; la fosforilasa del almidón también puede degradar los enlaces glicosílicos; la GWD controla la tasa general de rompimiento del almidón; el análisis del metabolismo del almidón en el mutante de la enzima fosforilasa del almidón (enzima P) de *Arabidopsis* indica que se requiere fosforilación previa para la degradación del almidón. Recientemente se ha evidenciado la preponderancia de la β -amilasa y la GWD en la ruptura del almidón transitorio (Uno-Okamura, *et al.*, 2004; Lloyd *et al.*, 2005).



5.4 interacción de almidón con otras biomoléculas.

Dada la importancia nutricional que tiene la guanábana y el tipo de extracción empleado; las moléculas de ciertos componentes se adhieren a la del almidón como por ejemplo la fibra, que es considerada como impureza y la presencia está relacionada con el proceso de extracción (Van Beynum & Roels, 1985), la proteína es un componente que está presente en cantidades mínimas en el almidón, aun después del proceso de extracción, debido a que forma complejos con los compuestos moleculares de los gránulos de almidón nativo (Pérez, Schultz & De Delahaye, 2005); se determinó la presencia de acetogeninas como compuestos bioactivos presentes en el almidón de guanábana, como una manera de contribuir a fomentar su consumo.

5.5 Compuestos bioactivos.

Los compuestos bioactivos se definen como aquellos que poseen cierta actividad biológica dentro del organismo ya que están implicados en diferentes procesos metabólicos con la finalidad de reducir el riesgo de padecer distintas enfermedades mejorando el estado de bienestar del humano (Biesalski *et al.*, 2009). Los compuestos bioactivos son conocidos como nutraceuticos, son aquellos compuestos esenciales y no esenciales que se producen en la naturaleza siendo parte de la cadena alimentaria (Biesalski *et al.*, 2009). A finales del siglo XX se presentaron avances importantes en el conocimiento sobre alimentación y nutrición, así como en salud y enfermedad con base en la gran cantidad de estudios epidemiológicos, experimentales y estadísticos sobre la composición de los alimentos para determinar actividades biológicas; todo ello contribuyó a la identificación de determinados componentes de la dieta (fitoquímicos) como factores potencialmente implicados en la prevención de procesos patológicos (Patil *et al.*, 2009; Batchu *et al.*, 2013).



Diversos compuestos bioactivos que poseen efectos farmacológicos terapéuticos provienen de alimentos funcionales de origen animal o de plantas, sean estas comestibles o no; los alimentos funcionales se definen como los productos alimenticios de origen animal o vegetal, consumidos en la dieta diaria, que además de aportar nutrientes poseen componentes bioactivos (Drago *et al.*, 2006). Estos compuestos ejercen efectos farmacológicos que modulan funciones terapéuticas en el cuerpo que resultan benéficas para la salud (Roberfroid, 1999). En ciertos casos, dichos componentes bioactivos han sido distribuidos comercialmente como productos nutracéuticos; estos se caracterizan por ser suplementos dietéticos bioactivos benéficas para la salud que se ingieren en forma concentrada en píldoras, pastillas, cápsulas o tónicos (Jones, 2002). En la industria farmacéutica, los alimentos funcionales de origen vegetal representan una fuente potencial de componentes bioactivos para el desarrollo de fármacos inocuos y altamente eficaces (Drago *et al.*, 2006)

5.6 Acetogeninas.

Las acetogeninas son sustancias que poseen dos importantes actividades biológicas, tales como actividad citotóxica en la cual se ha comprobado que las acetogeninas son inhibidores de la enzima NADH en el Complejo I de la cadena respiratoria mitocondrial, esta acción agota el ATP e induce en las células una muerte programada (apoptosis), se ha demostrado que las acetogeninas buscan selectivamente las células cancerígenas para atacarlas y las células normales permanecen intactas (González, 2011).

Estructuralmente, la mayoría de las acetogeninas poseen una cadena alifática de 35 ó 37 átomos de carbono con uno, dos o tres anillos tetrahidrofuránicos (THF) adyacentes o no, así como sustituyentes oxigenados (hidroxilos, cetonas y epóxidos) localizados a lo largo de ésta. En uno de sus extremos presentan un anillo lactónico metil sustituido, α , β insaturado, en ocasiones saturado o rearrreglado como cetolactona. También se han descrito compuestos con dobles enlaces en la



cadena alifática, compuestos con anillos epoxi o tetrahidropirano (THP) así como lineales (Bermejo *et al.*, 2005).

La familia *Annonaceae* se caracteriza por la presencia de numerosas sustancias bioactivas de diversa naturaleza química, en hojas, raíz, corteza de tallo, frutas y semillas; en esta familia se han caracterizado y reportado sustancias bioactivas como vitamina C, alcaloides, flavonoides y acetogeninas (García, 2012). La bioactividad de tal tipo de metabolitos de plantas anonáceas está asociada a su efecto como insecticidas, antitumoral, antibacterial, antimalarial, propiedades antihelmiticas y actividad citotóxica (Jonesa, 2007). La guanábana en la actualidad ha incrementado el interés en el área de alimentos, fitoquímica, biológica entre otras, debido al contenido de compuestos secundarios de importancia biológica funcional (Alonso, 2006).

Las acetogeninas anonáceas (AA) son metabolitos secundarios, aislados de plantas de la familia *Annonaceae*; estas han sido empleados como fungicidas, bactericidas, antivirales, etc. la acción de las AA está basada en el hecho de que son, hasta ahora, los inhibidores más potentes (Romano, 2003). Además de su reconocido efecto antiparasitario y antitumoral (Robledo *et al.*, 2008).

5.7 Extracción con ultrasonido.

Las ventajas del uso de nuevas tecnologías de procesamiento sobre los procesos convencionales son la retención de los atributos sensoriales, la textura deseada y las propiedades funcionales mejoradas. Dentro de las tecnologías emergentes se destaca el uso del ultrasonido; éste es una de las más investigadas y desarrolladas para la conservación de alimentos, principalmente atribuyéndole una disminución en la concentración de microorganismos y la inhibición de la actividad enzimática, sin alterar las propiedades físicas, químicas y nutricionales de los alimentos (Delgado, 2011).



La extracción asistida con ultrasonido llena estos requisitos ya que emplea menos solventes y energía (Chemat *et al.*, 2011; Joyce y Mason 2008); se fundamenta en la aceleración de la transferencia de masa y calor, de manera que interaccionan con el material alterando sus propiedades físicas y químicas y el efecto de cavitación favorece la liberación de los compuestos a extraer y mejora el transporte de masa debido al rompimiento de la pared celular; sin embargo, el uso de ultrasonido como tecnología asistente se ha reportado como más ventajosa que el emplear procesos como extracción con fluidos supercríticos, microondas y extracción acelerada con solventes; las aplicaciones incluyen extracciones en hierbas, aceites, proteínas y componentes bioactivos de plantas (Robles, 2012).

5.8 Ultrasonido.

El interés por utilizar tecnologías no térmicas con fines de investigación fundamental y aplicación comercial, como es el caso del ultrasonido de alta intensidad (cuadro 5); un claro ejemplo es el ultrasonido; es una tecnología emergente que, recientemente, ha sido estudiada para propósitos de inactivación microbiana y enzimática, pero que durante años ha sido objeto de investigación en la industria de alimentos, especialmente, en el tema de control de calidad; se ha demostrado que puede ser utilizado para la evaluación de textura, composición y viscosidad de alimentos (Brown, 2005) entre otras aplicaciones.

El ultrasonido, por su capacidad para destruir paredes y membranas biológicas, se considera una tecnología promisoría tanto para la destrucción de microorganismos a temperaturas de procesamiento inferiores a las utilizadas durante la esterilización, como para acompañar otras tecnologías de proceso como lo son la extracción, las altas presiones, la pasteurización, entre otras (Demirdôven, 2009) (Coupland, 2004), (Rodgers, 2004), (Ugarte-Romero, 2006), (Herrero, 2006).



Cuadro 5. Clasificación del Ultrasonido.

ULTRASONIDO	
Alta intensidad 18-100kHz. Procesamiento o estabilización de alimentos	Baja intensidad >18-100kHz. Procesamiento o estabilización de alimentos
<ul style="list-style-type: none">• Rompimiento celular• Permeabilización la de membrana celular• Cambios estructurales y Fisicoquímicos• Homogenización de emulsiones	<ul style="list-style-type: none">• Ecografías• Aplicaciones terapéuticas

(Delgado, 2011)

El ultrasonido consta de ondas elásticas cuya frecuencia se transmite sobre el umbral del oído humano y su aplicación ofrece la oportunidad de desarrollar nuevos productos con propiedades únicas (Gómez y López, 2009). Se ha reportado que el ultrasonido es un método eficaz para modificar los polisacáridos; el proceso ocurre a través de los efectos de la cavitación y puede involucrar dos mecanismos: el colapso de las burbujas de cavitación y la degradación de los polímeros como resultado de la reacción química entre el polímero y moléculas de alta energía producidas a partir del fenómeno de cavitación (Chemat *et al.*, 2011). El efecto del ultrasonido sobre los gránulos, depende de la potencia y frecuencia de sonicación, temperatura y tiempo de tratamiento, propiedades de la dispersión de almidón, concentración, así como su origen botánico.

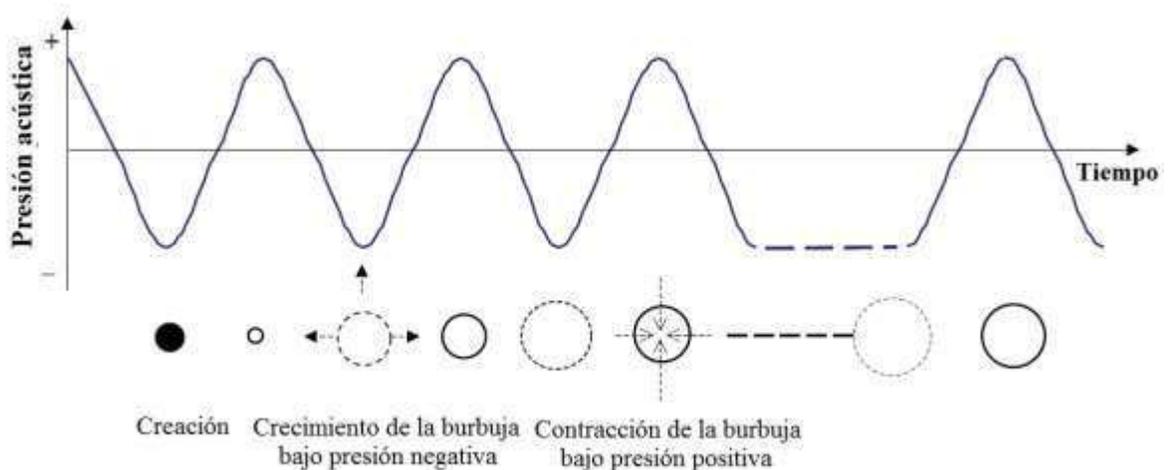


Figura 6. Comportamiento de las burbujas durante la cavitación (Delgado, 2011).

5.8.1 Tecnología de ultrasonido.

Se basa en ondas mecánicas a frecuencias por arriba del umbral del oído humano (>16 kHz). El ultrasonido se puede dividir en diferentes rangos de frecuencia, ultrasonido de alta frecuencia (100 kHz–1 MHz), con niveles de intensidades menores a 1 W cm^2 , el cual se ha utilizado con éxito en la detección no invasiva (control de proceso) y en la caracterización de las propiedades fisicoquímicas de materiales alimenticios (evaluación de producto o de control) (Knorr *et al.*, 2004) y el ultrasonido de baja frecuencia (16 – 100 kHz), en donde los niveles de potencia utilizados son tan grandes (típicamente en el rango de $10 - 1000 \text{ W cm}^2$) que se utiliza para alterar, ya sea física o químicamente, las propiedades de los alimentos (Soria y Villamiel, 2010; São José *et al.*, 2014).

5.8.2 Ultrasonido: mecanismo y su efecto.

Los efectos del ultrasonido sobre un sistema líquido están principalmente relacionados al fenómeno de cavitación (Cuadro 6); este fenómeno genera microburbujas (cavidades) en un líquido durante la rarefacción, o presión negativa, producida por la concentración de la energía difusa de sonido; cuando se aplica una presión negativa suficientemente grande a un líquido, el aumento de la distancia



entre las moléculas resulta en huecos o cavidades y a continuación se forman burbujas de cavitación; la presión negativa requerida para producir la cavitación es proporcional a la fuerza de tensión del líquido; continuando con la entrada de energía, las burbujas crecen hasta alcanzar un tamaño crítico, la burbuja de repente colapsa dando como resultado la rápida liberación de la energía almacenada con una velocidad de calentamiento de $>10^{10}$ K/s (Karimi *et al.*, 2014).

Cuadro 6. Mecanismos de acción del Ultrasonido.

TEORÍA	MECANISMO	APLICACIÓN
Cavitación	Remoción mecánica por irrupción o atrapamiento de la bacteria, a través de burbujas localizadas con altas temperaturas (5500°C) y presiones (500MPa).	Procesos de desinfección, lisis celular e inactivación enzimática.
Formación de Radicales Libres	Sonólisis del agua puede producir iones (OH-) y (H+) y peróxido de hidrógeno.	Inactivación microbiana y enzimática.
Choques micro-mecánicos intracelulares	Disrupción de las células y disminución del grosor de paredes celulares.	Lisis celular, inactivación enzimática y efecto antimicrobiano.
Generación de energía calórica y mecánica	Propagación de la onda; decrece con la distancia al ser aplicado en material atenuante. Esta porción que es absorbida se traduce en calor.	Inactivación microbiana.

