

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA “ANTONIO NARRO”

DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL

DEPARTAMENTO DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS



**Efecto de un nanoformulado con ingredientes activos vegetales
sobre la maduración postcosecha de la guanábana (*Annona
muricata* L.) cultivada en Nayarit.**

Por:

ARAIS AZUCENA VAZQUEZ MALDONADO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Diciembre 2019

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL
DEPARTAMENTO DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

Efecto de un nanoformulado con ingredientes activos vegetales sobre la maduración postcosecha de la guanábana (*Annona muricata* L.) cultivada en Nayarit.

Por:

ARAI AZUCENA VAZQUEZ MALDONADO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS

El presente trabajo ha sido dirigido por el siguiente comité:

Asesora Principal



Dra. Dolores Gabriela Martínez Vázquez

Co-Asesor



Dr. J. Gabriel Luna Bárcenas

Co-Asesora



Dra. Efigenia Montalvo González

Dr. José Dueñez Alanís

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL



Saltillo, Coahuila, México
Diciembre 2019

MANIFIESTO DE HONESTIDAD ACADÉMICA

La suscrita **Arais Azucena Vazquez Maldonado** alumna de la carrera Ingeniero en Ciencia y Tecnología de Alimentos con matrícula 41155029 y autora de la siguiente tesis manifiesta que:

- 1.- Reconozco que el plagio académico constituye un delito que está penado en nuestro país.
- 2.- Las ideas, opiniones, datos e información publicadas por los otros autores y utilizadas en la presente tesis han sido debidamente citadas reconociendo la autoría de la fuente original.
- 3.- Toda información consultada ha sido analizada e interpretada por el suscrito y redactada según su criterio y apreciación, de tal manera que no se ha incurrido en el "copiado y pegado" de dicha información.
- 4.- Reconozco la responsabilidad sobre los derechos del autor de los materiales bibliográficos consultados por cualquier vía y manifiesto no haber hecho mal uso de ninguno de ellos.
- 5.- Entiendo que la función y alcance de mi comité de asesoría está circunscrito a la orientación de guía respecto a la metodología de la investigación realizada para la presente tesis, así como del análisis e interpretación de mis resultados obtenidos, y por lo tanto eximo de toda responsabilidad relacionada al plagio académico a mi comité de asesoría y acepto que cualquier responsabilidad respecto es únicamente mía.

Atentamente



ARAI AZUCENA VAZQUEZ MALDONADO

Tesista

El presente trabajo se desarrolló en el Laboratorio de Polímeros y Biopolímeros del Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del IPN, Unidad Querétaro, ubicado en el Libramiento Norponiente No. 2000, Fraccionamiento Real de Juriquilla., Querétaro, Qro., bajo la dirección del Dr. J. Gabriel Luna Bárcenas y supervisión de la M. en C. Reina Araceli Mauricio Sánchez y con el apoyo del proyecto Problemas Nacionales CONACYT 2397 “Desarrollo de un insecticida nanotecnológico con alto valor agregado para contrarrestar altas pérdidas de postcosecha de frutos secos de guanábana (*Annona Muricata* L)”.

En atención a lo anterior ha de referirse al Artículo 77 del Reglamento General de Estudios de Posgrado del Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del IPN vigente, el cual menciona lo siguiente:

La tesis, la investigación generada para la obtención del grado, así como toda investigación realizada en el Centro o por iniciativa del mismo y, los productos obtenidos, son propiedad física e intelectual del Centro. El director de tesis será el depositario de los mismos, todos los artículos y reportes publicados y todos los trabajos presentados públicamente deberán dar los créditos correspondientes al Centro, al director de tesis y a quienes sea pertinente. Cuando se presente material ajeno se deberán citar las fuentes de manera clara y completa.

"Cualquier cosa es posible si tienes suficiente valor".

(J. K. Rowling)

DEDICATORIAS

Le dedico a mis amados padres, Araceli Maldonado Rebollar e Ismael Vazquez Sierra, a mi pequeño hermano Ismael Vazquez Maldonado, a mis queridos abuelos Josefa Sierra Hernández, Ricardo Vazquez Mendoza, a la memoria de mis abuelitos Antonio Maldonado Lizardi y Porfiria Rebollar García, quienes con su amor incondicional, apoyo y confianza me han inspirado a realizar el trabajo que a continuación presento.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por haberme permitido vivir hasta el día de hoy, por darme salud, fuerzas y valor para culminar la carrera.

Quiero expresar mi infinita gratitud para con el Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional (CINVESTAV) unidad Querétaro, por darme la oportunidad de desarrollar la investigación presente y por apoyarme económicamente para subsistir durante la elaboración del presente trabajo.

Mi profundo agradecimiento a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro quien me dio tantos conocimientos, me brindo su alojamiento en las bellas instalaciones, me permitió ser una estudiante enfocada hacia la carrera y por hacerme sentir como en casa.

De igual manera agradezco al Instituto Tecnológico de Tepic por brindarme su casa de estudios para desarrollar la parte experimental del presente trabajo.

Agradezco a la Dra. Dolores Gabriela Martínez Vazquez, quien fue mi asesora principal, una guía a través de mi estancia en la universidad, por la paciencia que me brindo durante la elaboración de la tesis, le agradezco por haber compartido sus conocimientos y por ser una gran maestra.

Expreso un sincero agradecimiento al Dr. Gabriel J. Luna Bárcenas, quien fue un co-asesor excelente, me faltaran líneas para expresar la gratitud que tengo para con él. Gracias por guiarme, por apoyarme durante los momentos difíciles que se presentaron al realizar la presente investigación y por compartir sus conocimientos.

También quiero agradecer a la Dra. Efigenia Montalvo González por su gran apoyo durante la realización de los análisis del presente trabajo y por asesorarme para concluir la tesis.

Agradezco a la M.C Reyna Araceli Mauricio Sánchez por ser una gran auxiliar de laboratorio, por empaparme de sus conocimientos y por los valiosos consejos que me brindo.

Al M.C. Héctor Alexander López Muñoz por guiarme durante la elaboración de la redacción del trabajo compartiendo sus conocimientos, por haberme brindado su amistad y darme consejos para mantenerme fuerte y perseverante con mis estudios.

Quiero agradecer a la Dra. Blanca por ser una excelente guía durante mi estancia en CINVESTAV, también por la paciencia que me tuvo al enseñarme a trabajar en laboratorio y por confiar en mí.

Agradezco infinitamente el apoyo de la M.C. Eneida Adilene Velásquez Pérez por asesorarme y guiarme durante el escrito de la tesis.

Estoy eternamente agradecida con la Dra. María Hernández González por haber sido una excelente catedrática, investigadora y guía en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, expreso el gran cariño que le tengo y la infinita gratitud por todo el apoyo que me brindo.

Así mismo agradezco a todos los profesores, auxiliares de laboratorio y personal de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por acogerme, guiarme y haberme brindado su apoyo en todo momento.

No tengo palabras para expresar mi amor y gratitud por mi madre Araceli Maldonado Rebollar, quien ha dado su vida por verme triunfar y superarme. Agradezco infinitamente por toda la confianza y el gran apoyo que me ha brindado siempre, gracias amada madre porque por ti he logrado culminar el sueño de ser ingeniero.

Agradezco a mi padre Ismael Vazquez Sierra por todo el apoyo que me brindo para lograr culminar una carrera y por amarme tanto.

Gracias a mi hermanito Ismael Vazquez Maldonado por ser mi motor para lograr todo lo que me he propuesto y por ser el mejor hermano que la vida me pudo dar.

A mis abuelitos Jovita y Ricardo quienes con su inmenso amor me dieron fuerza para poder seguir y llegar a ser ingeniero.

También agradezco a mis abuelitos Antonio y Porfiria, que aunque el día de hoy ya no están en este mundo sé que siempre confiaron en mí, en que iba a llegar a ser una profesionista.

A mis tías Rosa, Paula, Betty, Isabel, Conny y Maggy por siempre llenarme de amor, apoyo y confianza; gracias por haber estado siempre a mi lado.

A mis tíos Paco, Peli y Goyo por siempre creer en mí y darme ánimos.

Agradezco a mis primos Itzel, Goyo, Ángel, Sore, Liz, Paco y Sandy por haberme brindado su afecto, confianza y apoyo en todo momento.

Expreso mi infinita gratitud a mi mejor amiga Ania Guadalupe Isidro Luis quien siempre me dio su apoyo y amor incondicional, más que amiga fue una hermana que me ayudo a levantarme en los momentos más difíciles de mi vida. Estaré agradecida por siempre.

Agradezco infinitamente a mi gran amigo Josué Esaú Cruz Espinoza por siempre apoyarme en todo momento, por los consejos y la ayuda que siempre me brindó para salir adelante, a quien también considero un hermano.

A mis amigas Irma Graciela Flores Cortes y Asenat Abigail García Solís quienes me brindaron su amistad y apoyo siempre que lo necesite.

Estoy eternamente agradecida con mi entrañable amigo el Ing. Cesar Alarcón quien me abrigo con su amistad incondicional y me apoyo en todo momento, pero principalmente en los más difíciles de mi vida.

Finalmente agradezco a todos los amigos y familiares que no mencione, pero que también formaron parte de este proyecto y que me apoyaron para lograr mi sueño de ser una profesionista.