(Delgado, 2011)



5.8.3 Aplicaciones del ultrasonido.

En el cuadro 7 se presentan las principales aplicaciones del ultrasonido en la industria de los alimentos.

Cuadro 7. Aplicaciones del ultrasonido en la industria de los alimentos.

APLICACIÓN	DESCRIPCIÓN
<ul style="list-style-type: none">▪ Efectos antimicrobianos▪ Transferencia de calor▪ Transferencias de masa▪ Emulsificación, encapsulación y homogenización▪ Cristalización▪ Rompimiento celular y extracción▪ Actividad enzimática y desnaturalización de proteínas▪ Polimerización y despolimerización▪ Cristalización	<ul style="list-style-type: none">▪ Destrucción microbiana, limpieza de superficies▪ Incremento de la velocidad de congelación, descongelación y cocido▪ Incremento de la velocidad de transferencia de masa durante el secado, curado, separado de membrana, desecación y filtración por membrana.▪ Incremento en la velocidad de fermentación y añejamiento▪ Cortado de productos frescos y congelados, incluyendo alimentos compuestos o multicapa.▪ Mejoramiento de la extracción de compuestos (enzima, proteína y aceites esenciales)▪ Inactivación y mejoramiento de la actividad enzimática▪ Aplicación en polímeros alimenticios

(Torley y Bhandari, 2007).

Esta amplia gama de mecanismos que intervienen en el tratamiento de ultrasonidos puede inducir efectos físicos y químicos con varias aplicaciones potenciales en la industria alimentaria; sin embargo, se debe tomar en cuenta que el procesamiento



con ultrasonido puede verse influenciado por cierto número de parámetros, tales como la frecuencia, longitud de onda y amplitud de la onda, la potencia ultrasónica y la consiguiente intensidad, así como la temperatura, tiempo de tratamiento, tipo de solvente (si hay alguno) y la matriz del alimento. Por lo tanto, dichos parámetros deben ser tomados en consideración durante el proceso (Pingret *et al.*, 2013).

5.8.4 Efecto del ultrasonido sobre las propiedades funcionales del almidón

5.8.4.1 Solubilidad y capacidad de hinchamiento

El poder de hinchamiento y la solubilidad proporcionan evidencia de la magnitud de la interacción entre las cadenas de almidón dentro de los dominios amorfos y cristalinos; el grado de esta interacción se ve influido por la relación amilosa / amilopectina, así como por las características de la amilosa y la amilopectina en términos de peso molecular y distribución, grado y longitud de ramificación, y conformación (Hoover, 2001). Bello-Pérez *et al.*, (2002) señalaron que la capacidad de hinchamiento a ciertas temperaturas es debido al rompimiento de enlaces de hidrógeno intermoleculares en la región amorfa, lo que conduce a la absorción de agua.

La sonicación ataca principalmente la región amorfa de los gránulos de almidón, y como consecuencia, la amilosa se libera al medio acuoso, de este modo el aumento de la solubilidad puede ser atribuido a la pérdida asociada de la amilosa fuera de los gránulos; se cree que el aumento en el área superficial de los gránulos debido a la existencia de poros y canales, lleva a una mayor difusión de las moléculas de agua dentro del gránulo, aumentando así la solubilidad (Ríos *et al.*, 2016).

El aumento en la capacidad de hinchamiento podría ser atribuido a la ruptura de los enlaces intermoleculares, al rompimiento de la estructura molecular cristalina y a la unión de moléculas de agua a grupos hidroxilo libre de amilosa y amilopectina (Jambrak *et al.*, 2010; Sujka y Jamroz, 2013), a la ruptura de agregados de gránulos



de almidón y a cambios morfológicos y de permeabilidad en los gránulos de almidón (Manchun *et al.*, 2012; Amini *et al.*, 2015).

5.8.4.2 Capacidad de absorción de agua.

El perfil de absorción de agua aumenta con la temperatura y las diferencias en el comportamiento de dichas propiedades se puede atribuir a las diferencias en la relación amilosa/amilopectina, así como a la distribución de longitud de cadena (Ikegwu *et al.*, 2010).

Sujka y Jamroz (2013) reportaron que el tratamiento con ultrasonido durante 30 min a 20°C a una frecuencia de 20 KHz y potencia de 170 W, causó un aumento en la capacidad de absorción de agua para todos los almidones estudiados (papa, trigo, maíz y arroz), especialmente para los almidones de papa y trigo, con un incremento del 10% y 13%.

5.8.4.3 Gelatinización.

Cuando se calienta el almidón en presencia de agua, el proceso irreversible de gelatinización toma lugar, en el cual un cierto número de puentes de hidrógeno del almidón son sustituidos por enlaces almidón-agua; el orden cristalino existente en los gránulos es eliminado, las cadenas de ambos componentes poliméricos interactúan con los gránulos vecinos, dando lugar a un marcado incremento en la viscosidad y a la creación de una estructura de gel tridimensional (Aparicio *et al.*, 2009). El colapso del orden cristalino dentro de los gránulos de almidón se manifiesta en cambios irreversibles en propiedades tales como: hinchamiento del gránulo, formación de pasta, pérdida de birrefringencia óptica, pérdida de cristalinidad, disociación de las dobles hélices y solubilidad del almidón; la gelatinización ocurre inicialmente en las regiones amorfas, debido a que los enlaces de hidrógeno son más débiles en estas áreas; las temperaturas de gelatinización y entalpías asociadas con endotermas de gelatinización varían entre los almidones



de diferentes fuentes, lo cual puede ser atribuido a las diferencias en el grado de cristalinidad (Singh *et al.*, 2003).

La potencia e intensidad de la ultrasonificación tiene efectos significativos sobre la temperatura de gelatinización, así como en la entalpía, demostrando que el tratamiento con ultrasonido provoca cambios en la estructura del gránulo y por lo tanto modifica las propiedades del almidón (Yu *et al.*, 2013). En algunos estudios la temperatura del sistema agua-almidón no se mantiene durante el tratamiento con ultrasonido, resultando en un aumento de la temperatura del sistema; esto causa la parcial gelatinización de los gránulos y el almidón resultante presenta una menor temperatura de gelatinización y cambio de entalpía (Zhu *et al.*, 2015).

5.8.5 Efecto del ultrasonido sobre las propiedades estructurales y morfológicas del almidón.

5.8.5.1 Efecto del ultrasonido sobre los gránulos de almidón.

Se ha reportado que el tratamiento con ultrasonido causa cambios en la estructura y tamaño del gránulo de almidón y consecuentemente, cambios en sus propiedades fisicoquímicas (Jambrak *et al.*, 2010; Lima y Andrade, 2010; Manchun *et al.*, 2012; Zhu *et al.*, 2012). El grado de daño del almidón aumenta con el tiempo de tratamiento y disminuye con el incremento de la concentración de almidón en la suspensión (Chan *et al.*, 2010). El daño de los gránulos de almidón es agravado cuando aumenta la potencia de sonicación (Zuo *et al.*, 2012, Zhu *et al.*, 2012). Así también, una mayor modificación sobre el almidón se observa al aplicar ultrasonido de doble frecuencia, comportamiento observado por Hu *et al.*, (2015).

Jambrak *et al.*, (2010) observaron que no hay cambios significativos en el tamaño de los gránulos de almidón de maíz, cuando la suspensión fue tratada con ultrasonido de baño, pero cuando se aplicó ultrasonido de sonda, el tamaño de los gránulos de almidón disminuyó drásticamente; con el aumento de potencia, los



gránulos de almidón tienden a aglomerarse, debido a los enlaces liberados, que ofrecen la oportunidad de conectar enlaces entre polímeros.

5.9 Principales parámetros a evaluar durante la extracción de componentes bioactivos asistida por ultrasonido.

Durante el proceso de extracción con el empleo del US, es necesario evaluar un grupo de parámetros que pueden garantizar una adecuada y rápida extracción de los compuestos bioactivos (cuadro 8); estos se clasifican en dos grandes grupos: parámetros de operación y extracción (Rodríguez-Riera *et al.*, 2014).

Cuadro 8. Parámetros a evaluar durante la extracción asistida por ultrasonido

Parámetros de operación	Parámetros de extracción
Configuración del reactor sonoquímico	Temperatura
Frecuencia e intensidad de la radiación	Tipo de disolvente
Tiempo de sonicación	Relación soluto-disolvente

(Rodríguez-Riera *et al.*, 2014)



6 MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Material vegetal.

Se utilizaron frutos de guanábana (en madurez fisiológica), a los cuales se les realizó una trituración completa que involucro pulpa, cáscara y semilla (Pasta), enseguida se depositó la pasta en una solución de ácido ascórbico para evitar la oxidación. La extracción se llevó a cabo en los laboratorios de la Unidad Tecnológica de Alimentos (UTA) de la Universidad Autónoma de Nayarit.

6.2 Extracción de almidón de frutos de guanábana.

6.2.1 Extracción convencional.

Para la extracción de almidón de frutos de guanábana se realizó de acuerdo a la técnica descrita por Flores-Gorosquera *et al.*, (2004), consistió en una molienda húmeda completa que involucro pulpa, cáscara y semillas, posteriormente la pasta resultante de la molienda se filtró con una malla de organza y se lavó (enjuague) con agua destilada hasta no presentar residuos aparentes de almidón (residuos blancos), la parte líquida obtenida se decantó por un tiempo de 24 a 48 horas, se eliminó la parte del sobrenadante y el residuo blanco (almidón) se resuspendió en agua destilada para su posterior centrifugación a 3500 revoluciones por minuto (rpm) durante cinco minutos; la fase sólida obtenida se secó en un horno de secado (TERLAB®) a 40° C durante 24 horas; el almidón una vez seco se pesó para su cuantificación.

6.2.2 Extracción asistida por ultrasonido.

Para la extracción de almidón por ultrasonido se utilizó la técnica descrita por Flores-Gorosquera *et al.*, (2004) con algunas modificaciones; el agente de extracción de almidón por ultrasonido, fue agua destilada; se utilizó 3 potencias de ultrasonido (150 W, 225 W y 300 W) en un procesador ultrasónico (Modelo CPX750 Cole-Parmer Instruments Vernon Hills, Illinois U.S.A.) de 750 W con sonda de 20 khz.



Las condiciones de operación fueron utilizando 3 tiempos; 5, 10 y 15 min a una temperatura de 25°C monitoreado mediante un termopar.

Se realizó una trituración completa que involucro pulpa, cáscara y semillas, la pasta se colocó en el ultrasonido de sonda con las especificaciones anteriormente mencionadas; enseguida, la pasta se filtró, y se lavó con agua destilada hasta que el agua no presento residuos aparentes de almidón, la parte liquida obtenida se dejó en reposo hasta la precipitación del almidón, se eliminó la mayor parte del sobrenadante, el residuo blanco (almidón) se resuspendio en agua destilada y se centrifugo a 3500 revoluciones por minuto (rpm) durante cinco minutos; el almidón se secó en un horno de secado (TERLAB®) a 40° C, una vez seco se pesó para su cuantificación.

6.3 Caracterización químico proximal de almidones de guanábana.

Se determinaron los porcentajes de los químicos proximal siguientes: humedad, cenizas, proteínas y fibra, con base a las metodologías oficiales de la AOAC (2005); así mismo el contenido de azucares totales con base a la técnica de Dubois (1956).

6.3.1 Humedad.

Se determinó el contenido de humedad en almidones de guanábana por el método 44-19, de la AOAC (2005); se colocaron 1 g de muestra de almidones de guanábana en crisoles de porcelanas a peso constante, en una estufa de secado a 100 °C por un tiempo de 24 horas, realizando un triplicado de cada muestra.

El porcentaje de humedad se realizó utilizando la siguiente ecuación.

$$\% \text{ humedad (m/m)} = \frac{(C_m - C_{ms})}{m} \times 100$$

Donde:

C_m: masa de la capsula con la muestra húmeda (g)



Cms: masa de la capsula con muestra seca (g)

m= masa de la muestra (g)

6.3.2 Cenizas.

Se determinó el contenido de cenizas en almidones de guanábana por el método 08-01, de la AOAC (2005); se colocaron 1 g de muestra de almidones de guanábana en crisoles de porcelana a peso constante, la muestra se calcinó hasta obtener cenizas grises y posteriormente fueron colocados en una mufla a una temperatura de 500 °C durante 12 horas, al término, la muestra se enfrió en un desecador. Se realizó un triplicado de cada muestra.

La determinación del contenido de cenizas se realizó utilizando la siguiente ecuación.

$$\% \text{ humedad (m/m)} = \frac{(C_c - C)}{m} \times 100$$

Donde:

C_c = masa del crisol con cenizas (g)

C= masa del crisol seco (g)

m= masa de la muestra (g)

6.3.3 Proteína.

Para la determinación del contenido de proteína en almidones de guanábana se utilizó el método 46-13, de la AOAC (2005); el análisis de las proteínas de almidón de guanábana se realizó por el método Kjeldahl, mediante la determinación del nitrógeno orgánico; se emplearon 0.5 g de muestra. El porcentaje total de nitrógeno se calculó empleando un factor de 6.25 para convertir nitrógeno total a contenido de proteína. Se realizó un triplicado de cada muestra.