ÍNDICE

RESUMEN	VI
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Antecedentes	2
1.2 Justificación	4
1.3 Hipótesis.....	5
1.4 Objetivo general.....	5
1.4.1 Objetivos específicos.....	5
II. REVISIÓN DE LITERATURA	6
2.1 Generalidades del cultivo.....	6
2.2 importancia de la guanábana.....	6
2.3 Descripción de la guanábana	7
2.4 Parámetros físico-químicos de la guanábana	9
2.4.1 Firmeza.....	9
2.4.2 Color	10
2.4.3 Acidez titulable.....	10
2.4.4 Sólidos solubles totales (SST)	10
2.5 Análisis proximal de la guanábana	11
2.5.1 Humedad.....	11
2.5.2 Cenizas.....	11
2.5.3 Proteínas	11
2.5.4 Grasa cruda	12
2.5.5 Carbohidratos totales.....	12
2.5.6 Fibra dietética.....	13
2.6 Problemas fitosanitarios en <i>Annona muricata</i> L.....	13
2.6.1 Plagas.....	13
2.6.2 Enfermedades	14
2.6.3 Control de plagas y enfermedades	15
2.7 Nanotecnología en la agricultura	18
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
3.1 Material vegetal	20

3.2 Tratamientos	20
3.3 Estrategia metodológica	20
3.4 Método de aplicación.....	20
3.5 Evaluación de parámetros físico-químicos.....	21
3.5.1 Determinación de firmeza.....	21
3.5.2 Determinación de color.....	21
3.5.3 Determinación de Sólidos Solubles Totales (SST)	21
3.5.4 Determinación de Acidez Titulable (AT).....	22
3.5.5 Evaluación de potencial de hidrogeno	22
3.6 Determinación de análisis proximal	22
3.6.1 Determinación de humedad	22
3.6.2 Determinación de cenizas	22
3.6.3 Determinación de proteínas	23
3.6.4 Determinación de grasa cruda (extracto etéreo).....	24
3.6.5 Determinación de carbohidratos totales	24
3.6.6 Determinación de fibra soluble (FS).....	25
3.6.7 Determinación de fibra insoluble (FI).....	26
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
4.1 Evaluación de parámetros físicoquímicos de la guanábana	29
4.2 Evaluación del efecto del nanoformulado sobre el color de la pulpa de guanábana	30
4.3 Evaluación de recomposición nutricional de la pulpa de guanábana tratada con un nanoformulado	30
V. CONCLUSION	33
VI. REFERENCIAS.....	34
ANEXOS	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Productos elaborados a partir de pulpa de guanábana.	7
Figura 2. Árbol de Guanábana (<i>Annona muricata</i> L.).....	8
Figura 3. Fruto de guanábana (<i>Annona muricata</i> L.)	9
Figura 4. Daños causados por plagas y enfermedades en el fruto de guanábana.	15

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Principales compuestos empleados en nanotecnología para emulsiones.	3
Tabla 2. Insecticidas utilizados para el control de <i>Bephratelloides cubensis</i>	16
Tabla 3. Análisis fisicoquímicos de la pulpa de guanábana	30
Tabla 4. Evaluación del efecto del nanoformulado sobre el color de la pulpa de guanábana .	30
Tabla 5. Composición nutricional de la pulpa de guanábana.....	32

ÍNDICE DE ECUACIONES

Ecuación 1	22
Ecuación 2	23
Ecuación 3	24
Ecuación 4	24
Ecuación 5	27
Ecuación 6	27
Ecuación 7	27
Ecuación 8	28

RESUMEN

Nayarit es el principal productor de guanábana (*Annona muricata* L.) a nivel mundial, sin embargo, se ha reportado una pérdida de hasta el 60% en poscosecha, por su alta perecibilidad y los daños físicos que sufre debido a las diversas plagas y enfermedades que la atacan. La principal plaga que ataca los frutos de guanábana, es el barrenador de las semillas (*Bephratelloides cubensis* Ashmead), la cual propicia el acceso a insectos necrófagos y hongos fitopatógenos que perjudican la calidad de la guanábana. Los productores han tratado de controlar esta plaga con herbicidas químicos, tales como cipermetrina e imidacloprid, sin obtener resultados óptimos. Es por ello que en el huerto Alta Vista ubicado en el ejido de Compostela, Nayarit decidió aplicar un nanoformulado con ingredientes activos vegetales, proporcionado por el Centro de Investigación y de Estudios del Instituto Politécnico Nacional (CINVESTAV) unidad Querétaro, con el fin de reducir o inhibir la plaga predominante, sin embargo, el nanoformulado tuvo un efecto nulo sobre los parámetros fisicoquímicos y el contenido nutricional de la guanábana durante la madurez postcosecha. El presente estudio obtuvo los siguientes resultados en el análisis físico-químico: una firmeza de 18.28 N, un contenido en sólidos solubles totales de 14.1 °Brix, acidez titulable 1.34%, pH 3.66, color L=66.28, C=6.52, H=98.91, humedad 82.26%, grasas 0.05 g/100g de peso fresco, proteínas 0.99 g/100g de peso fresco, cenizas 0.53%, carbohidratos 7.6 g/100g de peso fresco y fibra dietética 10.41 g/100g de peso fresco. Los resultados obtenidos demuestran que la aplicación del nanoformulado al fruto de guanábana no causa alteraciones en su composición.

Palabras clave: Nanoformulado, maduración postcosecha, guanábana.

I. INTRODUCCIÓN

En México, una de las actividades más redituables en el sector agropecuario es la fruticultura, ya que la superficie cosechada con frutales representó el 6.44 % de la producción nacional y el valor de su producción fue del 20.67 % del total del país, lo cual significa que cada hectárea cultivada con frutales, fue tres veces más redituable que el promedio del resto de los cultivos (Schwentesiús-Rinderman & Sangerman-Jarquín, 2014). El mango, cítricos, plátanos, bananos y piña, entre otros, son cultivos que ocupan la mayor parte de la superficie cultivada nacional. Existen cultivos no habituales que, gracias a los parámetros agroclimáticos, permiten la producción de estos, así como diversificar la oferta de los productos e incrementar los ingresos de los productores y sus familias, mejorando su nivel de vida (Hernández-Fuentes *et al.*, 2013). Uno de estos es el cultivo de la guanábana, con un rendimiento promedio de 9.81 ton/ha, una producción de 29228.46 toneladas y un valor de producción de 299956.31 pesos, siendo México el principal productor a nivel mundial. El estado de Nayarit es el mayor productor en México, produce 21860.02 toneladas por año y un valor de producción correspondiente a 251110.91 pesos (SIAP, 2018).

La guanábana puede contener de un 10 hasta 14 °Brix en sus sólidos solubles totales, 0.87 % ácido málico, un pH ácido de 3 a 97, ceniza 0.70 %, humedad 81.49 %, proteína 1.49 %, grasa 0.2 %, fibra cruda 1.64 % y 16.12 % de carbohidratos (León-Méndez *et al.*, 2016). La fruta posee una pulpa blanca, jugosa y gruesa que posee sabor agridulce y es muy aromática.

El uso de la guanábana tiene un potencial elevado, debido a que, por fruto se utiliza hasta 85.5%, lo cual la hace ideal para su procesamiento en la industria alimentaria, donde se usa como materia prima para preparar bebidas por dilución directa y como base para elaborar helados, sorbetes, gelatinas y merengadas, entre otros (Hernández de Ávila *et al.*, 2012), sin embargo, se ha reportado una pérdida de hasta el 60% en post-cosecha, por su alta perecibilidad y los daños físicos que sufre debido a las diversas plagas y enfermedades que la atacan (Tovar *et al.*, 2011). En vista de que los insecticidas comerciales no han tenido un resultado óptimo y eficiente, se aplicaron nanoformulados a base de aceites vegetales para poder controlar o inhibir las plagas

que afectan al cultivo de guanábana, por lo que el objetivo del presente proyecto fue evaluar el efecto de estos nanoformulados en los parámetros fisicoquímicos y en el contenido nutricional del fruto.

1.1 Antecedentes

La nanotecnología es un enfoque multidisciplinario que implica la creación y utilización de diferentes sistemas a escala nanométrica (De Villiers et al., 2009). Se han informado varios tipos de nanoformulaciones, incluidas las nanoemulsiones, que son sistemas dispersos constituidos por líquidos inmiscibles y uno o más estabilizadores (McClements, 2012). Las nanoemulsiones se caracterizan por su estabilidad termodinámica y pequeñas gotas, que van de 20 a 200 nm (Ostertag et al., 2012).

La búsqueda de alternativas para el control de plagas ha tomado mucha importancia en la última década, esto debido a que muchos insectos crean resistencia a insecticidas sistémicos ocasionando efectos nocivos en el medio ambiente debido a la acumulación de estos pesticidas. Una de las alternativas que se han venido estudiando es la aplicación de aceites esenciales extraídos de plantas ya que son económicos y los metabolitos que contienen actúan, en ocasiones, como repelente y además son biodegradables (Silva et al., 2008).

Sugumar et al. (2014), empleó una nanoemulsión a base de eucalipto para el control de larvas de *Culex quinquefasciatus*, dicha nanoemulsión mostró una reducción de las larvas con respecto a su control utilizado que fue un insecticida comercial. Por otro lado Volpato et al. (2016) empleó nanoemulsiones de extracto de canela para controlar el escarabajo oscuro (*Alphitobius diaperinus*), sus resultados demostraron que el aceite de canela en forma de nanoemulsión es una alternativa viable para el control de esta plaga.

Las nanoemulsiones tienen ventajas sobre las emulsiones convencionales debido a su pequeño tamaño de gota que les confiere estabilidad contra la sedimentación. El objetivo general de las nanoemulsiones de insecticidas es aumentar la solubilidad de los ingredientes activos manteniendo la concentración de tensioactivos inferiores a los de las microemulsiones.

Tabla 1. Principales compuestos empleados en nanotecnología para emulsiones.

Compuesto	Origen	Sistema de transporte	Referencia
Rotenona	Fabáceas o leguminosas Tiene actividad acaricida	Nanopartículas de quitosán, Micropartículas poliméricas	Lao et al. (2010), Martin et al. (2013)
Carvacrol	Aceite esencial de orégano. Actividad acaricida	Nanopartículas de quitosán	Keawchaon & Yoksan (2011), Higueras et al. (2013)
Timol	Sustancia cristalina incolora presente en la naturaleza en los aceites esenciales del tomillo o del orégano	Nanopartículas de zaina	Lim et al. (2010), Guarda et al. (2011), Zhang et al. (2014)
Eugenol	Extraído de ciertos aceites esenciales, especialmente del clavo de olor, la nuez moscada y la canela.	Partículas de quitosán	Choi et al. (2009), Sajomsang et al. (2012)

1.2 Justificación

Cultivar guanábana es una actividad que representa una gran fuente de ingresos para la economía, pues en la industria alimentaria este fruto es usado como materia prima para la elaboración de diversos productos debido a que la pulpa tiene un sabor dulce o agridulce, de alto valor nutritivo. Además de ser un fruto muy atractivo y exótico, es una fuente importante de carbohidratos, minerales y vitaminas. Cabe mencionar que contiene un gran número de compuestos químicos, entre ellos flavonoides, alcaloides y acetogeninas, los cuales han demostrado propiedades antibacterianas y anticancerígenas.

México es el principal productor a nivel mundial de este fruto, siendo Nayarit el estado que aporta la mayor producción en el país. Sin embargo se ha reportado una pérdida de hasta el 60% en postcosecha, por su alta perecibilidad y los daños físicos que sufre debido a las diversas plagas y enfermedades que la atacan. Una de las principales plagas que infestan los frutos de guanábana, es el barrenador de las semillas (*Bephratelloides cubensis* Ashmead), quien oviposita en las semillas del fruto. Al brotar las larvas, se alimentan del endospermo de las semillas del fruto cuando este está en proceso de crecimiento, luego la pupa se desarrolla dentro de la semilla; al llegar a la etapa de adulto la avispa emerge dejando una perforación en la guanábana, dando acceso a insectos necrófagos y a hongos fitopatógenos que perjudican la calidad postcosecha de la guanábana.

Los productores han intentado combatir las plagas aplicando diversos plaguicidas, pero lamentablemente el producto químico no consigue llegar a la plaga objetivo, dando resultados no favorables para la reducción o anulación de la infestación de estas. Algunos productores de guanábana han aplicado hasta 6 veces por año los plaguicidas para controlar al barrenador de las semillas (*Bephratelloides cubensis* Ashmead), sin resultados óptimos. A pesar de que los plaguicidas aplicados afectan al medio ambiente y probablemente contaminan los suelos; los productores siguen haciendo uso de ellos, por lo cual se busca alternativas que tengan eficiencia en el control de la plaga sin causar alteraciones al fruto, ni a la naturaleza que rodea los cultivos y a los seres vivos que pueden entrar en contacto con las formulaciones a

aplicar. Es por ello que se introduce la nanotecnología al desarrollo de nanoformulados con ingredientes activos vegetales para combatir la principal plaga que ataca a la guanábana; ya que las propiedades y efectos de las partículas y materiales a nanoescala difieren considerablemente de las partículas más grandes con igual composición química. Las nanopartículas pueden tener una mayor reactividad química y ser más bioactivas que las partículas más grandes, por su tamaño, debido a esto los nanoformulados pueden llegar a penetrar hasta el mesocarpio de la guanábana por lo que puede ocasionar alteraciones en el contenido nutrimental y en los parámetros fisicoquímicos del fruto.

De acuerdo a la demanda del consumidor y de la industria alimentaria los frutos deben cumplir con los parámetros fisicoquímicos, fisiológicos y contenido nutrimental establecidos para el consumo y elaboración de productos a base de estos. Por lo que se propone evaluar el efecto que tendrán los nanoformulados en los parámetros antes mencionados dada su importancia.

1.3 Hipótesis

El uso del nanoformulado de extractos vegetales afectará las características fisicoquímicas y nutricionales postcosecha de la guanábana.

1.4 Objetivo general

Evaluar el efecto del nanoformulado con ingredientes activos vegetales sobre los parámetros de maduración postcosecha en la guanábana (*Annona muricata* L.).

1.4.1 Objetivos específicos

- I. Determinar si los frutos de guanábana tratados con el nanoformulado conservan los parámetros fisicoquímicos postcosecha.
- II. Evaluar las características bromatológicas de la guanábana para ver el efecto del nanoformulado sobre estas.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades del cultivo

La planta de guanábana se comienza a producir a partir del tercer año del trasplante, no obstante la cosecha comercial se lleva a cabo al cuarto año en plantas francas y al tercer año en plantas injertadas (Julio-Gabriel, 2018). De todas las anonáceas, la guanábana es una de las anonáceas que prefiere los climas cálidos y húmedos con altitudes no mayores a 1000 m, mientras que las temperaturas inferiores a 0°C dañan la madera. Los suelos en donde se plante la guanábana deben ser profundos, arenosos y con muy buen drenaje con pH entre 5.5 y 6.5 (Rodríguez-Dopazo *et al.*, 2010).

La cosecha se realiza cuando el fruto este en madurez fisiológica, ya que previo a ello, la guanaba es demasiado frágil, relativamente grande y su cáscara es muy delgada (Alves *et al.*, 2003).

2.2 importancia de la guanábana

La pulpa es usada principalmente en la industria alimentaria por su sabor dulce o agrídulce, aporta un alto porcentaje nutricional, siendo rica principalmente en fibra, además de contener carbohidratos, minerales, vitaminas, calorías, grasa, proteína, ácido ascórbico, calcio, hierro y fósforo (Ojeda *et al.*, 2007). El fruto es comercializado principalmente como pulpa fresca o congelada, jugo de guanábana colado y concentrados congelados (Badrie y Schauss, 2010). La pulpa es considerada una materia prima importante para someter a diversos procesos de la industria alimentaria debido a que alcanza un rendimiento de hasta el 85.5 %, lo cual es de sumo interés para la elaboración de bebidas, puré, jugo, mermelada, jalea, barras dulces y como base para elaborar helados, sorbetes, gelatinas, entre otros (Jiménez *et al.*, 2016).



Figura 1. Productos elaborados a partir de pulpa de guanábana.

En el área de la medicina, el tallo, corteza, hojas, semillas y el jugo de la guanábana han sido utilizadas por los pueblos indígenas para aliviar enfermedades, como la malaria, el dolor de estómago, las infecciones parasitarias, diabetes, problemas de la piel, resfriados, asma entre otras (Coria-Téllez *et al.*, 2018).

La guanábana contiene alrededor de 212 compuestos bioactivos, siendo las acetogeninas quienes se encuentran en mayor proporción, seguidas de alcaloides, fenoles y otros compuestos (Moghadamtousi *et al.*, 2015). También se encuentran presentes otros compuestos, tales como vitaminas y carotenoides ubicados en las hojas, semillas y pulpa de la fruta. Se ha reportado que en las semillas hay presencia de N-p cumaroil tiramina y los ciclopeptidos los cuales han funcionado como antiinflamatorios y antitumorales (Alonso *et al.*, 2011). Usualmente las semillas son utilizadas para la elaboración de insecticida, astringente y como carnada de pesca (Leatemala & Isman, 2004).

2.3 Descripción de la guanábana

La guanábana proviene de un árbol que mide de 3 a 10 m de alto, ramificado, cónico, frondoso, con hojas ovaladas elípticas de 2 a 6 cm de ancho por 6 a 12 cm de largo, con yemas axilares. La raíz es pivotante con anclaje ramificado fuerte y, el mayor porcentaje de masa radicular se encuentra en los primeros 30 cm de profundidad. Las flores son hermafroditas, distribuidas a lo largo del tallo y en las axilas; los frutos se

constituyen en una polidrupa, producto de múltiples carpelos (Gavamukulya *et al.*, 2017).



Figura 2. Árbol de Guanábana (*Annona muricata* L.)

El fruto tiene una forma oblonga cónica o de forma irregular, debido al desarrollo inapropiado del carpelo. La guanábana alcanza de 10 a 30 cm de longitud, un peso de entre 1 a 5 kg, tiene la cáscara de color verde oscuro, la cual posee varios residuos estilares semejjando espinas pequeñas, suaves y carnosas (Sin, 2017). Una vez que el fruto ha llegado a su punto de madurez, la cáscara se torna color verde mate y adquiere una consistencia blanda, con apariencia verticulada (Jiménez-Zurita *et al.*, 2017). La pulpa, la cual es de color blanco, cremosa, aromática, jugosa y suave, se encuentra adherida a la cáscara, aunque se separa fácilmente en segmentos y recubre totalmente las semillas negras de un tamaño promedio de 1 a 2 cm. Cada fruto puede tener hasta 200 semillas (Badrie & Schauss, 2010).

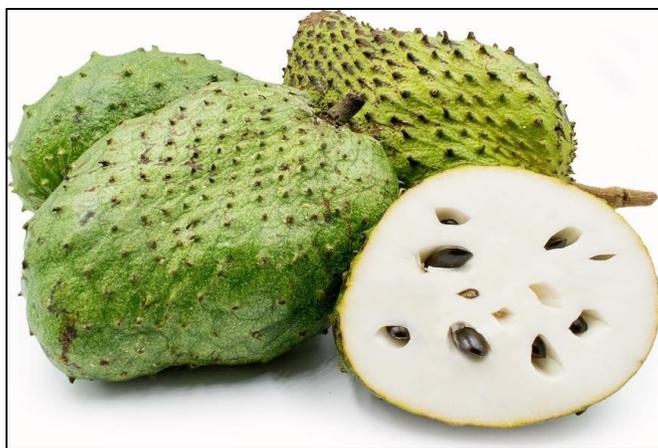


Figura 3. Fruto de guanábana ((*Annona muricata* L.)

La guanábana requiere un tiempo en almacén previo a su uso, por lo que cosecharlas previo a su madurez fisiológica conlleva a efectos negativos en su calidad y productividad, además de perjudicar sus características organolépticas (Miranda *et al.*, 2003). Los factores que son considerados para determinar el punto de recolección de la guanábana son el tamaño de la fruta y el tiempo transcurrido desde el inicio de la formación del fruto hasta su madurez fisiológica; pero es de suma importancia tomar en cuenta la tasa de respiración y la apariencia externa e interna del fruto para determinar el punto de cosecha adecuado (Jiménez-Zurita *et al.*, 2017).

2.4 Parámetros físico-químicos de la guanábana

Los frutos deben someterse a evaluaciones físicas y químicas para poder determinar su estado de madurez, si cuentan con los parámetros necesarios de calidad y que estos puedan ser comercializados (Julián-Loeza, 2009).

2.4.1 Firmeza

La determinación de firmeza depende del estado de madurez, la resistencia a la deformación en frutos, el módulo de elasticidad, la rigidez (stiffness) o cualquier otra magnitud proporcional a las anteriores. El método que se usa para determinar firmeza es por medio de una medida de resistencia (Julio-Gabriel, 2018), ya que a los compuestos pectínicos les va ocurriendo cambios por la actividad de diversas enzimas, como la pectinmetilesterasa (PME) y las pectinasas, donde las enzimas hidrolizan y

depolimerizan a estos compuestos cambiando la conformación de la pared celular y solubilizando sus componentes principales (Vicente *et al.*, 2005).

2.4.2 Color

El color es uno de los principales atributos que permiten saber el grado de madurez en frutas, al igual que es un factor influyente en la aceptación del consumidor pues es un factor de calidad (Rojas & Ubina, 2009).

Julio Gabriel (2018) menciona que en postcosecha, los atributos de color cambian cómo consecuencia de la degradación de la clorofila y síntesis de otros metabolitos, cómo carotenoides y antocianinas, lo cual se debe a uno o varios procesos secuenciales, los más relevantes son debidos al pH, procesos oxidativos y la acción de las enzimas, destacando las clorofilasas. Se han usado otras escalas con los valores de “h” (hue) y “c” (croma), el croma está relacionado con la saturación de un color y el hue es la forma como interviene el gris en el color (el rojo, el verde, el amarillo, etc.). En estudios recientes de guanábana, indican que los valores de matiz fueron entre $h= 92.9 \pm 2.5$ y 96.7 ± 2 y luminosidad entre $L^*=46.3 \pm 2.7$ y 47.5 ± 3.7 , indicando un color verde brillante poco intenso (Salvador *et al.*, 2007).