Interpretación de la ecuación.

$$N = \frac{(V - V_0)(\text{NHCl})(\text{meq})}{Mm}$$

Donde:

N= nitrógeno total (g nitrógeno/ g muestra)

V= volumen de HCl gastados en la titulación de la muestra (mL)

VO= volumen de HCl gastados en la titulación del blanco (mL)

NHCl: normalidad de HCl (miliequivalentes/mL)

meq= peso equivalente del nitrógeno (g/ miliequivalentes) = 0.014

Mm= masa de la muestra (g)

6.3.4. Fibra total.

Para la determinación de fibra total de almidón de guanábana se utilizó la metodología propuesta por Mañas y Saura-Calixto (1995) para la cuantificación de fibra dietética total, se pesaron 250 mg de muestra y se realizó una triple hidrólisis enzimática la primera con α -amilasa termoestable(A-3306, Sigma) por 35 min, 100°C, pH 6, seguido de la hidrólisis con proteasa tipo VIII de *Bacillus licheniformis* (P-5380, Sigma) con agitación 35 min, 60° C, pH de 7.5 y finalmente la hidrólisis con *amiloglucosidasa* (A-9913, Sigma®) con agitación 35 min, 60° C, pH de 4.5. Posteriormente se centrifugaron las muestras, a 3000 rpm por espacio de 15 min a 4 °C, recuperando los sobrenadantes en matraces aforados de 100 mL, se lavaron los residuos dos veces con 10 mL de agua destilada, mezclando y centrifugando cada vez, recogiendo los sobrenadantes de ambos lavados y combinándolos con los obtenidos del tratamiento enzimático, para llevar a diálisis durante 48 h, en membranas de celulosa con punto de corte para peso molecular de entre 12000 y 14000 Da. Transcurrido el tiempo de diálisis, se transfirió el contenido de las membranas a matraces aforados y se aforo con agua destilada, esta fracción corresponde a la fibra soluble (FS).



El hidrólisis de los polisacáridos que forman la FS se realizó tomando 17 mL de la solución de FS y se le añadió 1 mL de H₂SO₄ concentrado, y se colocaron las muestras en baño a 100 °C por 90 min. La fibra dietética soluble se determinó por medio de espectrofotómetro y cuantificados con el reactivo de DNS, frente a una curva estándar de glucosa, de 200 µg/mL, pesándose 200 mg de glucosa grado analítico y se aforó a 100 mL utilizando etanol al 85 %.

Los residuos obtenidos después de los lavados fueron cuantificados como fibra insoluble (FI), éstos se lavaron con 10 mL de etanol al 96% y con 10 ml de acetona centrifugándolos cada vez a 3000 rpm por 15 min, eliminando los sobrenadantes en cada caso, los residuos fueron secados a temperatura ambiente por una noche, una vez secos se les añadió 3 mL de H₂SO₄ 12 M y se colocaron en baño Maria a 35 °C por espacio de una hora, transcurrido el tiempo se añadieron 33 mL de agua destilada y se colocaron en baño con agitación a 100 °C durante 90 min para hidrolizar la fibra insoluble, se centrifugó a 3000 rpm durante 15 min y se realizaron 3 lavados con 10 mL de agua destilada cada uno, centrifugando entre cada uno de ellos y se recuperaron los sobrenadantes en matraces aforados de 100 mL, esta solución es la fibra insoluble y se cuantificó con el reactivo de DNS a 530 nm, utilizando una curva estándar de glucosa, de 200 µg/mL, pesándose 200 mg de glucosa grado analítico y se aforó a 100 mL utilizando etanol al 85 %.

6.3.5. Carbohidratos totales.

Se realizó mediante el método de Dubois (1956) aplicando algunas modificaciones; todos los azúcares incluyendo polisacáridos se deshidratan con H₂SO₄ concentrado formando monosacáridos, los que a su vez se condensan con fenoles presentes en la mezcla de reacción para dar compuestos de coloración naranja amarillento cuya intensidad se mide espectrofotométricamente.

Se pesaron 37.5 mg de muestra en tubos y posteriormente se les adicionaron 1.5 mL de Etanol al 85% a cada tubo, se mantuvieron en baño a 50°C por un periodo



de 2 h, el tiempo de extracción dependerá de la cantidad de azúcares de cada muestra. Transcurrido el tiempo se centrifugaron a 3000 rpm por 15 min, recuperando el sobrenadante, el cual fue analizado para cuantificar los carbohidratos solubles. Se tomó 1 mL del extracto y se colocó en tubos de ensayo se les adicionaron 0.5 mL de fenol al 5% y 2.5 mL de H₂SO₄ concentrado, posteriormente los tubos se colocaron en baño por 30 min a 30°C, por último, se leyeron las absorbancias a 490 nm frente a un blanco (1 mL de etanol 85% + 0.5 mL fenol 5% + 2.5 mL H₂SO₄).

Se preparó curva de calibración de glucosa de 40 µg/mL, pesándose 40 mg de glucosa grado analítico y se aforó a 100 mL utilizando etanol al 85%. Los resultados se expresaron en g/100g bs.

6.4 Caracterización de las propiedades funcionales de almidones de guanábana.

6.4.1 Índice de gelatinización.

Para la determinación del índice de gelatinización del almidón de guanábana se utilizó la técnica Grace (1977) descrita por Aristizábal y Sánchez (2007). Consistió en colocar 1 g de almidón base seca en un vaso de precipitado de 50 mL al cual se le añadió 10 mL de agua destilada precalentada a 60°C, la solución se colocó a baño maría a una temperatura de 85 °C; se hicieron lecturas de la temperatura observando la consistencia del almidón; formación de una pasta o gel; la temperatura de gelatinización se leyó directamente en el termómetro.

6.4.2 Índice de absorción de agua, índice de solubilidad de agua e índice de hinchamiento.

Se utilizó la técnica Anderson *et al.*, (1969) descrita por Aristizábal y Sánchez (2007). Consistió en calentar una suspensión acuosa de almidón, hinchándose los



gránulos por una absorción progresiva e irreversible de agua aumentando su tamaño. La determinación de estos índices se midió a través de la capacidad de absorción del agua del gránulo de almidón y la exudación de fracciones de almidón a medida que se incrementó la temperatura de las suspensiones de almidón.

Se tomó el peso constante de tubos falcón de 50 mL a los cuales se le agregaron 1.25 g de almidón base seca, de igual manera se le añadió exactamente 30 mL de agua destilada precalentada a 60°C a cada tubo; se agitó cuidadosamente e inmediatamente los tubos fueron colocados en baño maría a 60 °C durante 30 minutos; la suspensión se agitaba cada 10 minutos hasta el final del calentamiento. Después la solución se centrifugó a temperatura ambiente a 4900 rpm durante 30 minutos. Se midió el volumen del sobrenadante (fase líquida) y de igual manera el peso de los tubos con el gel (fase sólida) ambas resultado de la centrifugación. Luego, se tomó 10 mL del sobrenadante (volumen) y se colocó en un vaso de precipitados de 50 mL, previamente pesado. El vaso con el sobrenadante se colocó en una estufa de recirculación durante 24 horas a 70°C; después del secado, se pesó el vaso de precipitado con los insolubles.

Para los cálculos e interpretación de los resultados se tomó en cuenta:

- Índice de absorción de agua.

$$IAA = \frac{\text{peso del gel (g)}}{\text{peso muestra (g) bs}}$$

- Índice de solubilidad en agua.

$$ISA = \frac{\text{peso del gel (g)} \times V \times 10}{\text{peso muestra (g) bs}}$$



- Índice de hinchamiento.

$$IH = \frac{\text{peso del gel (g)}}{\text{peso muestra (g) bs}} - \text{peso solubles (g)}$$

6.4.3 Contenido de amilosa y amilopectina.

Para su determinación se utilizó la técnica (ISO, 1987) descrita por Aristizábal y Sánchez (2007), que se basa en el color característico de la reacción de amilosa y amilopectina (azul) con la solución stock de yodo al 2%; se utilizó 0.05 g de almidón (base seca), 0.5 mL de etanol y 4.5 mL de hidróxido de sodio al 0.9 N; se dejó reposar por un tiempo de 24 horas; después de ese lapso, se diluyó en 45 mL de agua destilada. Para llevar a cabo la reacción se tomó una alícuota de 2.5 mL de muestra y se diluyó en 25 mL de agua destilada, se le agregó 0.5 mL de ácido acético al 1.0 N, 1 mL de solución de stock de yodo al 2%, se mezcló y se aforó el volumen total a 50 mL.

Se realizó una curva patrón a partir de amilosa puras de papa (sigma Aldrich®), con una concentración de amilosa de 0, 10, 15, 25 y 30%. La lectura se realizó en un espectrofotómetro (UNICO®, modelo UV-20100, Estados Unidos) a 620 nm. El contenido de amilopectina se determinó por diferencia al 100% del contenido de amilosa mediante colorimetría.

6.5 Caracterización estructural de almidón de guanábana.

6.5.1 Microscopia electrónica de barrido.

Se realizó por medio de la técnica de Toshio *et al.*, 2000, en la cual se obtuvieron imágenes de la morfología de las partículas de almidón base seca, espolvoreado sobre una cinta conductora de cobre de doble adhesión fijada en un soporte de aluminio del microscopio electrónico de barrido SNE3200M Scanning Electron Microscope, las muestras se colocaron en el ionizador de metales, se recubrieron



con una capa de oro de 60 nm para su lectura Las condiciones de observación de las muestras fueron de 15 KV y 20 KV.

6.5.2 Tinción de lugol.

Se realizó de acuerdo a la técnica de Rodríguez-Hernandez (2004) esta técnica se realizó observando el granulo de almidón a diferentes temperaturas; el almidón se colocó a temperatura hasta llegar al punto de gelatinización, durante los intervalos de temperatura que se realizaron gradualmente (25, 50 y 83°C) y durante el proceso de calentamiento se tomaron alícuotas de 1 mL de cada temperatura evaluada; las muestras se colocaron en tubos y se realizó una dilución 1:10 (1 mL de muestra y 9 mL de agua), se tomó 10 µL de muestra en un portaobjeto, se realizó la tinción de lugol y se observó inmediatamente en un microscopio (MOTIC® BA310).

6.6 Validar la presencia de acetogeninas mediante una prueba cualitativa.

Para la determinación de la presencia de acetogeninas se utilizó la técnica descrita por León-Fernández *et al.*, (2017), que consistió en una prueba de cromatografía de capa fina (TLC) utilizando una placa (fase estacionaria) de gel de sílice (SiO₂) 60 F254; se marcó en la placa los puntos necesarios para realizar la lectura (cada 1 mm); la placa de TLC se depositó en una cubeta de cromatografía con una pequeña cantidad de solución eluyente a base de cloruro de metilo, metanol, acetato de etilo y acetona; se cubrió la cubeta y se dejó que el eluyente ascendiera por capilaridad; la placa de TLC se dejó secar y se le añadió la mezcla de la solución A (Acido 3-5 dinitrobenzoico) y la solución B (Hidróxido de potasio KOH al 5.7%) 2 mL cada uno. La coloración de la placa (color rosa) determino la presencia de acetogeninas.

6.7 Diseño experimental.

Los datos se analizaron en el programa estadístico Minitab, y con una prueba de ANOVA y una comparación de medias por Tukey con un nivel de significancia del 95%, utilizando un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial



(3x3) generando 9 tratamientos (cuadro 9): 3 Tiempos y 3 Potencias de ultrasonido, más la extracción convencional como testigo.

Cuadro 9. Tratamientos de extracción de almidón por ultrasonido.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)
10	150
	225
	300
15	150
	225
	300
20	150
	225
	300
Testigo	0



7 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

7.1 Rendimiento.

El rendimiento total de almidón de frutos de guanábana extraídos convencionalmente fue de 1.15% y el rendimiento de almidón asistido con ultrasonido vario entre 1.28 a 6.34% (base húmeda) habiendo diferencias significativas entre los tratamientos (cuadro 10), siendo el mejor tratamiento el de 10 minutos con 40% de amplitud ultrasónica; esto se debe a que el ultrasonido es un método eficaz para la obtención de rendimiento; el proceso ocurre a través de los efectos del colapso de las burbujas de cavitación y la degradación de los polímeros por medio de la ruptura de la célula como resultado de la reacción química entre el polímero y moléculas de alta energía producidas a partir del fenómeno de cavitación (Chemat *et al.*, 2011).

Estos resultados presentes en almidón de guanábana fueron inferiores a los reportados por Quinto *et al.*, 2015 que obtuvieron un rendimiento de 30.62% en la variedad “blanca Junín” de Quinoa (*Chenopodium quinoa*), de igual manera fueron inferiores para la variedad “Puno” de Quinoa con un rendimiento de 26.71%; Surco *et al.*, (2004) reportaron en el almidón de oca tuvo un rendimiento del 12.85%; así mismo los rendimientos de almidón de guanábana fueron menores en comparación a los reportados por Bello-Lara *et al.*, (2014), en plátano ‘Pera’ con un rendimiento de 56.53%, también, Medina *et al.*, (2010) reportaron un 50.80% en cotiledones de mango ‘hilacha’. Los rendimientos dependen directamente del tamaño y la variedad que se utiliza; también influye el tipo de fruto y las condiciones climatológicas en las que se desarrollan, así mismo el tamaño y la forma de los gránulos presentes en la morfología (Espín 1999).