2.4.3 Acidez titulable

El contenido de la concentración de ciertos ácidos orgánicos, como cítrico, málico, tartárico y ascórbico, inciden en la determinación de la acidez de las frutas, los mayores niveles de AA se encuentran en tejidos fotosintéticos, frutos y órganos de almacenamiento y su contenido es mayor en tejidos jóvenes que en adultos. El ácido predominante en frutas tropicales como la guanábana es el ácido málico, la concentración de éstos depende del estado fisiológico del fruto (Tosun *et al.*, 2008).

2.4.4 Sólidos solubles totales (SST)

Se ha encontrado en algunas selecciones de Brasil un contenido de 12.1 a 13.8 °Brix (Sacramento *et al.*, 2003). Por otro lado en Morelos y Nayarit los frutos tienen entre 11 y 12 °Brix (Evangelista *et al.*, 2003), según la investigación de Jiménez Zurita *et al.*, (2016) la guanábana debe tener un mínimo de 9 °Brix en madurez de consumo.

2.5 Análisis proximal de la guanábana

Este análisis también es conocido como proximal debido a que no determina sustancias químicamente definibles sino asociaciones químicas que responden a determinadas reacciones analíticas y que por lo tanto nos da un índice nutritivo de los alimentos (Julián-Loaeza, 2009).

2.5.1 Humedad

La determinación de humedad indica la cantidad de agua presente en un alimento. Para cuantificarla hay diferentes métodos como los químicos, instrumentales, por destilación y por secado. La determinación de humedad por secado se basa en determinar la diferencia en peso de la muestra húmeda menos el peso de la muestra seca, obteniendo la cantidad de agua total en el alimento, este método está certificado por la AOAC (método 925.09, 1997).

2.5.2 Cenizas

Se define a las cenizas como los residuos inorgánicos de los alimentos que permanecen en la muestra posterior a la ignición u oxidación completa de la materia orgánica. Estas contienen a los macro y microelementos necesarios para el buen funcionamiento del organismo (Julián-Loaeza, 2009). Existen métodos como secado en plasma a baja temperatura, cenizas en húmedo (oxidación) para muestras con alto contenido de grasas y cenizas en seco, los cuales permiten cuantificar el contenido de cenizas. El método certificado por la AOAC (método 923.03, 1990) es la cuantificación de cenizas en seco, en donde la muestra seca se carboniza y posteriormente se incinera a 550 °C.

2.5.3 Proteínas

Las proteínas son moléculas formadas por aminoácidos que están unidos por un tipo de enlaces conocidos como enlaces peptídicos, son esenciales para la formación de músculos, tiene acción en la formación de enzimas y anticuerpos (Colombatto, 2000).

Hay métodos para determinar proteínas de un alimento, uno de ellos es el Método de Biuret que se basa en la reacción química del enlace peptídico y posterior medida fotométrica. Método de Lowry, el cual tiene como fundamento una reacción química de determinados aminoácidos de la proteína y después se realiza una medición

fotométrica, seguida de la medida de la absorción ultravioleta a una determinada longitud de onda y la medida de la turbidez por floculación de la proteína disuelta mediante un precipitante de proteínas (Morillas & Delgado, 2012); y el método Kjeldahl que determina el contenido de nitrógeno, este método es el más utilizado y confiable para la cuantificación de nitrógeno orgánico, cabe mencionar que está aprobado por la AOAC (Método 954.01, 1997).. En esta técnica se digieren las proteínas, y otros componentes orgánicos de los alimentos, en una mezcla con ácido sulfúrico en presencia de catalizadores como sales de cobre, mercurio o selenio. El nitrógeno orgánico total se convierte en sulfato de amonio. La mezcla digerida se neutraliza con una base, se recolecta con agua para formar hidróxido de amonio y se titula con ácido clorhídrico (HCl) estandarizado, lo cual se convierte en el nitrógeno de la muestra. El resultado del análisis representa el contenido de proteína cruda del alimento ya que el nitrógeno también proviene de componentes no proteicos (Julián-Loeza, 2009).

2.5.4 Grasa cruda

Los lípidos son un grupo de biomoléculas que se caracterizan por ser poco o nada solubles en agua y, por el contrario, muy solubles en disolventes orgánicos no polares; suministran los ácidos grasos esenciales para el crecimiento y desarrollo, así como el impulso de la absorción de las vitaminas liposolubles. Los métodos volumétricos, de extracción por solubilización y de extracción directa con disolventes permiten determinar cuantitativamente a los lípidos. En la extracción Soxhlet el contenido de lípidos libres, que constan principalmente de grasas neutras (triacilglicerol) y de ácidos grasos libres, se puede determinar en los alimentos por extracción del material seco y reducido a polvo con éter de petróleo o con éter dietílico en un aparato de extracción continua (Jiménez *et al.*, 2000). El método de extracción por Soxhlet, es un proceso eficiente que se usa comúnmente para compuestos semivolátiles; genera un volumen de extracto el cual se concentra para cuantificar la porción lipídica. Este método es ampliamente utilizado y certificado por la AOAC (Método 920.39, 1990)

2.5.5 Carbohidratos totales

Los carbohidratos son biomoléculas cuya constitución química está formada por una molécula de carbono, hidrógeno y oxígeno. La función principal de estos es contribuir

en el almacenamiento y la obtención de energía para el organismo, ya que proporcionan poco más del 55% requerido. En virtud de su importancia de estos compuestos se han empleado varios métodos para su cuantificación entre los que se encuentran: la refractometría, polarimetría, reducción de cobre, cromatografía de intercambio iónico, HPLC, espectrofotometría con reacciones enzimáticas y colorimétricas. En los análisis proximales para cuantificar carbohidratos la técnica utilizada es la cuantificación por diferencia como extracto libre de nitrógeno (Lunn & Buttriss , 2007).

2.5.6 Fibra dietética

Según la AOAC define fibra dietética a los polisacáridos, lignina y sustancias asociadas presentes en las paredes celulares de los alimentos de origen vegetal que son resistentes a la (hidrólisis) digestión de las enzimas presentes en el cuerpo humano (Díaz-Rubio, 2008).

Para el análisis de fibra dietética: fracciones de lignina y el de otros compuestos (fracciones proteicas, compuestos fenólicos, ceras, saponinas, fitatos, cutina, fitoesteroles, etc.) relacionados íntimamente con los polisacáridos vegetales a menudo se extraen con los polisacáridos en el método AOAC 991.43 (Lunn & Buttriss, 2007).

2.6 Problemas fitosanitarios en *Annona muricata* L.

2.6.1 Plagas

Un obstáculo que influye en la producción de frutales en América Central y en el resto del mundo son las plagas y enfermedades. Otros factores que inciden son el manejo inadecuado de la siembra intensiva (monocultivo) y la escasa tecnología de algunos frutales, al igual que el desequilibrio ecológico producido por prácticas inadecuadas manejo para el control o erradicación de insectos plagas y enfermedades que ha ocasionado que algunas plagas secundarias se conviertan en primarias para muchos de estos cultivos (Vidal-Hernández *et al*, 2014).

Se han registrado pérdidas de producción de todos los cultivos en el mundo provocadas por un 35% de las diversas plagas y enfermedades; las plagas insectiles ocasionan un 13% de pérdidas, las enfermedades un 12% y las malezas un 10%. Cada año se aplican 2.5 millones de toneladas de plaguicidas en todo el mundo, ocupando

de un 59 a 60% herbicidas, 20 a 30% insecticidas y 10 a 20% fungicidas (Orozco *et al.*, 1998).

En un porcentaje más alto, los plaguicidas son aplicados a cultivos de alto valor económico como el algodón, maíz, arroz, frutales y hortalizas. Lamentablemente menos del 0.1% del producto químico logra llegar a la plaga objetivo, lo cual resulta que más del 99.9% de los plaguicidas que se aplican se pierden en el medio ambiente, causando efectos secundarios en la biodiversidad benéfica, contaminación del suelo, agua y atmósfera (Vidal-Hernández *et al.*, 2014).

En México, las principales plagas barrenadoras que atacan a las anonáceas son *Talponia batesi* en chirimoyo, *Bephratelloides cubensis* en guanábano, y *Cerconota anonella* (Brechelt, 2004). En el estado de Nayarit *Bephratelloides cubensis* ataca hasta un 60% de frutos. *B. cubensis* perfora la guanábana cuando esta tiene un tamaño de 3.1 a 7.6 cm de diámetro para insertar sus huevecillos en las semillas y de 3 a 4 cm en atemoya (*Annona cherimolla* x *A. squamosa*); cuando la larva brota se alimenta del endospermo, se desarrolla dentro de la semilla y al llegar a la etapa de adulto emerge haciendo una perforación hasta llegar a la superficie del fruto (Hernández-Fuentes *et al.*, 2010). *B. cubensis* ocasiona un daño indirecto, a causa del momento en que el adulto emerge del fruto dejando una entrada por la cual atacan los fitopatógenos. Se reporta un incremento de hasta cuatro veces el daño por enfermedades, por lo que lo más importante es evitar que la hembra oviposite (Jang, 2004).

2.6.2 Enfermedades

Actualmente México tiene escasa información acerca de entomofauna relacionada con las especies de *Annona*, se ha reportado la existencia de seis plagas en el cultivo del guanábano en Nayarit y 4 insectos de baja importancia económica (Hernández-Fuentes *et al.*, 2008). Las enfermedades impactan económicamente debido a las pérdidas que ocasionan en el rendimiento y calidad de la cosecha del fruto (Leor & González, 2015).

En México se reportan antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz), pudrición blanda (*Rhizopusstolonifer* Ehr.), Mancha negra de la hoja (*Phyllosticta* sp), Mancha del ápice de la hoja (*Pestalotia* sp.), Mancha blanca de la hoja (*Macrophoma* sp.),

Fusarium sp. y *Phytophthora sp.*, como principales enfermedades presentes en Anonáceas (Brechelt, 2004). La antracnosis es la enfermedad que más afecta al cultivo de guanábano ya que disminuye la producción y calidad de los frutos. El agente causal responsable de esta enfermedad es el hongo *Colletotrichum gloeosporioides* Penz, que se presenta en plántulas y plantas adultas atacando tallos, ramas, hojas, flores y frutos, ocasionando bajos rendimientos por hectárea y se presenta en los frutos en forma de manchas color café, de una forma más o menos circular sobre la epidermis de cualquier parte del fruto (Julio-Gabriel, 2018).

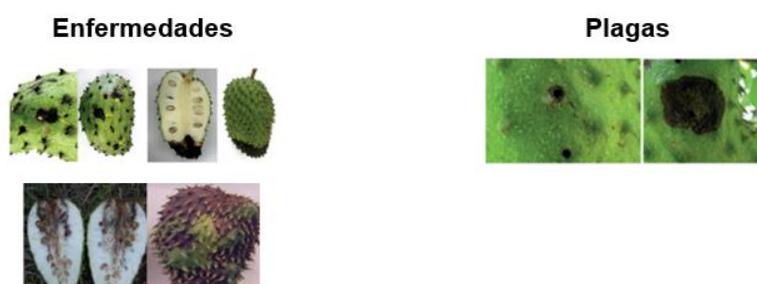


Figura 4. Daños causados por plagas y enfermedades en el fruto de guanábana.

2.6.3 Control de plagas y enfermedades

El control de plagas y enfermedades que afectan los cultivos de anonáceas en México, se realiza alternando los productos para no crear resistencia entre ellos. L, los insecticidas más usados se listan en la Tabla 2.

Para un mejor control se puede usar la unión del uso de plaguicidas con barreras físicas y trampas. Una barrera que se ha recomendado es la de cubrir los frutos cuando están pequeños, o mejor conocidos como tamaño de cepillos, con bolsas de papel kraft impregnadas con plaguicidas (Vidal-Hernández *et al*, 2014). Cuando se aplica clorpirifos al 1% en la parte externa de la bolsa de papel kraft se reduce hasta 94.5% la infestación de frutos causada por *Cerconotaanonella* y *Bephratelloides cubensis*. Para el trampeo se han empleado las trampas McPhail (pulpa de guanábana); McPhail (jugo de guanábana); McPhail (jugo de piña), las cuales no obtuvieron un resultado óptimo para la captura del barrenador de la semilla.

Fungicidas como Atrakn (benomilo); Cupravit (oxicloruro de cobre); Cosmocel 200 (oleato cúprico); Tecto 60; Kocifol MCW; Rodeo 50 PH, son utilizados para el control de enfermedades presentes en los frutos de guanábana (Hernández-Fuentes *et al*, 2008).

Tabla 2. Insecticidas utilizados para el control de *Bephratelloides cubensis*.

Insecticida	Modo de acción	Plaga que controla
Malathión 1000	Organofosforado sintético de amplio uso en agricultura con actividad por contacto, ingestión e inhalación.	Chinche, pulgón, chapulines, mosquita de la papaya, palomilla, barrenador, trips,
Horta 25 (diazinon)	Es un insecticida y/o acaricida organofosforado formulado como concentrado emulsionable. Actúa por contacto e ingestión.	Usado para controlar insectos en el suelo, en plantas ornamentales y en cosechas de frutas y hortalizas. También se usa para controlar plagas caseras como moscas, pulgas y cucarachas
Dimetri 400 (dimetoato)	Es un insecticida de acción sistémica, que actúa por contacto e ingestión.	Eficaz en el control de insectos masticadores, minadores y chupadores en frutales, vid, cítricos, hortalizas y cereales.
Siroco (cipermetrina)	Piretroide sintético no sistémico, de amplio espectro, con actividad insecticida por contacto e ingestión y con marcada actividad repelente, formulado como concentrado emulsionable para aplicar en aspersión al follaje.	Resulta efectivo en el control de chinches o conchuelas, algunos pulgones, pulgas saltonas, numerosas larvas (gusanos) de Lepidópteros, tripses.

Hortimec (abamectina)	Su modo de acción afecta al sistema nervioso de los insectos provocando en última instancia su muerte.	Pyslla del peral, minador de los cítricos y otras orugas minadoras, <i>Liriomyza</i> (submarino) y otras larvas minadoras de Dípteros, así como <i>eriosis</i> del peral y formas móviles de tetraníquidos (arañas rojas y amarillas) y tarsonémidos (arañas blancas).
Matagus 34 (permetrina)	Tiene capacidad para penetrar las áreas grasas de los insectos, lo que produce un efecto de choque inmediato. Actúa como una neurotoxina.	Gusanos
Platino (fenpropatrin)	Es un insecticida piretroide cuya forma de acción es por contacto e ingestión, con buen efecto de choque y buena persistencia	control de minador de la hoja del jitomate (<i>Liriomyza munda</i>), mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>), pulgon del algodónero o mielecilla (<i>Aphis gossypii</i>), trips de la cebolla (<i>Thrips tabaci</i>)

Para un mejor control se puede usar la unión del uso de plaguicidas con barreras físicas y trampas. Una barrera que se ha recomendado es la de cubrir los frutos cuando están pequeños, o mejor conocidos como tamaño de cepillos, con bolsas de papel kraft impregnadas con plaguicidas (Vidal-Hernández *et al*, 2014). Cuando se aplica clorpirifos al 1% en la parte externa de la bolsa de papel kraft se reduce hasta 94.5% la infestación de frutos causada por *Cerconotaanonella* y *Bephratelloides cubensis*.

Sin embargo, los insecticidas comerciales no han sido eficientes para controlar o erradicar la plaga de *Bephratelloides cubensis*, y las alternativas de control como las bolsas de plástico perforadas y bolsas de papel kraft impregnadas con plaguicidas, los cuales han demostrado resultados óptimos, no son redituables para los productores, pues su aplicación tiene un costo muy elevado. Hasta ahora la investigación es insuficiente, pero se continúa la búsqueda de un control para las plagas y enfermedades del guanábano con una eficiencia alta y no afecte de forma significativa a la economía del productor (De los Santos *et al.*, 2009).

2.7 Nanotecnología en la agricultura

En la actualidad, se ha demostrado que los plaguicidas comerciales no son óptimos, debido a múltiples factores que afectan su eficiencia, tales como su evaporación, fotodegradación hidrólisis, pH del suelo y su contenido de carbono orgánico, que no permite al ingrediente activo mantenerse en el ambiente por el tiempo suficiente para llegar hasta las plagas objetivo, por lo que la nanotecnología pretende resolver la problemática mediante el desarrollo de nanoplaguicidas, con una formulación de liberación controlada del ingrediente activo a través de recubrimientos que protegen a dicho componente de la degradación (Mendoza & Cano, 2017).

Un nanoplaguicida es aquel de cuyo diámetro de partículas se encuentra en un rango de tamaño de 1 a 1,000 nm. Estos plaguicidas muestran propiedades novedosas en el control, prevención o destrucción de plagas (Kah *et al.*, 2013).

Las empresas agroquímicas han desarrollado emulsiones químicas reduciendo el tamaño de partícula de estas hasta dimensiones nanoscópicas y también han encapsulado los ingredientes activos en nanocápsulas creadas para abrirse bajo ciertas condiciones, como respuesta a la luz solar, el calor o condiciones alcalinas en el tubo digestivo de un insecto (Medina *et al.*, 2010).

Algunas compañías elaboran formulaciones que contienen nanopartículas con un tamaño de 100 a 250 nm teniendo la ventaja de disolverse en agua de manera eficiente en comparación con las existentes e incrementa su nivel de actividad. Otras han optado por utilizar suspensiones de nanopartículas (nanoemulsiones) que pueden

tener base hídrica o de aceite obteniendo un tamaño de 200 a 400 nm (Joseph & Morrison, 2006).

Sin embargo en la actualidad no se sabe los efectos que puedan tener este tipo de productos sobre las características fisicoquímicas del fruto de guanábana, y es por ello que se deben establecer más experimentos para tener una visión más amplia y concreta de los efectos de los nanoformulados no solo en la guanábana sino en otros cultivos de interés agrícola y alimentario.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Material vegetal

Los frutos de guanábana en madurez fisiológica se obtuvieron de un huerto ubicado en AltaVista, ejido de Compostela, Nayarit. Los frutos fueron colectados en madurez fisiológica y trasladados al Laboratorio de Bromatología y Nutrición del Laboratorio Integral de Investigación en Alimentos del Instituto Tecnológico de Tepic, Nayarit, donde fueron almacenados a 25 °C hasta que estos llegaron a la madurez de consumo para evaluar las características físico-químicas y bromatológicas.

3.2 Tratamientos

El nanoformulado (CTA) fue proporcionado por el Centro de Investigación y de Estudios del Instituto Politécnico Nacional unidad Querétaro y el insecticida piretroide cipermetrina (TC) como control químico, marca Agrokorita y nombre comercial Cypernay.

3.3 Estrategia metodológica

Para la elaboración de este proyecto se plantearon 3 etapas. La primera consistió en la formulación y elaboración del nanoformulado, la segunda en las pruebas in vivo, que fue la aplicación del tratamiento a frutos de guanábana, en la tercera se realizó la evaluación del efecto del nanoformulado sobre las propiedades físico-químicas en los frutos tratados. En particular solo se reportara la última etapa debido a que las primeras dos fueron realizadas por el Centro de Investigación y de Estudios del Instituto Politécnico Nacional de unidad Querétaro y por el INIFAP.

3.4 Método de aplicación

Los estudios se realizaron en un huerto ubicado en AltaVista, Ejido de Compostela, Nayarit el cual se desarrolló bajo el régimen de humedad temporal con lluvias de verano y sus condiciones fueron las que el productor realiza de forma convencional, sin fertilización balanceada, control de plagas empírico y podas fitosanitarias.

Se realizó la evaluación en el año en curso, la aplicación se llevó a cabo durante el periodo de producción correspondiente a Julio–Octubre. Se aplicaron 3 tratamientos, esto se realizó 3 veces repitiendo la aplicación en diferentes fechas separadas por un

intervalo de aproximadamente 7 días entre cada aplicación. Cada tratamiento contó con tres repeticiones.

Se seleccionaron huertos con detección previa del barrenador de las semillas. Los árboles de guanábana (homogéneos en edad, altura, copa del árbol) fueron asperjados con cada tratamiento. Los tratamientos se aplicaron con un aspersor manual calibrado para administrar 2 L de solución por tratamiento, dirigiendo la aplicación a los frutos.

Tres árboles fueron tratados con un nanoformulado (CTA), tres con agua como testigo absoluto (TA) y tres con el insecticida piretroide cipermetrina como control químico. Cada árbol tratado (replica) fue separado por un árbol sin tratar. Con base a los conocimientos de biología y hábitos mencionados por Hernández et al, (2014), la primera aplicación se realizó cuando los frutos estaban en inicio de desarrollo (2-5 cm), 8 días después se realizó la segunda aplicación y 15 días después de la primera aplicación se realizó la tercera.