Cuadro 10. Rendimientos y temperatura de gelatinización de las extracciones de almidón de guanábana.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)	Variables	
		Rendimiento (%)	Gelatinización (°C)
10	150	1.28±0.2 ^c	76.33±0.5 ^e
	225	2.81±1.3 ^{bc}	82.33±0.5 ^a
	300	6.34±0.0 ^a	81.33±0.5 ^{bc}
15	150	3.00±0.8 ^{bc}	80.33±0.5 ^{ab}
	225	3.19±0.7 ^{bc}	77.33±0.5 ^{bc}
	300	3.85±1.4 ^b	80.33±1.1 ^{de}
20	150	3.33±0.5 ^{bc}	78.66±0.5 ^{bc}
	225	3.31±0.4 ^{bc}	78.00±0.0 ^{cd}
	300	2.47±0.2 ^{bc}	80.33±0.5 ^{bc}
Testigo (0 minutos y 0% AU)		1.15±0.3 ^c	70.33±0.5 ^f

Los valores son las medidas de tres repeticiones ± desviación estándar, letras diferentes por columna indican diferencias significativas ($P < 0.05$)

7.2 Gelatinización.

El almidón de guanábana presento una temperatura de gelatinización de 70.33 °C en la extracción convencional, mientras que en la asistida tuvo una variación de temperaturas entre 76.33 y 81.33 °C habiendo diferencias significativas en los tratamientos (cuadro 10), estas diferencias de temperaturas en el rango de temperatura de gelatinización que presentan los almidones determina directamente el tamaño de los gránulos en su morfología, cuando se presenta una mayor temperatura los almidones se visualizan en diámetros grandes y a menor temperatura los diámetros son pequeños (Li *et al.*, 2016). Se determina que los gránulos del almidón de guanabana presentan tamaños irregulares (chicos y medianos); estas temperaturas fueron comparadas con los reportados por Shittu *et al.*, 2016 en almidón de plátano que presentaron 84.25°C; Li *et al.*, (2016) reportaron una temperatura de 59.2 °C en almidón de quinua; así mismo, los almidones de yuca (72.2 °C) y papa (68 °C) (Trinh *et al.*, 2013, Ascencio *et al.*, 2016; Paternina *et al.*, 2016).



Las temperaturas de gelatinización varían entre los almidones de diferentes fuentes, lo cual puede ser atribuido a las diferencias en el grado de cristalinidad (Singh *et al.*, 2003); así mismo, el tamaño de los gránulos de almidón influye en la temperatura (Li *et al.*, 2016).

7.3 Índice de absorción de agua (IAA), índice de solubilidad en agua (ISA) y índice de hinchamiento (IH).

El índice de solubilidad del almidón es la capacidad de interacción con agua y disolverse en ella, igualmente indica el grado de asociación existente (enlace intragranular) entre la relación de los polímeros del almidón amilosa/amilopectina (Arujo *et al.*, 2004). En el ISA de los almidones de guanábana extraídos de manera convencional, se presentaron en 3.34%, mientras que los asistidos con ultrasonido se presentaron entre 0.32 a 1.93% habiendo diferencias significativas en los tratamientos (cuadro 11); estos resultados mostraron una inferioridad para los almidones de malanga de dos variedades (*Colocasia esculenta*); blanca y morada; encontrados por Torres *et al.*, (2013) que presentaron 12.8% y 23.07%; respectivamente los almidones de guanábana son mayores a los reportados para almidones de ñame 1.25%; mientras que para los almidones de yuca (2.60 a 3.70%) y de papa (2.97%) (Alvis *et al.*, 2008) son semejantes a los extraídos convencional y asistido. Se estima que la diferencia de ISA de las otras variedades extraídas se deba al mayor contenido de amilopectina presente en los almidones de guanábana.

Investigaciones plantean la posibilidad de las ramificaciones laterales de la amilopectina, de las moléculas del almidón y un menor tamaño del granulo, estas características en el granulo de almidón facilitan la entrada del agua a los espacios intermoleculares dando como resultado un aumento en la solubilidad de los polímeros, siendo la amilopectina la de la mayor proporción de disolución; desde luego esto incide en el aumento de solubilidad de las moléculas en el agua y en la estabilidad de viscosidad (Hwang y Kokini, 1992).



Cuadro 11. Índice de absorción y solubilidad de agua e índice de hinchamiento.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)	Variables		
		IAA	ISA	IH
10	150	6.13±0.00 ^b	1.93±0.05 ^a	6.12±0.00 ^a
	225	4.85±0.03 ^{bc}	1.57±0.26 ^b	4.84±0.03 ^b
	300	4.83±0.00 ^{bc}	1.25±0.02 ^c	4.82±0.00 ^b
15	150	4.23±0.01 ^c	1.23±0.10 ^c	4.23±0.01 ^c
	225	4.33±0.00 ^c	1.34±0.30 ^c	4.24±0.12 ^c
	300	2.27±0.10 ^d	0.38±0.04 ^f	2.27±0.10 ^f
20	150	2.37±0.05 ^d	0.41±0.09 ^f	2.37±0.05 ^f
	225	2.36±0.04 ^d	0.52±0.20 ^f	2.35±0.04 ^f
	300	2.78±0.10 ^d	0.32±0.09 ^e	2.78±0.10 ^e
Testigo (0 minutos y 0% AU)		3.28±0.00 ^a	3.34±0.12 ^d	3.26±0.00 ^d

Los valores son las medidas de tres repeticiones ± desviación estándar, letras diferentes por columna indican diferencias significativas ($P < 0.05$)

En el IAA de los almidones de guanábana extraídos de manera convencional, se presentaron en 3.28% mientras que los almidones asistidos con ultrasonido se presentaron en 2.27 a 6.13%, habiendo diferencias significativas en los tratamientos (cuadro 11); estos resultados fueron superiores a los encontrados por Torres *et al.*, (2013) para almidones de malanga de dos variedades; blanca y morada; que se presentaron 1.79% y 1.88% de igual manera fueron superiores para almidones de cuatro variedades de ñame, reportado por Alvis *et al.*, (2008) este valor diferencio entre 2.32 a 2.39; en cambio para el almidón de papa fue inferior reportados a 5.83% y de igual manera para almidones de yuca que variaron entre 4.63 a 4.80% Alvis *et al.*, (2008). Esta diferencia en el IAA de almidones está relacionada directamente con el tamaño y la forma del granulo, un tamaño mayor existe una mayor absorción; de igual manera la fuente biológica tiene una influencia directa (Lindeboom *et al.*, 2004).

El IH de los almidones de guanábana extraídos de manera convencional, se presentaron en 3.26% mientras que los almidones asistidos con ultrasonido se presentaron en 2.27 a 6.12% (cuadro 11); estos índices fueron menores a los reportados por Gutiérrez *et al.*, 2015, para almidones proveniente de la almendra de mango de variedad Alphonso que se presentaron en 19.53%; estas diferencias en



el IH se relaciona con la capacidad de absorción de agua que tiene cada almidón; es una propiedad dependiendo del contenido de amilopectina que este tiene; siendo la amilosa un diluyente e inhibidor del hinchamiento (*Chen et al.*, 2015).

7.4 Tinción de Lugol.

En la figura 8, se pueden observar el grado de hinchamiento que sufren los gránulos de almidón de guanábana expuestos a intervalos de temperatura que fueron realizándose gradualmente de 25, 50 y 83°C, estas reaccionaron con una solución de lugol, en el cual se generó una coloración azul que define la presencia de amilosa en el almidón. Se observó un incremento en el hinchamiento de los gránulos de almidón a medida que se incrementaba la temperatura; de igual manera se apreciaron gránulos fracturados, a los cuales se le atribuye la tecnología utilizada para asistir a la extracción (ultrasonido) ya que hubo mayor presencia en la asistida; el comportamiento de hinchamiento de los gránulos fue similar en los dos tipos de extracción (convencional y asistida).

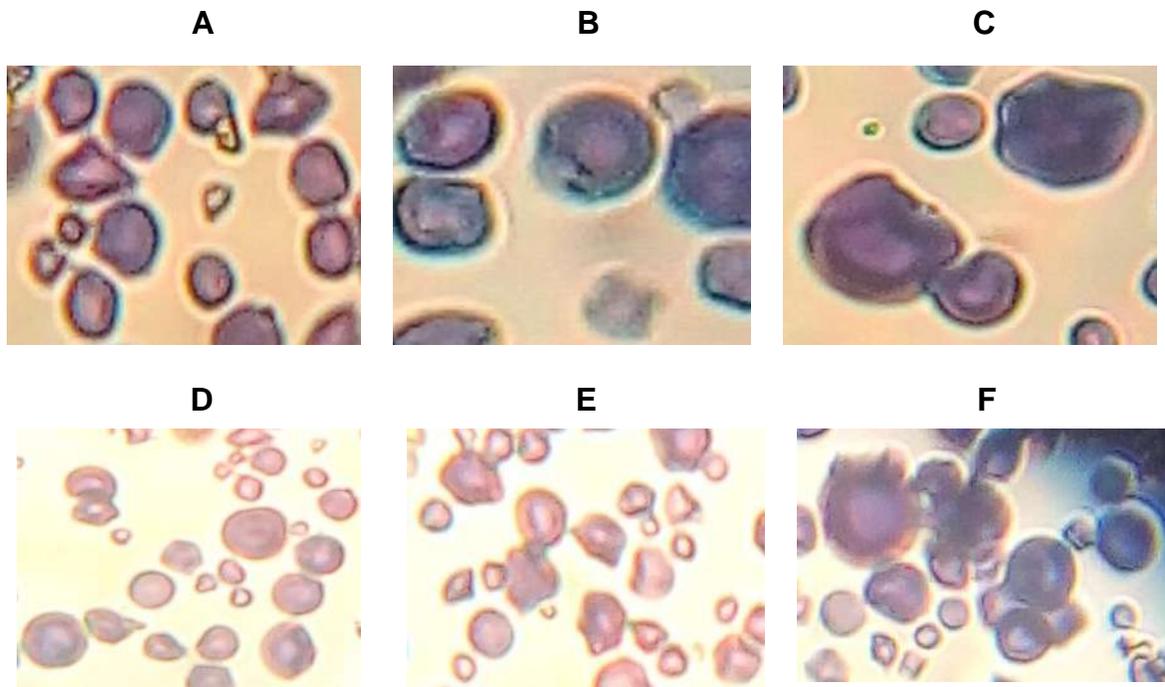


Figura 7. Microfotografía de gránulos de almidón de guanábana por tinción de lugol, con intervalos de 25, 50 y 83 °C a una resolución de 40x. Fotografías: extracción convencional a) 25°C b) 50°C c) 83°C; extracción asistida d) 25°C e) 50 °C f) 83°C.

Cuando el granulo de almidón ya no tiene más capacidad para retener agua, estos se rompen parcialmente como los reportados por bello (2018), una temperatura de 90 °C los gránulos hinchados se rompen y la viscosidad del almidón va en aumento. Una solución de yodo (I₂+KI) se puede utilizar para reconocer la presencia de almidón, porque esta sustancia adsorbe el yodo produciendo una coloración azul intensa, coloración que desaparece al calentar, porque se rompe la estructura que se ha producido, pero vuelve a aparecer al enfriar (Martín-Sánchez *et al.*, 2013).

7.5 Amilosa y amilopectina.

El almidón de guanábana presento un contenido de amilosa de 35.10% y 64.90% de amilopectina en la extracción convencional, mientras que en la extracción asistida tuvo un contenido de amilosa entre 24 y 30% y de amilopectina entre 69 y 76% (cuadro 12), habiendo diferencias significativas en los tratamientos.



Estos resultados fueron comparados con los obtenidos de mango Hilacha donde se obtuvieron 12.45% de amilosa y un 87.55% de amilopectina (Medina *et al.*, 2010), mientras que Solís Espinoza (2008) reportaron un porcentaje de contenido de amilosa en almidones de plátano con un 36 y un 64 de amilopectina; el maíz reportó un porcentaje de contenido de amilosa de 29.7 y un 70.63 de amilopectina; así mismo, Betancur-Ancona *et al.*, (2001) reportaron que en almidón de papa se obtuvo un porcentaje de 21 de amilosa y un 79 de amilopectina.