Se llevaron a cabo los muestreos cuando el fruto llegó al estado de madurez fisiológica.

3.5 Evaluación de parámetros físico-químicos

3.5.1 Determinación de firmeza

La firmeza se evaluó con un penetrómetro marca Shimpo, con un puntal plano de 7 mm de diámetro, el cual mide la carga máxima necesaria para penetrar la superficie del fruto, penetrando en 3 diferentes áreas. Los datos se reportaron en Newtons (N). Las mediciones se hicieron por triplicado.

3.5.2 Determinación de color

El color de la pulpa fue medido con un colorímetro konica minolta CR 300, empleando la escala Hue (ángulo de tono), L (luminosidad) y C (croma), en 3 partes diferentes del fruto entero, elegidas al azar.

3.5.3 Determinación de Sólidos Solubles Totales (SST)

Se utilizó para determinar los sólidos solubles totales de la pulpa un refractómetro marca Bellingham Stanley Limited calibrado con agua destilada. Cada muestra se colocó en membranas para extraer una o dos gotas de la pulpa y medir los °Brix. Se

realizó una correlación por temperatura reportando los resultados en °Brix a 20 °C, según el método 932.12 (AOAC 2005).

3.5.4 Determinación de Acidez Titulable (AT)

Se determinó la acidez de la pulpa por el método volumétrico 942.15 de la AOAC (2005), se homogenizó 5 g de pulpa en 25 ml de agua destilada. Se utilizó un titulador automático marca Schott Instruments, con una solución de hidróxido de sodio NaOH (0.1N) valorado con biftalato de potasio y utilizando 3 gotas de fenolftaleína como indicador. Los resultados se expresaron en % de ácido málico.

3.5.5 Evaluación de potencial de hidrogeno

El pH de la pulpa de guanábana, se determinó con un potenciómetro Hanna Instruments (Modelo HI 251) de acuerdo al método de la AOAC, 1984.

3.6 Determinación de análisis proximal

3.6.1 Determinación de humedad

En charolas de aluminio a peso constante se adicionan 2gr de pulpa fresca, se colocaron en la estufa a temperatura de 60 °C durante 24 h. Posteriormente se registró el peso. Se empleó la ecuación 1 para el cálculo del porcentaje de humedad (AOAC 925.09, 1990).

Ecuación 1

$$\% \text{ de humedad} = \frac{\text{Peso muestra húmeda} - \text{Peso muestra seca}}{\text{Peso muestra húmeda}} * 100$$

3.6.2 Determinación de cenizas

Se agregó 1 g de muestra seca en crisoles a peso constante, posteriormente se colocó en una parrilla para que se perdiera la mayor parte de materia orgánica, dejándola hasta que se obtuvo una muestra carbonizada.

Después se meten los crisoles con la muestra carbonizada a una mufla marca Novatech a 550°C y se dejó por 6 h hasta que la muestra quedó en cenizas blancas.

Posteriormente se bajó la temperatura hasta 100 °C, luego se sacaron los crisoles de la mufla y se dejaron en un desecador hasta que se atemperaron para poder pesarlos. Finalmente se calculó el porcentaje de cenizas por diferencias de pesos mediante la ecuación 2 (AOAC 923.03, 1990).

Cálculo para cenizas.

Ecuación 2

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{\text{Peso crisol con cenizas} - \text{peso del crisol}}{\text{g muestra seca}} * 100$$

3.6.3 Determinación de proteínas

En este método se pesó aproximadamente 0.7 g de muestra seca, luego se transfirió a un matraz Kjeldahl de digestión. Posteriormente se añadió al matraz 0.7 g de óxido de sulfato cúprico, 15g de sulfato de potasio y 25ml de ácido sulfúrico concentrado.

Se colocó el matraz a calentar hasta que llegó al punto de ebullición y la mezcla de digestión se tornó transparente.

Luego se dejó enfriar por completo en el equipo hasta que cesaron los gases. Una vez que está a temperatura ambiente se agregó 250ml de agua destilada y 25ml de la solución de tiosulfato, después se agregó con mucha precaución y por la pared del matraz 37.5 g de hidróxido de sodio (NaOH) para hacer el contenido fuertemente alcalino. Se agregan 10 perlas de ebullición. En la solución se formaron capas de ácido y álcali, por lo que no se agitó el matraz hasta que se colocó a ebullición para la destilación en el equipo Kjeldahl marca Novatech.

Se conectó el matraz para la destilación y se calentó la solución de la digestión a ebullición; el destilado se recogió en un matraz Erlenmeyer (500ml), el cual contenía 50ml de ácido clorhídrico (HCL) 0.1 N y 5 gotas de rojo de metilo como indicador.

Se retiró el matraz Erlenmeyer (500ml), cuando se obtuvo 200 ml del destilado, se procedió a titularlo con hidróxido de sodio (NaOH) 0.1 N (Método 920.87, AOAC).

Para calcular el porcentaje de nitrógeno se utilizó la ecuación 3.

Cálculo del porcentaje de nitrógeno.

Ecuación 3

$$\%N = \frac{(\text{ml de HCL } 0.1 \text{ N})(\text{normalidad del ácido}) - (\text{ml de NaOH } 0.1 \text{ N})(\text{normalidad de NaOH})(0.014007)}{\text{g de muestra}} * 100$$

3.6.4 Determinación de grasa cruda (extracto etéreo)

Se realizó mediante el método de extracción Soxhlet. En un cartucho de extracción se agregó 2 g de muestra seca y por encima se colocó una torunda de algodón para evitar que el solvente permeara de manera directa. El cartucho se colocó dentro de la trampa. Después se adicionaron 130 ml de éter de petróleo a cada matraz bola. Posteriormente se calienta el matraz hasta ebullición a una temperatura de 80 °C por un periodo de 6 h. Una vez transcurrido el tiempo de extracción se procedió a retirar el cartucho de extracción y se colocó en estufa marca memmert a una temperatura de 60°C.

Los matraces bolas se tomaron con pinzas y se pusieron a secar en estufa a una temperatura de 60 °C por 24 h y al final se determinó el extracto etéreo por diferencia de peso utilizando la ecuación 4 (AOAC 920.39, 1990)

Calculo extracto etéreo.

Ecuación 4

$$EE = \frac{(\text{Peso final del matraz} - \text{peso inicial del matraz})}{\text{g muestra}} * 100$$

Donde:

Peso final matraz: matraz + grasa.

3.6.5 Determinación de carbohidratos totales

Para la cuantificación de carbohidratos totales se colocaron en tubos falcón 0.5 g de pulpa fresca de guanábana, se adicionaron 10 ml de etanol al 85%. Posteriormente se

agitó en orbital por 30 minutos y se centrifugó a 10000 rpm durante 15 minutos, el sobrenadante se colocó en un matraz de 25 ml, al precipitado se le añadió nuevamente 10 ml de etanol al 85%, se agitó en orbital por 30 minutos. Transcurrido el tiempo se centrifugó a 10000 rpm durante 15 minutos, se tomaron 100 μ L del tubo falcón y se diluyeron con 10 ml de etanol al 85%. Se extrajo el sobrenadante diluido para cuantificar los carbohidratos tomando 1 ml del extracto y se colocó en un tubo de ensayo, se adiciono 0.5 ml de fenol al 10% y 2.5 ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado. Los tubos se colocaron en baño maría por 30 min a 30 °C. Se tomaron lecturas de la absorbancia a 490 nm, utilizándose como blanco (1ml de etanol 85% + 0.5 ml de fenol + 2.5 ml H_2SO_4). El cálculo de la cuantificación de carbohidratos se realizó mediante una curva de calibración (Anexo 1).

3.6.6 Determinación de fibra soluble (FS)

Se pesó 500 mg de muestra y se adicionó 25ml de buffer fosfatos 0.08 M y pH 6. Luego se colocaron los tubos en baño maría marca Novatech de 100 °C por 5 minutos para que se atemperaran, posteriormente se adicionó 25 ml de la enzima α -amilasa termoestable, evitando que baje la temperatura de la muestra. Los tubos se mezclaron y se dejaron en baño maría marca Novatech de 100°C durante 35 minutos.

Transcurrido el tiempo se dejó enfriar, se ajustó el pH a 7.5 adicionando solución de hidróxido de sodio (NaOH) y 50ml de solución de proteasa, pesándola en baño con agitación a 60 °C por 35 minutos.

Una vez que paso el tiempo se dejó enfriar, se ajustó el pH a 4.5 adicionando solución de ácido clorhídrico (HCL) y 150 ml de amiloglucosidasa, se puso a baño con agitación a 60 °C durante 35 minutos.

Después se procedió a centrifugar los tubos por 10 minutos a 13000 rpm el sobrenadante se recolecto en vasos de precipitado, al residuo restante se le realizaron 2 lavados con 10 ml de agua destilada, se centrifugo, se recolecta sobrenadante y se mezcló con la muestra que estaba en el vaso de precipitado.

Estos extractos se colocaron en membranas de diálisis, estas de 20 a 22 de largo, se hidrataron con agua hirviendo durante 5 minutos. Las membranas se amarraron de los extremos (dando forma de salchicha), y se colocaron en la cubierta de diálisis

manteniéndolas por 24 horas, se controló el flujo del agua para que esta se renovara y no se acumulara en el sistema de diálisis.

Transcurrido el tiempo de la diálisis el contenido se transfirió a matraces aforados de 50 ml, la membrana se lavó con agua destilada y se agregó al matraz aforando hasta 50 ml de agua.

Para la determinación del contenido de fibra soluble se tomaron 17 ml del extracto (Matraz aforado 50 ml) y se adicionó 1 ml de ácido sulfúrico concentrado, se mantuvieron en baño de 100°C por 90 minutos.

Pasado el tiempo se dejó enfriar y se tomaron 0.5 ml de la muestra o extracto, se adiciono 1 ml de DNS, 1 ml de NaOH a 3.9 M y se colocaron a baño maría de 100°C por 10 minutos, después se dejó enfriar y se adiciono 10ml de agua destilada. Por último se realizó la lectura de las absorbencias a una longitud de onda de 540 nm. Se usó un blanco el cual contenía 0.5 ml de agua destilada, 1ml de DNS, 1 ml de NaOH 3.9M y 10 ml de agua destilada, bajo las mismas condiciones de las muestras. Al residuo descartado se le adicionó 10 ml de etanol al 96% se centrifugó a 3000 rpm durante 10 minutos, y el sobrante se descartó. Después se adicionó 10 ml de acetona, de igual manera se centrifugó y se descartó el sobrenadante. El residuo se dejó secar 1 noche a temperatura de 60°C en horno marca mmemert y se usó para determinar la fibra insoluble (Fi).

3.6.7 Determinación de fibra insoluble (FI)

Al residuo de la fibra soluble (FS) se le adicionó 3 ml de H₂SO₄ 12 M y se dejó a baño maría a una temperatura de 30 °C durante 1 hora. Se dejó enfriar y se adicionó 33 ml de agua destilada y se dejó en baño por 90 minutos a 100°C. Transcurrido el tiempo se filtra la muestra con papel filtro a peso constante. El sobrenadante se afora en un matraz de 100 ml con agua destilada.

Para la determinación FI se tomaron 0.5ml de extracto, 1 ml de DNS, 1 ml de NaOH 3.9 M y se colocó a baño maría de 100°C por 10 minutos. Una vez que la muestra está a temperatura ambiente se adicionó 10 ml de agua destilada. Se leyeron las absorbencias a una longitud de onda de 540 nm. Se utilizó un blanco el cual contenía

0.5 ml de agua destilada, 1ml de DNS, 1 ml de NaOH 3.9M y 10 ml de agua destilada, bajo las mismas condiciones que la muestra.

El residuo se colocó en el horno a 100 °C durante una noche, una vez seco se pesó para determinar el contenido de lignina por diferencia de pesos.

Cálculo FS:

Se sustituye la absorbencia en la ecuación de la recta de calibrado para obtener la concentración. Posterior a eso se aplica la siguiente ecuación 5.

Ecuación 5

$$FS = \frac{\left(\frac{\text{Concentración } (\frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}) * \text{vol.extracto}}{1000 * \text{Peso muestra (mg)}} \right)}{100\text{g}} * 100$$

Cálculo FI:

Se obtiene la concentración y se aplica la siguiente ecuación 6:

Ecuación 6

$$FI = \frac{\text{Concentración } (\frac{\mu\text{g}}{\text{mL}}) * 100\text{ml(extracto)}}{1000 * \text{peso muestra(mg)}} * 100$$

Cálculo Lignina:

Ecuación 7

$$\text{Lignina (g)} = \left(\frac{\text{Peso filtro} + \text{Lignina (filtro con residuo)} - \text{peso filtro}}{\text{(Peso muestra)}} \right) * 100$$

Para calcular finalmente la fibra dietética se calcula con la siguiente ecuación 8.

Ecuación 8

$$FS + FI = \text{Fibra Dietetica.}$$

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Evaluación de parámetros fisicoquímicos de la guanábana

Se evaluó el efecto del nanoformulado sobre las propiedades fisicoquímicas del fruto de guanábana. Los resultados se muestran en el cuadro 1. El fruto que corresponde a la referencia TA (sin tratamiento) mostró una firmeza de 20.50 N, no se observaron diferencias significativas entre los valores obtenidos de los tratamientos TC y CTA con respecto al testigo, lo que sugiere que ambos no interfieren en la fisiología del fruto.

Con respecto a los °Brix se observó que los frutos tratados con TC y CTA contenían 5% menos de sólidos solubles totales, ambos tratamientos ocasionan un retardo de la madurez, este comportamiento coincide con lo reportado por Tovar-Gómez, *et al* en 2011, quienes analizaron el efecto de ceras sobre los parámetros fisicoquímicos en frutos de guanábana, mencionan que los frutos recubiertos con cera retardan su madurez por 2 días, aunque el nanoformulado no es un recubrimiento está distribuido sobre todo el fruto, siendo una de las ventajas de las nanopartículas una mayor superficie volumen, y de igual forma una mayor interacción con el exocarpo del fruto, se infiere que las nanopartículas tapan los poros del fruto evitando la respiración. Asimismo, Montalvo-González, *et al* en 2014 reportan el efecto de la aplicación de nanoemulsiones elaboradas con 1-Metilciclopropeno y cera de abeja, las cuales retardan la madurez del fruto evitando la respiración y en consecuencia la disminución de los SST.

El aplicar el nanoformulado no ocasiona cambio en el pH de la pulpa del fruto de guanaba, de igual manera, no hay diferencia significativa entre los tres tratamientos, estos valores son similares a los reportados por Montalvo-González *et al.* (2014) en estudios de guanábana empleando nanoemulsiones como recubrimientos. Además, el contenido de ácido málico en la pulpa con los tratamientos TC y CTA muestran similitud estadística con el testigo, la acidez y el pH tienen correlación, por lo que ambos resultados corresponden al no mostrar variaciones estadísticas. Estos resultados coinciden con lo reportado por Montalvo-González *et al.* (2014) para pulpa de guanábana.

Tabla 3. Análisis fisicoquímicos de la pulpa de guanábana

Tratamiento	Parámetro			
	Firmeza (N)	SST (°Brix)	AT (% ácido málico)	pH
TA	20.50± 07.80a	19.6± 0.40a	2.06± 0.02a	3.95± 0.03a
TC	19.14± 13.88a	14.7± 2.01b	1.33± 0.87a	4.00± 0.00a
CTA	18.28± 08.16a	14.1± 0.06b	1.34± 0.25a	3.66± 0.20ab

N= Newtons, SST=sólidos solubles totales, AT=acidez titulable. Letras iguales pertenecen al mismo grupo estadístico.

4.2 Evaluación del efecto del nanoformulado sobre el color de la pulpa de guanábana

El estudio de color en frutos es empleado como indicador del estado de madurez, así como la calidad del mismo (Tabla 4). El análisis de este parámetro dio como resultado similitud estadística en la luminosidad, cromaticidad y ángulo de tono, lo que sugiere que el fruto no muestra diferencia en su desarrollo aun cuando se le ha aplicado el nanoformulado.

Tabla 4. Evaluación del efecto del nanoformulado sobre el color de la pulpa de guanábana

Tratamiento	Color		
	L	C	H
TA	68.74± 2.68a	6.54± 0.28a	92.32± 01.59a
TC	64.56± 8.13a	6.88± 1.30a	96.19± 05.62a
CTA	66.28± 6.99a	6.52± 1.52a	98.91± 12.40a

TA=testigo absoluto, TC=testigo comercial (cipermetrina), CTA=nanoformulado.

4.3 Evaluación de recomposición nutricional de la pulpa de guanábana tratada con un nanoformulado

Se analizó el contenido nutrimental del fruto de guanábana con la finalidad de evaluar el efecto del nanoformulado sobre el fruto específicamente la pulpa (Tabla 5). Se observó que no hubo variación del contenido de humedad en los tratamientos con respecto al testigo. La pulpa de guanábana alcanza valores de este parámetro de un 78 a 82%, estos valores son similares a los reportados Moreno-Hernández *et al.* (2013), estos autores reportan un contenido de 80% de humedad para pulpa de frutos

de guanábana, los cuales fueron tratados con emulsiones. Estos resultados sugieren que el nanoformulado no interfiere en la composición de la pulpa.

Los valores del contenido graso en la pulpa testigo en comparación con los diferentes tratamientos, no muestran diferencias significativas, lo que sugiere que no hay un efecto en la composición nutrimental. Este comportamiento está asociado con el desarrollo normal de fruto, asimismo, se comprueba que el nanoformulado no sobrepasa el exocarpo del fruto. Moreno-Hernández *et al.* (2014) reportan valores similares en el porcentaje de grasa en pulpa de guanábana tratada con emulsiones adicionadas con 1-Metilciclopropeno.

El contenido de proteína en la pulpa de guanábana (TA) muestra similitud estadística con respecto a los tratamientos TC y CTA, lo que nos indica que el nanoformulado no interfiere en desarrollo fisiológico del fruto. Los valores obtenidos fueron de 1.42, 1.21 y 0.99 respectivamente, los cuales son similares a los reportados por Moreno-Hernández *et al.* (2014), estos autores reportaron para la pulpa un valor de 1.03.

Los valores del contenido de cenizas no muestran diferencias significativas en los tratamientos CT y CTA con respecto al testigo, sin embargo, difieren con lo reportado por Moreno-Hernández *et al.* (2014) en la pulpa de guanábana. Estos autores reportan un valor de 3.32 (g/ 100 g de muestra), la diferencia en el contenido de cenizas podría estar asociando a la variedad del fruto.

El contenido de fibra dietética total fue de 6.31 de la pulpa testigo, observándose similitud estadística con el tratamiento TC, sin embargo, en comparación con el nanoformulado (CTA) se mostró diferencia estadísticamente significativa. Los resultados difieren con lo reportado por Moreno-Hernández *et al.* (2014), esta variación en el contenido de fibra dietética total puede ser causada por la variedad del fruto, así como el día en el que los análisis fueron realizados con respecto a su maduración.

Tabla 5. Composición nutricional de la pulpa de guanábana.

Pulpa de guanábana			
Parámetro	TA	TC	CTA
Humedad	78.75± 4.30a	81.83± 0.47a	82.26± 1.79a
Grasas	0.08± 0.01a	0.06± 0.02a	0.05± 0.002a
Proteínas	1.42± 0.06a	1.21± 0.30a	0.99± 0.19a
Cenizas	0.65± 0.01a	0.48± 0.01b	0.53± 0.01c
Carbohidratos	5.83± 0.77a	5.92± 0.29a	7.68± 0.59b
Fibra dietética total	6.31± 1.08a	5.83± 0.72a	10.41± 1.72b

TA=testigo absoluto, TC=testigo comercial (cipermetrina), CTA=nanoformulado.

V. CONCLUSION

Los parámetros fisicoquímicos de la pulpa de la guanábana no fueron afectados por la aplicación del nanoformulado.

El valor nutrimental del fruto de guanábana no se ve afectado por la aplicación del nanoformulado.

El nanoformulado y el insecticida comercial tuvieron el mismo comportamiento en los parámetros fisicoquímicos y bromatológicos.

Con los parámetros evaluados hasta la tercera etapa podemos recomendar la aplicación del nanoformulado, con el argumento de que el insecticida comercial contiene químicos y un mayor costo, sin embargo, el nanoformulado está de hecho de materiales orgánicos, biodegradables y presentan un menor impacto ambiental.