Cuadro 12. Contenido de amilosa y amilopectina.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)	Variables	
		Amilosa	Amilopectina
10	150	30.90 ^b	69.10 ^b
	225	25.27 ^c	74.73 ^a
	300	24.20 ^c	75.80 ^a
15	150	24.00 ^c	76.00 ^a
	225	29.50 ^b	70.50 ^b
	300	26.27 ^c	73.73 ^a
20	150	24.47 ^c	75.53 ^a
	225	24.90 ^c	75.10 ^a
	300	25.63 ^c	74.37 ^a
Testigo (0 minutos y 0% AU)		35.10 ^a	64.90 ^c

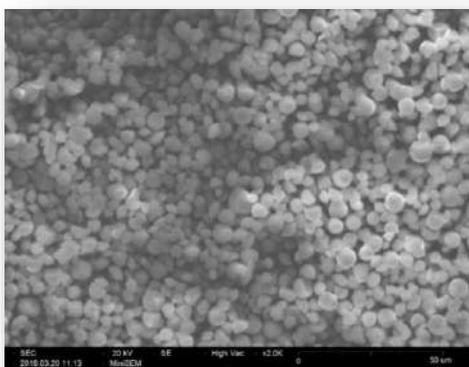
Los valores son las medidas de tres repeticiones \pm desviación estándar, letras diferentes por columna indican diferencias significativas ($P < 0.05$)

Esto está relacionado directamente con las cadenas de amilopectina, que, en solución tienen poca tendencia a interactuar y, en consecuencia, los geles de amilopectina son débiles, cohesivos y flexibles; así mismo hay una liberación de las cadenas lineales de amilosa por el uso de ultrasonido y en solución tienen una alta tendencia a interactuar por enlaces de hidrógeno y, en consecuencia, un alto contenido de amilosa proporciona soluciones y películas más rígidas y fuertes (Mali *et al.*, 2004).

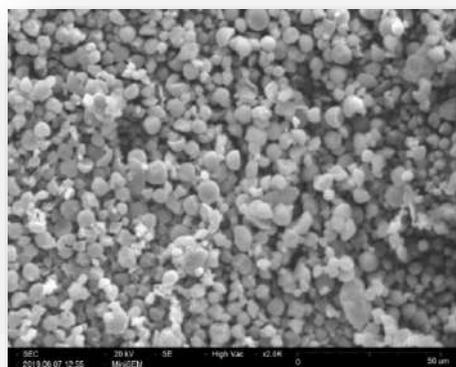


7.6 Microscopía electrónica de barrido.

Los gránulos de almidón de guanábana tienen una morfología circular y elíptico con tamaños medianos irregulares (figura 9); algunas de sus geometrías fueron truncadas (quebrados) con cortes en sus extremos, aunque con menor presencia (figura 10). Los gránulos de almidón asistido por ultrasonido presentaron una morfología similar a los extraídos convencionalmente presentando tamaños irregulares de formas circulares y elípticas presentándose geometrías truncadas en mayor presencia (figura 10).



A



B

Figura 8. Microscopia Electrónica de Barrido del almidón de guanábana. A Gránulos de almidón extracción convencional. B Gránulos de almidón extracción asistida (15 minutos y 30% AU) (Condiciones de observación: 20 kV – x2.0 K a 50 um).

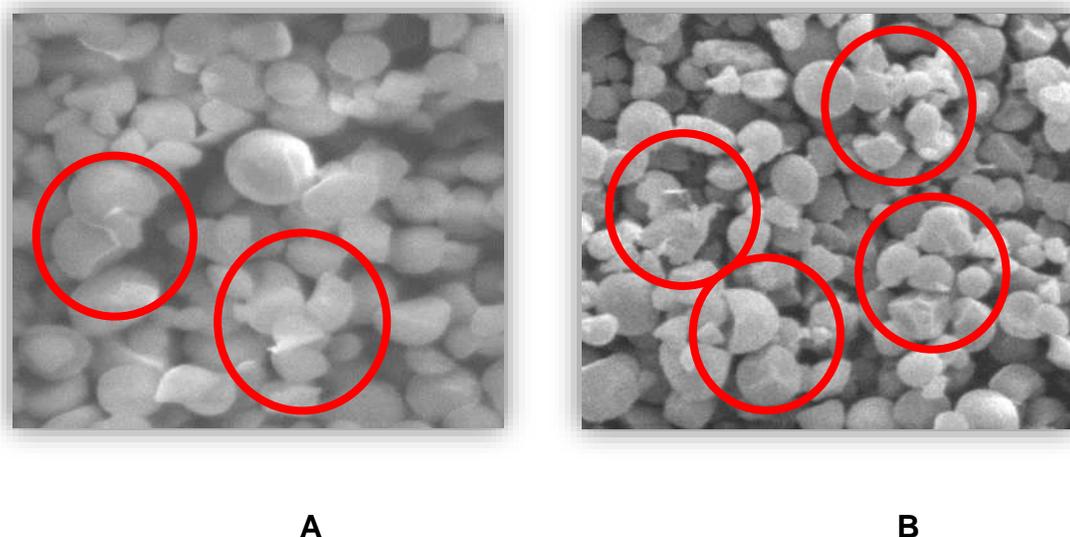


Figura 9. Gránulos fracturados de almidón de guanábana. A Gránulos fracturados de almidón extraídos de manera convencional. B Gránulos fracturados de almidón asistidos con ultrasonido 10x40% AU (Condiciones de observación: 20 kV – x2.0 K a 50 μ m).

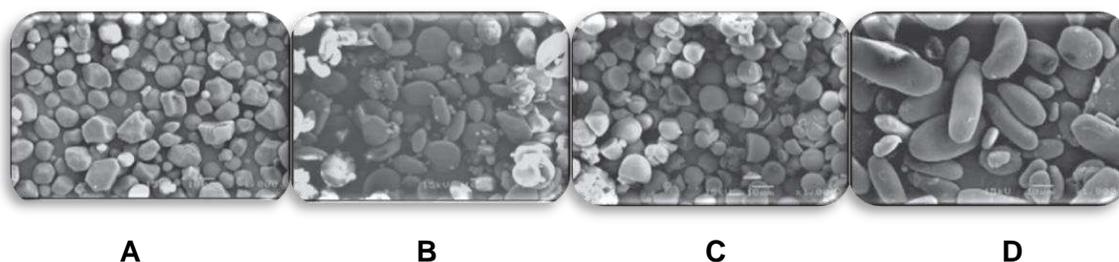


Figura 10. Microscopía Electrónica de Barrido de los almidones comerciales. Maíz (A) cebada (B) mango (C) y plátano (D) reportados por Casarrubias *et al.*, 2012.

La morfología del almidón de guanábana se comparó con los gránulos de cebada, mango, plátano y maíz (figura 11), este último presenta formas esféricas, oval y con predominio poligonal, con tamaños pequeños y grandes; el almidón de cebada; muestra formas pequeñas esféricas y grandes lenticulares; mientras que los gránulos de almidón de mango muestran una forma esférica o de domo y puntas, presentando hendiduras; el almidón de plátano mostró un granulo más grandes y alargados (Casarrubias-Castillo *et al.*, 2012).



La forma de los gránulos del almidón dependen directamente de la estructura de la amilopectina; así mismo se determina que cuando hay presencia de gránulos alargados tienen amilopectina con pocas ramificaciones de cadenas largas, y los gránulos pequeños y esféricos tienen un mayor número de ramificaciones pero cadenas cortas (Jane *et al.*, 1999); los tratamientos asistidos con ultrasonido pueden afectar la estructura de los gránulos de almidón en diferentes dimensiones (Zinoviadou *et al.*, 2015); así mismo se ha reportado que el uso del ultrasonido puede afectar la estructura de los gránulos de almidón en diferente dimensión, presentándose gránulos fracturados o quebrados en su morfología (Zhu *et al.*, 2012).

7.7 Químico proximal.

Los análisis químicos proximales y los fisicoquímicos implican la caracterización de los alimentos, haciendo énfasis en la determinación de su composición química, es decir, cuales sustancias están presentes en un alimento (proteínas, grasas, cenizas, humedad, vitaminas, etc., y en qué cantidades estos compuestos se encuentran).

El contenido de humedad del almidón de los frutos de guanábana varió entre 0.014% a 0.035% en extracción asistida y 0.017% en extracción convencional, no habiendo diferencias significativas entre los tratamientos (cuadro 13). Comparándolas con almidones extraídos de tubérculos como el ñame *Dioscorea bulbifera* L. (Vizcarrondo, 2004) y papa (Betancur, 2004) que reportaron una humedad de 12.83 y 19% respectivamente; el almidón de yuca presentó una humedad de 9.48% (Hernández-Medina, 2008); todos estos, presentan una humedad más alta a comparación al almidón de los frutos de guanábana, esta característica podría garantizar una vida de anaquel más estable.



Cuadro 13. Químico Proximal y fisicoquímicos (humedad y cenizas) de almidones de frutos de guanábana.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)	Variables	
		Humedad	Cenizas
10	150	0.016 ± 0.0001 ^a	0.203 ± 0.0040 ^a
	225	0.019 ± 0.0009 ^a	0.201 ± 0.0002 ^a
	300	0.014 ± 0.0012 ^a	0.200 ± 0.0002 ^a
15	150	0.018 ± 0.0054 ^a	0.201 ± 0.0004 ^a
	225	0.019 ± 0.0024 ^a	0.200 ± 0.0007 ^a
	300	0.035 ± 0.0225 ^a	0.216 ± 0.0212 ^a
20	150	0.016 ± 0.0041 ^a	0.203 ± 0.0009 ^a
	225	0.018 ± 0.0033 ^a	0.201 ± 0.0004 ^a
	300	0.028 ± 0.0021 ^a	0.201 ± 0.0008 ^a
Testigo (0 minutos y 0% AU)		0.017 ± 0.0001 ^a	0.205 ± 0.0020 ^a

Los valores son las medidas de tres repeticiones ± desviación estándar, letras diferentes por columna indican diferencias significativas ($P < 0.05$)

El contenido de cenizas de almidón de guanábana se presentó entre 0.200% y 0.216% en la extracción asistida y 0.205% en extracción convencional, no habiendo diferencias significativas entre los tratamientos (cuadro 13). Estos resultados fueron comparados con los reportados por López, 2016, en almidón de mango ‘Ataulfo’ con un contenido de cenizas de 0.066% de igual manera, en mango ‘Tommy Atkins’ 0.069%; así mismo, Medina, 2010, reportaron un contenido de 0.120% de cenizas en cotiledones de mango hilacha; el almidón de guanábana presenta un porcentaje más alto de cenizas en comparación a los almidones de mango. Esto corresponde a que el almidón de guanabana es un producto con alto contenido de minerales que beneficia al funcionamiento del cuerpo humano.

El contenido de proteína de almidón de guanábana se presentó entre 0.863% y 2.162% en la extracción asistida y 2.355% en extracción convencional, no habiendo diferencias significativas entre los tratamientos (cuadro 14). Estos resultados fueron comparados con los reportados por Medina (2010) en cotiledones de mango ‘hilacha’ con un contenido de proteína de 2.25%; de igual manera, López (2016) reportó un contenido de 0.021% de proteína, siendo resultados similares al del



almidón de guanabana, mientras que, en el almidón de tubérculos como el ñame, presentaron cantidades de 0.31%, la papa y la yuca presentaron 0.06% de proteína respectivamente (Medina, 2010).

El contenido de fibra total presentes en el almidón de guanábana (cuadro 14) varió entre 8.175% y 21.45% en extracción asistida y 11.579% en extracción convencional, habiendo diferencias significativas entre los tratamientos. Estos resultados fueron comparados con los reportados por Tecson, 2007 que reporto un contenido de fibra de productos tropicales como el ñame 11%, camote 7% y yuca 3%; de igual manera, Treche, 1996 reporto un contenido de fibra total de yuca 7.9%, papa 9.3%, camote 10.2% y ñame 17.9%. Los almidones de guanábana presentan porcentajes de fibra similares a otros almidones como el camote, la yuca y el ñame, presentando superioridad en algunos tratamientos de la extracción asistida.

Cuadro 14. Químico Proximal y fisicoquímicos (proteína y fibra) de almidones de frutos de guanábana.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)	Variables	
		Proteína	Fibra Total*
10	150	1.077 ± 0.005 ^a	8.175 ± 0.29 ^d
	225	1.525 ± 0.000 ^a	10.089 ± 1.48 ^{cd}
	300	1.502 ± 0.000 ^a	10.340 ± 0.62 ^{cd}
15	150	2.162 ± 0.000 ^a	10.569 ± 1.46 ^{cd}
	225	1.728 ± 0.001 ^a	19.762 ± 0.43 ^a
	300	1.501 ± 0.021 ^a	19.228 ± 1.60 ^a
20	150	1.296 ± 0.001 ^a	18.953 ± 0.53 ^a
	225	0.863 ± 0.000 ^a	18.509 ± 1.60 ^{ab}
	300	1.508 ± 0.001 ^a	15.385 ± 0.05 ^b
Testigo (0 minutos y 0% AU)		2.355 ± 0.002 ^a	11.579 ± 0.27 ^c

*se expresa el contenido de fibra total (g/100g). Los valores son las medidas de tres repeticiones ± desviación estándar, letras diferentes por columna indican diferencias significativas ($P < 0.05$).



Cuadro 15. Químico Proximal y fisicoquímicos (Azúcares totales) de almidones de frutos de guanábana.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)	Variables Azúcares Totales*
10	150	13.10 ± 1.95 ^b
	225	11.08 ± 0.80 ^b
	300	12.24 ± 0.30 ^b
15	150	12.05 ± 0.82 ^b
	225	11.55 ± 0.77 ^b
	300	13.50 ± 1.68 ^b
20	150	13.01 ± 1.24 ^b
	225	13.59 ± 0.42 ^b
	300	21.45 ± 0.16 ^a
Testigo (0 minutos y 0% AU)		19.28 ± 1.46 ^a

*Azúcares totales expresados en glucosa (g/100g). Los valores son las medidas de tres repeticiones ± desviación estándar, letras diferentes por columna indican diferencias significativas ($P < 0.05$).

El contenido de azúcares totales presentes en el almidón de guanábana se presentó en 19.28% en extracción convencional y 11.08 a 21.45% en extracción asistida, habiendo diferencias significativas entre los tratamientos (cuadro 15). Estos resultados en el contenido de azúcares totales fueron comparados con los reportados por Medina (2010) que expresaron un contenido de 6.26% en cotiledones de mango ‘Hilacha’, mientras que en mango ‘Tommy Atkins’ reportaron un contenido de azúcares totales de 0.0034% y en mango ‘Ataulfo’ un 0.139% (López, 2016). Respectivamente Arzapalo *et al.*, 2015 reportaron un porcentaje en azúcares totales de 3 variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd); la variedad negra Collana con un 71.30%, seguido de la variedad roja Pasankalla con 68.79% y la de menor porcentaje 66.37% la variedad blanca Junín; todas estas variedades presentaron superioridad en comparación al porcentaje del contenido de azúcares totales en el almidón de guanábana.



7.8 Determinación de acetogeninas.

La determinación de la presencia de acetogeninas (prueba cualitativa) fue positiva (+) en las extracciones tanto convencional como asistida (cuadro 16), indicativo de que las moléculas de acetogeninas se adhieren a la del almidón por la presencia de este compuesto bioactivo en el producto final; estos resultados fueron comparados a los reportados por León-Fernández *et al.*, (2017) en pulpa de guanábana, en la cual se identificó la presencia de acetogeninas totales con el uso de ultrasonido y microondas con cloroformo y acetato de etilo donde se obtuvieron extractos con acetogeninas. La determinación de la presencia de este compuesto bioactivo en el almidón de guanábana otorga valor importante al producto final atribuyéndole los principales beneficios que este compuesto naturalmente brinda.

Cuadro 16. Determinación de la presencia de acetogeninas en almidones de frutos de guanábana.

Tiempo (minutos)	Potencia de ultrasonido (W)	Acetogeninas
10	150	+
	225	
	300	
15	150	+
	225	
	300	
20	150	+
	225	
	300	
Testigo (0 minutos y 0% AU)		+

(+ Presencia de acetogeninas)



8 CONCLUSIONES.

- El mayor rendimiento de almidón del fruto de guanábana se obtuvo por extracción asistida en condición de 10 minutos y 300 W (6.34%).
- A 10 minutos y 300 W se obtuvo menor contenido de humedad en el almidón con 0.0146%, las mayores cantidades de cenizas, proteína, fibra y azúcares totales fueron bajo las siguientes condiciones: 0.2169% a 15 minutos y 300 W; 2.162% a 15 minutos y 150 W; 19.762% a 15 minutos y 225 W y 20 minutos a 300 W con 21.452% respectivamente.
- A una potencia de 225 W y un tiempo de 10 minutos, la gelatinización del almidón fue a una temperatura de 82.33 °C.
- El mejor índice de absorción de agua es de 6.130% a condiciones de 10 minutos y 150 W.
- La mayor cantidad de amilosa fue de 35.10% en la extracción convencional; mientras que la mayor cantidad de amilopectina fue de 76.00% a 15 minutos y 150 W.
- El mejor índice de solubilidad de agua fue de 3.344% en extracción convencional.
- El mejor índice de hinchamiento fue de 6.120% a condiciones de 10 minutos y 150 W
- La tinción de lugol determinó la presencia de amilosa en el almidón con una coloración azul; así mismo, el comportamiento de absorción de agua del almidón fue creciente al aumento de la temperatura expuesta.
- Las características morfológicas de los gránulos de almidón presentaron formas circulares y elípticas con tamaños irregulares, en las dos condiciones de extracción; así mismo, se observaron geometrías truncadas (quebrados) principalmente con extracción asistida.
- Hubo presencia de acetogeninas (prueba cualitativa) en todos los tratamientos.



RECOMENDACIONES.

- El uso de los almidones depende de su organización estructural más que la fuente de la cual proviene, por lo tanto, la guanábana es una fuente potencial para la extracción de almidones; mostraron diversas propiedades funcionales que lo hacen factibles para su utilización en diversos sistemas alimenticios obteniendo datos similares a los comerciales.
- Debido a las altas temperaturas, los almidones de guanábana asistidos hacen factible su inclusión en productos que son sometidos a altas temperaturas de procesamiento, como los productos enlatados (75°C – 80°C).
- Los almidones de guanábana convencionales pueden considerarse para ser usados en productos que no requieran temperaturas elevadas, tales como caramelos tipo chiclosos o natillas, etc. (60°C – 70°C).
- La caracterización estructural determinó que el almidón de guanábana forma pastas con alta viscosidad, lo cual, se puede utilizar como espesante alimenticio



9 LITERATURA CITADA.

- Agustín, A. J. y Hernández, A. L. 2011. Biología, diversidad, conservación y uso sostenible de los recursos genéticos de Annonaceae en México. Chapingo: Universidad Autónoma Chapingo. 141 p.
- Alonso, J. 2006. "Medicinas complementarias y su respaldo científico". en los salones del centro de capacitación. Urbanización santa Elena, antiguo Cuscatlán-cuscatlán, el salvador: fitomedicina y antitumorales vegetales.
- Alvis A., Vélez C.A., Villada, H.S., 2008, Análisis Físico-Químico y Morfológico de Almidones de Ñame, Yuca y Papa y Determinación de la Viscosidad de las Pastas, Información Tecnológica – Vol. 19 N° 1 - 2008
- Amini, A., Razavi S. y Mortazavi, S. 2015. Morphological, physicochemical, and viscoelastic properties of sonicated corn starch. Carbohydrate Polymers. 122: 282-292.
- Anderson, R., Conway, H.F., Pheiser, V.F. y Griffin, E.L. 1969. Gelatinisation of corn grits by roll and extrusion cooking. Cereal Science Today, 14: 4-12.
- Andres A, J. y Andres S, L. 2011. Biología, diversidad, conservación y uso sostenible de los recursos genéticos de Annonaceae en México. Universidad Autónoma Chapingo Centro Regional Universitario Centro Occidente, Texcoco, México
- Angiosperm Phylogeny Group (APG). 1998. "Una actualización de la clasificación del Grupo para la Filogenia de las Angiospermas sobre los órdenes y las familias de las plantas con flor: APG II". Botanical Journal of the Linnean Society. 141:399-43.
- Ante, A. O. 2004. Aproximación Agroforestal a la Base Conceptual y Metodológica del Huerto Familiar. Fundación Ecovivero, 1-28.
- AOAC (Association of Official Analytical Chemists). 2005. Official Methods of Analysis. 18th 1USA.
- Aparicio, C., Resa, P., Elvira, L., Molina-García, A., Marino, M. y Sanz, P. 2009. Assessment of starch gelatinization by ultrasonic and calorimetric techniques. Journal of Food Engineering. 94: 295-299.
- Araujo V., Rincón C. y Padilla A. 2004. Caracterización del almidón de Dioscorea bulbifera L. Revista Scielo. Volumen 54 No 2, p. 241-245. Disponible en



http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0004-06222004000200016

- Aristizábal J., Sánchez T., 2007; Guía técnica para producción y análisis de almidón de yuca; Boletín de servicios agrícolas de la FAO 163; organización de las naciones unidas para la agricultura y la alimentación; Roma, ISBN 978-92-5 305677-4.
- Ascencio, M., Andrade, R. y Salcedo, J. 2016. Caracterización funcional de almidón oxidado de yuca (*Manihot esculents*). *Agronomía colombiana (supl)*, 34(1) p. 757-759. Doi: 10.15446/agron.colomb.sup.2016n1.57865
- Arzapalo Q.D., Huamán C.K., Quispe, M.S., Espinoza S. C. 2015. Extracción y caracterización del almidón de tres variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) negra collana, pasankalla roja y blanca junín, Universidad Nacional del Centro del Perú, *Rev Soc Quím Perú*. 81(1)
- Badui, D.S. *Química de los alimentos*, cuarta edición, Pearson Educación, 2006
- Baguma, Y; Sun, Ch; Ahlandsberg, S; Mutisya, J; Palmqvist, S; Rubaihayo, P; Magambo, M; Egwang, T; Larsson, H & Jansson, C. 2003. Expression patterns of the gene encoding starch branching enzyme II in the storage roots of cassava (*Manihot esculenta* Crantz). *Plant Sci* 164: 833-839.
- Barbero, G. F., a liazid, Palma, M., and Barroso, C.G. 2008 "Ultrasound-assisted extraction of capsaicinoids from peppers.," *Talanta*, vol. 75, no. 5, pp. 1332–7, Jun. 2008.
- Batchu, S., Chaudhary, K., Wiebe, G., Seubert, J. 2013. *Bioactive Compounds in Heart Disease*, Chapter 28. *Bioactive Food as Dietary Interventions for Cardiovascular Disease*. University of Alberta, Edmonton, AB, Canada.
- Bello-Lara, J.E., Balois-Morales, R. Sumaya-Martinez, M.T. Juarez-Lopez, P., Rodriguez-Hernandez, A.I. Sánchez-Herrera, I.m., Jimenez-Ruiz, E.I., 2014. Extracción y caracterización reológica de almidón y pectina en frutos de platano 'Pera' (*Musa ABB*). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*: No 8: 1501-1507



- Bello-Lara, J.E. 2018. Caracterización fisicoquímica y reológica de pectinas y almidones de frutos de mango (*Mangifera Indica* L.) del estado de Nayarit. Tesis de doctorado. Universidad Autónoma de Nayarit.
- Bello-Pérez, L.A., Contreras, R.S.M., Romero, R.M., Solorza-Feria, J. y Jiménez-Aparicio, A. 2002. Propiedades químicas y funcionales del almidón modificado de plátano *Musa Paradisiaca* L (var. macho). *Agrociencia*. 36: 169-180.
- Betancur A. D., Gallegos T. S.; Chel G. L. 2005, Wet-fractionation of *Phaseolus lunatus* seeds: partial characterization of starch and protein. *Journal of the Science and Food Agriculture*, v. 84, n. 10, p. 1193-1201.
- Betancur-Ancona, D.; Gallegos-Tintoré, S.; Chelguerrero, L. 2004. Wet-fractionation of *Phaseolus lunatus* seeds: partial characterization of starch and protein. *Journal of the Science and Food Agriculture*, v. 84, n. 10, p. 1193-1201.
- Betancur-Ancona, D.A.; Chel-Guerrero, L.A.; Camelo Matos, R.I.; Dávila-Ortiz, G. 2001. Physicochemical and functional characterization of baby lima bean (*Phaseolus lunatus*) starch. *Starch/Stärke* 53: 219-226.
- Biesalski H., Dragsted L., Elmadfa I., Grossklaus R., Muller M., Schrenk D., Walter P, Weber P. 2009. Bioactive compounds: Safety and efficacy. Special article *Nutrition* 25 (12): 1206 – 1211.
- Bohinski RJ, Bejarano PA, Balko G. 1998. Determination of lung as the primary site of cerebral metastatic adenocarcinomas using monoclonal antibody to thyroid transcription factor-1. *J Neurooncol* 40:227-231.
- Brown, G. I., James, T., S.J. y Purnell. 2005. "Cutting forces in foods: experimental measurements," *Journal of Food Engineering*, vol. 70, pp. 165–170.
- Casarrubias-Castillo, M. G., Méndez-Montealvo, G., Rodríguez-Ambriz, S. L., Sánchez-Rivera, M. M. y Bello-Pérez, L. A. 2012. Diferencias estructurales y reológicas entre almidones de frutas y cereales. *Agrociencia*. 46:455-466.
- Coêlho M, Elesbão R, Cunha H, Enéas J. 2003, "Comportamento respiratório e qualidade pós-colheita de graviola (*Annona Muricata* L.) 'morada' sob temperatura ambiente". *Rev Bras Frutic*. 2003; 25(1):49-51.



- Coultate, T. 2009. Food: The Chemistry of its Components. Inglaterra. 5: 501 p.
Disponibile en <https://pubs.rsc.org/en/content/ebook/978-1-84973-880-4>
- Chan, H.T., Bhat, R. y Karim, A.A. 2010. Effects of sodium dodecyl sulphate and sonication treatment on physicochemical properties of starch. Food Chemistry. 120: 703-709.
- Chatrou, L.W., M.D. pirie, R.H.J. erkens, T.L.P. Couvreur, K.M. neubig, J.R. abbott, J.B mols, J.W. maas, R.M.K Saunders & M.V. Chase, 2012. A New Subfamilial and Tribal Classification of the Pantropical Flowering Plant Family Annonaceae Informed by Molecular Phylogenetics. Botanical Journal of the Linnean Society 169: 5–40.
- Chemat, F., Humma, Z. y Khan, M.K. 2011. Applications of ultrasound in food technology: processing, preservation and extraction. Ultrasonics Sonochemistry. 18: 813-835.
- Chen, W.; Zhou, H.; Yang, H.; Cui, M. 2015. Effects of charge-carrying amino acids on the gelatinization and retrogradation properties of potato starch. Food Chemistry 167: 180-184.
- Chowdhury, T. y D., M. 2014. Optimization of the amount of amylose, methylcellulose and hydroxypropylmethylcellulose for maximum tensile strength and minimum water vapour permeability of corn starch based self-supporting edible films. Indian Journal of Chemical Technology. 21(2):96-104.
- Cortes, D., L. Moreno, J. Párraga, A. Galán & N. Cabedom. 2014. Nuevos fármacos inspirados en Anonáceas. Revista Brasileira de Fruticultura 36 (Spe1): 22-31.
- Coupland, J.N., 2004, "Low intensity ultrasound," Food Research International, vol. 37, pp. 537–543, 2004.
- Delgado J. O. 2011. "Aplicación del Ultrasonido en la industria de los Alimentos". Revista Especializada en Ingeniería de Procesos en Alimentos y Biomateriales. Volumen 6. Pp. 141-152.
- Demirdöven, T. A. y Baysal. 2009. "The Use of Ultrasound and Combined Technologies in Food Preservation," Food Reviews International, vol. 25, pp. 1–11, 2009.



- Domínguez-Courtney, M.F. 2012. Películas comestibles formuladas con polisacáridos: propiedades y aplicaciones 12.
- Douzals *et al.*, J. P. 1996. Microscopic Study of Starch Gelatinization under High Hydrostatic Pressure. *Agronomic and Food Chemistry*, 1403-1408.
- Drago S. M. E., López L. M., Saíenz E. T. R. 2006. Componentes bioactivos de alimentos funcionales de origen vegetal *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, vol. 37, núm. 4, octubre-diciembre, pp. 58-68 Asociación Farmacéutica Mexicana, A.C. Distrito Federal, México.
- Dubois, M., K. A. Gilles, J. K. Hamilton, P. A. Rebers, and F. Smith. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry* 28: 350-356.
- Elliason, A. 2006. *Carbohydrates in food*. 2 ed. New York, US, Taylor & Francis Group. 546p.
- Flores-Gorosquera, E., García-Suárez, F.J., Flores-Huicochea, E., Nuñez-Santiago, C., González-Soto, R.A. and Bello-Pérez, L.A. 2004. Rendimiento de extracción de almidón a partir de frutos de plátano (*Musa paradisiaca*) estudio en planta piloto. *Acta científica venezolana*. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/28095151_Rendimiento_del_proceso_de_extraccion_de_almidon_de_frutos_de_platano_Musa_paradisiaca_L_Estudio_en_planta_piloto
- Gallego J., J.A., Rodrigues C., G., Acosta A., V. M., Andres G. and F. blancoblanco, A. y Montoya-Vitini. 2002. "Procedimiento y sistema ultrasónico de desespumación mediante emisores con placa vibrante escalonada," U.S. Patent 2002 021132012.
- García, J. H. 2012. Actividad tóxica de los extractos de la corteza de tallo de *Annona cherimolioides* (annonaceae) sobre *Artemia Salina*. *Biol. Cient. Mus. Hist. Nat*, 17-22.
- Gómez-Díaz J. y López-Malo A. 2009. Aplicaciones del ultrasonido en el tratamiento de alimentos. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos*. 3(1): 69-73.
- Gonz, G. 2011. "Aplicaciones del ultrasonido para la estabilización de sistemas alimentarios".



- González-esquinca, A.R., I. de-la-cruz-chacón, M. castro-moreno & C.A. rileysaldaña, 2016. Phenological Strategies of Annona from Deciduous Forest of Chiapas, México. *Botanical Sciences* 94 (3): 531-541.
- González-Espinosa, M., J.A. Meave, F.G. Lorea-Hernández, G. Ibarra-Manríquez y A.C. Newton, 2011. *The Red List of Mexican Cloud Forest Trees*. Edic. Flora & Fauna International, Cambridge, R.U. 149 pp.
- Grace, M.R. 1977. *Elaboración de la yuca*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), Roma. 116 pp. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-a1028s.pdf>
- Guan, J.; Hanna, A. M. 2004. Extruding foams from corn starch acetate and native corn starch. *Biomacromolecules*, v. 5, p. 2329-2339. DOI: 10.1021 / bm049512m.
- Gutiérrez-Carlos., Rivera, Yezabel., Gómez, Rubén., Bastidas, Vanessa., Izaguirre, César. 2015. Extracción y caracterización de grasa y almidón de la almendra de mango variedad Alphonso (*Mangifera indica* L). *Rev Fac Farm.* (57) 2. 2015.
- Herrero A.M.; MD Romero de Ávila. 2006. "Innovaciones en el procesado de alimentos: Tecnologías no térmicas," vol. 50, pp. 71–74.
- Hernández-Medina, M., Torruco-Uco, J. G., Chel-Guerrero, L., y Betancur-Ancona, D. 2008. Caracterización fisicoquímica de almidones de tubérculos cultivados en Yucatán, México. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 28 (3), 718 - 726.
- Hoover, R. 2001. Composition, molecular structure, and physicochemical properties of tuber and root starches: a review. *Carbohydrate Polymers*. 45: 253-267.
- Hoover, R. 2010. The Impact of heat-moisture treatment on molecular structures and properties of starches isolated from different botanical sources. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 50: 835-847.
- Hu, A., Li, L., Zheng, J., Jiao, S., Fan, Y., Chen, L. y Zhang, Z. 2015. Ultrasonic frequency effect on corn starch and its cavitation. *LWT - Food Science and Technology*. 60(2): 941-947.



- Hwang J. y Kokini I. 1992. Contribution of the side branches to rheological properties of pectins. *Carbohydrate Polymers*. Volumene 19 No1, p. 41-50. [https://doi.org/10.1016/0144-8617\(92\)90053-S](https://doi.org/10.1016/0144-8617(92)90053-S)
- Ikegwu, O.J., Okechukwu, P.E. y Ekumankana, E.O. 2010. Physicochemical and pasting charactersitics of flour and starch from Achi *Brachystegia eurycoma* Seed. *Journal of Food Technology*. 8(2): 58-66.
- Jambrak, A.R., Herceg, Z., Šubarić, D., Babić, J., Brnčić, M., Brnčić, S.R., Bosiljkov, T., Čvek, D., Tripalo, B. y Gelo, J. 2010. Ultrasound effect on physical properties of corn starch. *Carbohydrate Polymers*. 79: 91 -100.
- Jane, J, Chen, YY, Lee, LF, McPherson, AE, Wong, KS, Radosavljevic, M, & Kasemsuwan, T. 1999. Effects of amylopectin branch chain length and amylose content on the gelatinization and pasting properties of starch. *Cereal chemistry*, 76(5), 629-637. <https://doi.org/10.1094/CCHEM.1999.76.5.629>
- Jobling, S. 2004. Improving starch for food and industrial applications. *Curr Opinion Plant Biol*. 7:210- 218.
- Jones P.J. 2002. Clinical nutrition: 7. Functional foods more than just nutrition. *Canadian Medical Association Journal*, 166 (12):1555-1563.
- Jonesa, P. a. 2007. Functional food development: concept to reality. *Trends in Food Science & Technology*, 18(7), 387-390.
- Joyce A.M. and T.J. Mason. 2008. Sonication used as a biocide. A review: Ultrasound alternative to chemical biocides. *Chemistry Today*. 26(6):22P26
- Karimi, M., Jenkins, B. y Stroeve, P. 2014. Ultrasound irradiation in the production of ethanol from biomass. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*. 40: 400-421.
- Kaur, A.; Singh, N.; Ezekiel, R.; Singh, H. 2007. Physicochemical, thermal and pasting properties of starches separated from different potato cultivars grown at different locations. *Food Chemistry* 101: 643–651.
- Kim, W; Kim, J; Krishnan, H; Nahm, B. 2005. Expression of *Escherichia colibranching* enzyme in caryopses of transgenic rice results in amylopectin with an increased degree of branching. *Planta* 220: 689–695.



- Leiva G. S.; Gayoso B. G., & Chang C. L., 2018., *Annona muricata* L. “guanábana” (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico. 25 (1) Enero – Abril. *Arnaldoa* 25 (1): 127 - 140, <http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25108>
- León Fernández, A.E., Obledo-Vázquez, E.N., Vivar-Vera, M.A., Sáyago Ayerdi, S.G. Montalvo-González, E. 2017. Evaluation of emerging methods on the polyphenol content, antioxidant capacity and qualitative presence of acetogenins in soursop pulp (*Annona muricata* L.). *Revista Brasileira Fruticultura. Jaboticabal - SP.*, v. 39, n. Spe., (e-358). DOI 10.1590/0100-29452017 358
- Li, G., Wang, S., y Zhu, F. (2016). Physicochemical properties of quinoa starch. *Carbohydrate Polymers*, 137,328-338. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2015.10.064>
- Lida, T., Tuziuti, Y., Yasui, T., Towata, K., Kosuka y A. 2008. “Control of viscosity in starch and polysaccharide solutions with ultrasound after gelatinization,” *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, vol. 9, pp. 140–146.
- Lima, F.F. y Andrade, C.T. 2010. Effect of melt-processing and ultrasonic treatment on physical properties of high-amylose maize starch. *Ultrasonics Sonochemistry*. 17: 637-641.
- Lindeboom N., Chang P. y Tyler R. 2004. Analytical, biochemical and physicochemical aspects of starch granule size, with emphasis on small granule starches: a review, *Starch*. Volumen 56 No 3, p. 89-99. <https://doi.org/10.1002/star.200300218>
- Liu, Q.; Tarn, R.; Lynch, D.; Skjodt, N. 2007. Physicochemical properties of dry matter and starch from potatoes grown in Canada. *Food Chemistry* 105: 897–907.
- Lloyd, J; Kossmann, J; Ritte, G. 2005. Leaf starch degradation comes out of the shadows. *Trends Plant Sci* Vol.10 No.3: 130-137.
- López, F.Y.A. 2016. Caracterización fisicoquímica y reológica de almidón y pectinas de frutos de mango ‘Ataulfo’ y ‘Tommy Atkins’ del estado de Nayarit. Tesis Licenciatura. Instituto Tecnológico del sur de Nayarit.



- Maas, P. J., L. Y. T. Westra, H. Rainer, A.Q. Lobão & R. H. Erkens, 2011. An Updated Index to Genera, Species, and Intraspecific Taxa of Neotropical Annonaceae. *Nordic Journal of Botany* 29 (3): 257-356.
- Mali, S., Karam, L, Ramos, L., y Grossmann, M. 2004. Relationships Among the composition and physicochemical properties of starches with the characteristics of their films. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52 (25), 7720-7725. <https://doi.org/10.1021/jf049225+>
- Manchun, S., Nunthanid, J., Limmatvapirat, S. y Sriamornsak, P. 2012. Effect of ultrasonic treatment on physical properties of tapioca starch. *Advanced Materials Research*. 506: 294-297.
- Martín-Sánchez M., Martín-Sánchez, M.T., y Pinto, G. 2013. Reactivo de Lugol: Historia de su descubrimiento y aplicaciones didácticas, *Universidad Nacional Autónoma de México*, ISSN 0187-893-X; *Educ. quím.*, 24(1), 31-36,
- Martinez-Vazquez, M. y R. Estrada-Reyes, 2014. Secondary Metabolism in Annonaceae: Potencial Source of Drugs. *Revista Brasileira de Fruticultura* 36 (Spe1): 141-146.
- Martini, S., Suzuki, A.H., and Hartel, R. W. 2008. "Effect of High Intensity Ultrasound on Crystallization behavior of Anhydrous Milk Fat," *Journal of the American Oil Chemists' Society*, vol. 85, no. 7, pp. 621–628, May 2008.
- Medina, C., Paredes, A., Rodríguez, M.E., Moreno, M., Camacho D.B., García, D. y Ojeda, C. 2010. Evaluación de dos métodos de extracción de almidón a partir de cotiledones de mango.
- Mclauchlan, A; Ogonnaya, F; Hollingsworth, B; Carter, M; Gale, K; Henry, R; Holton, T; Morell, M; Rampling, L; Sharp, P; Shariflou, M; Jones, M; Appels, R. 2001. Development of robust PCR-based DNA markers for each homoeo-allele of granule-bound starch synthase and their application in wheat breeding programs. *Aust J Agric Res*. 52(11-12):1409-1416.
- Mongenot, P., Charrier, N., S. y Chalier. 2000. "Effect of ultrasound emulsification on cheese aroma encapsulation by carbohydrates," *Journal of Agricultural Food Chemistry*, vol. 48, pp. 861– 867, 2000.



- Morales, A. R. 1998. Frutoterapia : los frutos que dan vida. ECOE-Santa Fe de Bogota, 212.
- Mukerjea, R; Robyt, Jf. 2005. Starch biosynthesis: further evidence against the primer nonreducing-end mechanism and evidence for the reducing-end two-site insertion mechanism. *Carb Res* 340 (13): 2206-2211.
- Munykawa T.R.I., Langeveld S., Salehuzzaman S.N.I.M., Jacobson E., Visser R.G.F. 1997. Cassava starch biosynthesis. New avenues for modifying starch quantity and quality. *Eur.* 96:65-75.
- Nishi Aiko; Yasunori Nakamura, Naoki Tanaka; Hikaru Satoh. 2005. Biochemical and Genetic Analysis of the Effects of Amylose-Extender Mutation in Rice Endosperm. *Plant Physiol.*, Vol. 137, pp. 43-56.
- O'Donnell, P. J., Tiwari, C. P., Bourke, B. K., P. y Cullen. 2010. "Effect of ultrasonic processing on food enzymes of industrial importance," *Trends in Food Science y Technology*, vol. 21, pp. 358–367, 2010.
- Oosten, B.J. 1982. "Tentative hypothesis to explain how electrolytes affect the gelatinization temperature of starches in water", *Die Starke*, 34:233.
- Parker, R. 2001. *Introduction to Food Science*. Delmar Thomson Learning. USA. 636 p. Disponible en: http://www.delmarlearning.com/browse_product_detail.aspx?catid=5531&ISBN=9780766813144
- Paternina, a., Salcedo, j. y Romero, p. 2016. Efecto de la harina de ñame (*D. rotundata*) sobre las propiedades texturales de salchichas. *Agronomía colombiana (supl)*, 34(1) p. 379-381. Doi: 10.15446/agron.colomb.sup.2016n1.58021
- Patil, B., Jayaprakasha, G., Chidambara, K., Vikram, A. 2009. Bioactive compounds: historical perspectives, opportunities, and challenges. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 57 (18): 8142 – 8160.
- Pingret, D., Fabiano-Tixier, A.S. y Chemat, F. 2013. Degradation during application of ultrasound in food processing: a review. *Food Control*. 31: 593-606.
- Quintero Novoa D. F. y Ramírez Rueda J. A.; 2013, Estudio del mecanismo de gelatinización del almidón de yuca.



- Quinto, D.A., Córdor, K.H., Sol, M.Q., 2015. Extracción y caracterización del almidón de tres variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) negra collana, pasankalla roja y blanca junín. *Rev Soc Quím Perú*. 11.
- Ríos R. E. A., Ochoa M. L. A., Morales C. J. 2016. Efecto del tratamiento con ultrasonido sobre las propiedades funcionales y estructurales de almidón procedente de diversas fuentes: una revisión. Instituto Tecnológico de Durango, Departamento de Ingenierías Química y Bioquímica. *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud* <http://biotecnia.ojs.escire.net>. *Biotecnia / XVIII (2): 16-23*
- Rivas. M, Zamudio, P Y Bello, L. 2009. Efecto del grado de acetilación en las características morfológicas y fisicoquímicas del almidón de plátano. *Revista Mexicana de Ingeniería Química (MÉXICO)* 8(3): 291-297. Disponible en: http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1665-27382009000300008
- Roberfroid M.B. 1999. Concepts in Functional foods: the case of inulin and oligofructose. *Journal of Nutrition*, 129 (7 Suppl): 1398S-1401S.
- Robledo-Reyes, P. C., González, R., Jaramillo G. I., Restrepo J., 2008, evaluación de la toxicidad de acetogeninas anonáceas sobre ninfas de *periplaneta americana* L. (Dictyoptera: blattidae), *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle* 9(1): 54-61.
- Robles Ozuna L.E y Ochoa Martínez L.A. 2012. Ultrasonido y sus aplicaciones en el procesamiento de alimentos. *Rev. Iber. Tecnología Postcosecha* Vol 13(2):109-122.
- Rodgers, E.T., S. L. & Ryser, "Reduction of microbial pathogens during apple cider production using sodium hypochlorite, copper ion, and sonication," and sonication. *J Food Prot*, vol. 67(4), pp. 766–771, 2004.
- Rodriguez-Hernandez A.I. 2004 "Reología y estructura de mezclas formadas por los polisacaridos almidon de maíz ceroso y gelana". Tesis
- Rodríguez, R; Ruiz, B; Guyot, J; Sánchez, S. 2005. Starch-binding domain affects catalysis in two lactobacillus α - amylases. *Appl Envir Microbiol*, Vol. 71, No. 1, p. 297–302.



- Rodríguez-Riera, Z., Robaina-Mesa M., Jáuregui-Haza, U., Blanco-González A. y Rodríguez-Chanfrau, J.E., 2014, Empleo de la radiación ultrasónica para la extracción de compuestos bioactivos provenientes de fuentes naturales. Estado actual y perspectivas., Revista CENIC Ciencias Químicas, Vol. 45, pp. 139-147.
- Romano, V. A., R. V. A. Orru, B. Groenendaal, J. Van Heyst, M. Hunting, C. Wesseling, R. F. Schmitz, S. F. Mayer & K. Faber. 2003. Biomimetic approach to the stereoselective synthesis of Acetogenins. Pure Application Chemistry, 75(2-3):259-264.
- São José, J.F.B., Andrade, N.J., Ramos, A.M., Vanetti, M.C.D., Stringheta. P.C. y Chaves, J.B.P. 2014. Decontamination by ultrasound application in fresh fruits and vegetables. Food Control. 45: 36-50.
- Satoh, H; A, Nishi; K, Yamashita; Y, Takemoto; Y, Tanaka; Y, Ho-saka; A, Sakurai; N, Fujita; Y, Nakamura. 2005. Starch-Branching Enzyme I-Deficient Mutation Specifically Affects the Structure and Properties of Starch in Rice Endosperm.2005. Plant Phys., Vol. 133, pp. 1111–1121.
- Scott, G; Rosegrant, M; Ringler, C. 2000. Tendencias y proyecciones para los cultivos de raíces y tubérculos para el año 2020. Alimentos, Agricultura y Medio Ambiente. Documento de discusión IFPRI-CIP. Washington, DC.
- Schneider, M. (2001). Phospholipids for functional food. J. Lipids Sci. Techno, 98-101.
- Serna R. L. F., López G. S. M. 2010. Actualización del manual del laboratorio de análisis de alimentos del programa de tecnología química de la universidad tecnológica de Pereira.
- Servicio de Información Agrícola y Pesquera (SIAP) 2018. Cierre de la Producción Agrícola. <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>
- Shittu, R., Lasekan, O., Karim, R., y Sulaiman, R. 2016. Plantain-starch: Microstructural, physicochemical, and morphological characteristics of two cultivars grown in Malaysia. Starch Starke, 68 (11-12), 1187-1195. <https://doi.org/10-1002/star.201500262>.



- Singh, J; Kaur, L. 2009. *Advances in potato chemistry and technology*. Burlington, US, Editorial Academic Press. 508 p. Disponible en: <https://www.elsevier.com/books/advances-in-potato-chemistry-and-technology/singh/978-0-12-800002-1>
- Singh, N., Singh, J., Kaur, L., Sodhi, N.S. y Gill, B.S. 2003. Morphological, thermal and rheological properties of starches from different botanical sources. *Food Chemistry*. 81: 219-231.
- Slaverria, M. S. 2001. *Guia tecnica del cultivo de Annona*. El Salvador: AliasEscobar.
- Smith, A. 2005. How plants make and degrade starch granules. In *Proceedings Starch Update 2005: The third conference on Starch Technology: 7-13 p. 4-5 november- 2005 Bangkok, Thailand*.
- Smith, A. 2005. How plants make and degrade starch granules. In *Proceedings Starch Update 2005: The third conference on Starch Technology: 7-13 p. 4-5 november- 2005 Bangkok, Thailand*.
- Solis-Espinoza, V. 2008, *Estudios estructurales de almidon de fuentes no convencionales: Mango (Mangifera Indica L.) y plátano (Musa paradisiaca L.)*. Tesis Maestría. Instituto Politécnico Nacional, centro de desarrollo de productos bioticos.
- Soria, A.C. y Villamiel, M. 2010. Effect of ultrasound on the technological properties and bioactivity of food: a review. *Trends in Food Science & Technology*. 21: 323-331.
- Sujka, M. y Jamroz, J. 2013. Ultrasound-treated starch: SEM and TEM imaging, and functional behaviour. *Food Hydrocolloids*. 31: 413-419.
- Tecson, E. (2007). Development of functional foods in the Philippines. *Food Science and Technology Research* 13 (3): 179-186.
- Tester, R; Karkalas, J; Qi, X. 2004. Starch structure and digest-ibility Enzyme-Substrate relationship. *World's Poul Sci J*, Vol. 60: 186-196.
- Tetlow, I; M, Morell; M, Emes. 2004. Recent developments in understanding the regulation of starch metabolism in higher plants. *J Exp Bot* Vol 55 N° 406 pp 2131- 2145.



- Tiwari, B. K., Muthukumarappan, K., O'Donnell, C. P., and Cullen, P. J., 2009. "Inactivation kinetics of pectin methylesterase and cloud retention in sonicated orange juice," *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, vol. 10, no. 2, pp. 166–171, Apr.
- Torley, P. y Bhandari, B.R. 2007. Ultrasonido en procesamiento y conservación de alimentos . En MS Rahman (Ed.), *Manual de conservación de alimentos* (2nd Ed. / 29 ed., Pp. 713-740). Boca Raton, FL, EE. UU .: CRC Press.
- Torres, A., Durán, M., Montero, P., 2013. Evaluación de las propiedades funcionales del almidón obtenido a partir de malanga. Disponible en: <http://repositorio.unicartagena.edu.co:8080/jspui/bitstream/11227/5195/1/Evaluacion%20de%20las%20propiedades%20funcionales.pdf>
- Toshio, O., Y. Tomoyuki, H. Shouji y M. Takaaki, 2000. High-resolution Imaging of Starch Granule Structure using Atomic Force Microscopy, *Starch/Stärke*: 52(5), 150-153.
- Tovar-Benítez, Tomas. 2008. Caracterización morfológica y térmica del almidón de maíz (zea mays l) obtenido por diferentes métodos de aislamiento. Universidad Autonoma del Estado de Hidalgo, Hidalgo. Disponible en: <http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/bibliotecadigital/bitstream/handle/231104/508/Caracterizacion%20morfolologica%20y%20termica%20almidon%20de%20maiz.pdf;jsessionid=229DB3435049F48A74E94D4E0DA7C642?sequence=1>
- Treche, S. 1996. Tropical root and tuber crops as human staple wood. Conferencia. I Congreso Latinoamericano de raíces tropicales. (7-10 Octubre, San Pedro - SP - Brazil).
- Trinh, k.s., choi, s.j. and moont, T. 2013. Structure and digestibility of debranched and hydrothermally treated wáter yam starch. *Starch-Starke*; 65 (7-8), 2013, p. 679-685. <https://doi.org/10.1002/star.201200149>.
- Ugarte-Romero, E., Feng, H., Martin, S.E., Cadwallader, K.R., Robinson. 2006. "Inactivation of Escherichia coli with Power ultrasound in Apple cider," *J Food Sci*, vol. 71(2), pp. 102–108, 2006.



- Uno-Okamura, K; Sogaa, K; Wakabayashia, K; Kamisakab, S; Hosona, T. 2004. Purification and properties of apoplastic amylase from oat (*Avena sativa*) seedlings. *Physiol Plant*. 121: 117–123.
- Vidal-Hernandez, L., & Nieto, A. 1998. Diagnostico tecnico y comercial de guanábana en Mexico. Primer Congreso Internacional de Annonaceas, (págs. 1-18). Universidad de Chapingo, Chapingo, Mexico.
- Wheatley. C.C. 1991. Caidad de raíces de yuca y factores que intervienen en ella. En: Hershey, C. H. (ed.). *Mejoramiento genético de la yuca en América Latina*. CIAT, Cali, Colombia. P- 267-291.
- Whistler R.L., 1976. *Starch Chemistry and Technology*, Academia Press, London, England, 527 pp.
- WU, J.R., Hulbert, H., G.J. y Mount. 2000. “Effects of ultrasound on milk homogenization and fermentation with yogurt starter,” *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, vol. 1, pp. 211–218, 2000.
- Yu, S., Zhang, Y., Ge, Y., Zhang, Y., Sun, T., Jiao, Y. y Zheng, X. 2013. Effects of ultrasound processing on the thermal and retrogradation properties on nonwaxy rice starch. *Journal of Food Process Engineering*. 36: 793-802.
- Zaidul, I.; Yamauchi, H.; Matsuura-Endo, C.; Suzuki, T.; Noda, T. 2007. Correlation between the compositional and pasting properties of various potato starches. *Food Chemistry* 105: 164-172.
- Zhu, F. 2015. Impact of ultrasound on structure, physicochemical properties, modifications, and aplicaciones of starch. *Trends in Food Science & Technology*. 43: 1-17.
- Zhu, J., Li, L., Chen, L. y Li, X. 2012. Study on supramolecular structural changes of ultrasonic treated potato starch granules. *Food Hydrocolloids*. 29: 116-122.
- Zamudio C. Y. E., 2011. “Estudio in vitro de la capacidad inhibitoria de radicales libres del fruto de la Guanábana (*Annona muricata*)”. Tesis maestría. Universidad Veracruzana. Instituto de ciencias básicas.
- Zeeman S.C., Kossmann J., Smith A.M. 2010, Starch: its metabolism, evolution, and biotechnological modification in plants. *Annu. Rev. Plant Biol*; 61:209–234.



- Zinoviadou, K.G., Galanakis, Ch. M., Brnčić, M., Grimi, N., Boussetta, N., Mota, M.J., Saraiva, J.A., Patras, A., Tiwari, B. y Barba, F. 2015. Fruit juice sonication: Implications on food safety and physicochemical and nutritional properties. *Food Research International*. 77: 743-752.
- Zuo, Y.Y.J., Hébraud, P., Hemar, Y. y Ashokkumar, M. 2012. Quantification of high-power ultrasound induced damage on potato starch granules using light microscopy. *Ultrasonics Sonochemistry*. 19:421-426.