VI. REFERENCIAS

- Alonso-Castro, A. J., Villarreal, M. L., Salazar-Olivo, L. A., Gomez-Sanchez, M., Dominguez, F., & Garcia-Carranca, A. (2011). Mexican medicinal plants used for cancer treatment: pharmacological, phytochemical and ethnobotanical studies. *Journal of ethnopharmacology*, 945-972.
- Alves, R., Filgueiras, H., & Enéas, J. (2003). Comportamiento respiratorio y calidad poscosecha de guanábana (*Annona muricata* L.) 'Morada's a temperatura ambiente. Embrapa Artículo semiárido en revista indexada.
- Anaya-Esparza, L. M., & Montalvo-González, E. (2019). Bioactive compounds of soursop (*Annona muricata* L.) fruit. *Bioactive compounds in underutilized fruits and nuts*, 1-15.
- Badrie, N., & Schauss, A. G. (2010). Soursop (*Annona muricata* L.): composition, nutritional value, medicinal uses, and toxicology. *Bioactive foods in promoting health*, 621-643.
- Brechelt, A. (2004). El manejo ecológico de plagas y enfermedades. Red de Acción en Plaguicidas y sus Alternativas para América Latina (RAP-AL). Fundación Agricultura y Medio Ambiente (FAMA). RD.
- Choi, M.J., Soottitantawat, A., Nuchuchua, O., Min, S.G., Ruktanonchai, U. (2009). Physical and light oxidative properties of eugenol encapsulated by molecular inclusion and emulsion– diffusion method. *Food Res. Int.* 42(1), 148–56.
- Coêlho de Lima, M. A., & Alves, R. E. (2011). Soursop (*Annona muricata* L.). *Postharvest biology and technology of tropical and subtropical fruits*, 363-391.
- Colombatto, D. (2000). Análisis de alimentos: Aplicaciones prácticas. Facultad de Agronomía. Universidad de Buenos Aires, Argentina.
- Coria-Téllez, A. V., Montalvo-González, E., Yahia, E. M., & Obledo-Vázquez, E. N. (2018). *Annona muricata*: una revisión exhaustiva sobre sus usos medicinales tradicionales, fitoquímicos, actividades farmacológicas, mecanismos de acción y toxicidad. *Arabian journal of chemistry*, 662-691.

- De los Santos, M. D., Domínguez, C., & Del, C. (2009). Evaluación de trampas y atrayentes para dos plagas del guanábano (*Annona muricata* L.) en Blanca Espuma, La Bandera y La Esperanza, Veracruz. Universidad Veracruzana, Xalapa, Veracruz.
- De Villiers, M.N., Aramwit, P., Kwon, G.S.(Eds.), 2009. Nanotechnology in Drug Delivery. Springer & AAPS Press, NY, USA, p. 663.
- Díaz-Rubio, M. E. (2008). Fibra dietética en bebidas de la dieta. Determinación, composición, y contribución a la ingesta de fibra. Universidad Autónoma de Madrid, Madrid.
- Evangelista, L. S., Cruz, C. J., Pérez, G. S., Mercado, S. E., & Dávila, O. G. (2003). Producción y calidad frutícola de guanábanos (*Annona muricata* L.) provenientes de semilla de Jiutepec, Morelos, México. *Revista Chapingo*, 9:69-79.
- Flores-Cárdenas , G. L. (2017). Elaboración de un biopesticida a partir de nanoemulsiones en base acuosa con aceite de jengibre (*Zingiber officinale*) para el control de podredumbre gris (*Botrytis cinerea*). Universidad Central del Ecuador., DMQ.
- Gavamukulya, Y., Wamunyokoli, F., & El-Shemy, H. A. (2017). *Annona muricata*: Is the natural therapy to most disease conditions including cancer growing in our backyard? A systematic review of its research history and future prospects. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 835-848.
- Guarda, A., Rubilar, J.F., Miltz, J., Galotto, M.J. (2011). The antimicrobial activity of microencapsulated thymol and carvacrol. *Int. J. Food Microbiol.* 146(2), 144–50.
- Hernández , C. (2004). Formación de nanoemulsiones O/W mediante el cambio en la composición-formulación por dilución con agua de sistemas próximos a la formulación óptima. Mérida: UDLA.

- Hernández de Ávila , R., Pérez de Camargo, M., Giménez, A., & Hernández Caraballo, E. A. (2012). La guanábana: una materia prima saludable para la industria de alimentos y bebidas. *Revista Digital de Investigación y Postgrado*, 135-142.
- Hernández-Fuentes, L. M. (2007). La guanábana: plaga y su manejo (No. 04; CP, FOLLETO 724.). Fundación Produce Nayarit. Enlace, Innovación y Progreso Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación.
- Hernández-Fuentes, I. M., Bautista-Martínez, N., Carrillo-Sánchez, J. L., Sánchez-Arroyo, H., Urías-López, M. A., & Salas Araiza, M. D. (2008). Control del barrenador de las semillas, *Bephratelloides cubensis* Ashmead (Hymenoptera: Eurytomidae) en guanábana, *Annona muricata* L.(Annonales: Annonaceae). *Acta zoológica mexicana*, 199-206.
- Hernández-Fuentes, L. M., Gómez-Jaimes, R., & Andrés-Agustín, J. (2013). Importancia, plagas insectiles y enfermedades fungosas del cultivo de guanábano. *Campo Experimental Santiago Ixcuintla , Nayarit, México*: 87.
- Hernández-Fuentes, L. M., Urias-López, M. A., & Bautista-Martínez, N. (2010). Biología y hábitos del barrenador de la semilla *Bephratelloides cubensis* ashmead (Hymenoptera: Eurytomidae). *Neotropical Entomology.*, 527-534.
- Higuera, L., López-Carballo, G., Cerisuelo, J.P., Gavara, R., Hernández-Muñoz, P. (2013). Preparation and characterization of chitosan/HP- β -cyclodextrins composites with high sorption capacity for carvacrol. *Carbohydr. Polym.* 97(2), 262–8.
- Jaiswa, M. I., Dudhe , R., & Sharma, P. K. (2015). Nanoemulsion: an advanced mode of drug delivery system. *Biotech*, 123-127.
- Jang, E. (2004). Book review tropical fruit pests and pollinators: biology, economic importance, natural enemies and control. *Biocontrol Science and Technology.*, 523-524.

- Jiménez, A., Izquierdo, E., Rodríguez, F., Dueñas, J. I., & Tortosa, C. (2000). Determinación de grasa y humedad en aceitunas mediante medidas de reflectancia en infrarrojo cercano. *Grasas y aceites*, 51(5), 311-315.
- Jiménez Zurita, J. O., Balois Morales, R., Alia Tejacal, I., Juárez López, P., Sumaya Martínez, M. T., & Bello Lara, J. E. (2016). Caracterización de frutos de guanabana (*Annona muricata* L.) en Tepic, Nayarit, México. *Revista mexicana de ciencias agrícolas.*, 1261-1270.
- Jiménez-Zurita, J. O., Balois-Morales, R., Alia-Tejacal, I., Juárez-López, P., Jiménez-Ruíz, E. I., Sumaya-Martínez, M. T., & Bello-Lara, J. E. (2017). Tópicos del manejo poscosecha del fruto de guanábana (*Annona muricata* L.). *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 1155-1167.
- Joseph , T., & Morrison , M. (2006). *Nanotechnology in Agriculture and Food. Nanoforum Report.*
- Julián-Loaeza, A. P. (2009). *Propiedades físicas y químicas de tres variedades del fruto de Annona. Doctoral dissertation. Universidad Tecnológica de la Mixteca, Oaxaca.*
- Julio-Gabriel, A. (2018). *Evaluación poscosecha de resveratrol y 6-bencil aminopurina en guanábana (Annona muricata L.). Universidad Autónoma del Estado de México, Toluca.*
- Kah, M., Beulke, S., Tiede, K., & Hofmann, T. (2013). Nanopesticides: State of Knowledge, Environmental Fate, and Exposure Modeling. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 1823-1867.
- Keawchaon, L., Yoksan, R. (2011). Preparation, characterization and in vitro release study of carvacrol-loaded chitosan nanoparticles. *Colloids Surf. B. Biointerfaces*. 84(1), 163–71.
- Lao, S.B., Zhang, Z.X., Xu, H.H., Jiang, G.B. (2010). Novel amphiphilic chitosan derivatives: synthesis, characterization and micellar solubilization of rotenone. *Carbohydr. Polym.* 82(4), 1136–42.

- Leatemala, J. A., & Isman, M. B. (2004). Insecticidal activity of crude seed extracts of *Annona* spp., *Lansium domesticum* and *Sandoricum koetjape* against lepidopteran larvae. *Phytoparasitica*, 30-37.
- León-Méndez, G., Granados-Conde, C., Fortich, O., & del Rosario, M. (2016). Caracterización de la pulpa de *Annona muricata* L. cultivada en el Norte del Departamento de Bolívar-Colombia. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 1-9.
- Leor, E. N., & González, X. R. (2015). Manejo integral de plagas y enfermedades del guanábano. *Anonáceas*, 173.
- Lim, G.O., Jang, S.A., Song, K.B. (2010). Physical and antimicrobial properties of *Gelidium corneum*/nano-clay composite film containing grapefruit seed extract or thymol. *J. Food Eng.* 98(4), 415–20.
- Lunn, J., & Buttriss, J. L. (2007). Carbohydrates and dietary fibre. *Nutrition Bulletin*, 32(1), 21-64. *Nutrition Bulletin*, 21-64.
- Martin, L., Liparoti, S., Della Porta, G., Adami, R., Marqués, J.L., Urieta, J.S., et al. (2013). Rotenone coprecipitation with biodegradable polymers by supercritical assisted atomization. *J. Supercrit. Fluids.* 81, 48–54.
- McClements, D.J., 2012. Nanoemulsions versus microemulsions: terminology, differences, and similarities. *Soft Matter* 8, 1719–1729.
- Medina, E. L., García-Gutierrez, C., & Ruelas-Ayala, R. D. (2010). Nanotecnología y nanoencapsulación de plaguicidas. *Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*, 63-67.
- Mendoza Cantú, A., & Cano Robles, F. K. (2017). Nanopesticides, a real breakthrough for agriculture? *Revista Bio ciencias*, 164-178.
- Miranda, L., Barragan, E., & Barreto, O. J. (2003). Manejo integrado del cultivo de la guanábana: innovaciones tecnológicas. Ibagué: Corpoica, 189.

- Moghadamtousi, S. Z., Fadaeinasab, M., Nikzad, S., Mohan, G., & Mohd-Ali, K. A. (2015). *Annona muricata* (Annonaceae): una revisión de sus usos tradicionales, acetogeninas aisladas y actividades biológicas. *Int J Mol Sci.*, 15625-58.
- Morillas-Ruiz, J. M., & Delgado-Alarcón, J. M. (2012). Análisis nutricional de alimentos vegetales con diferentes orígenes: Evaluación de capacidad antioxidante y compuestos fenólicos totales. *Nutr. clín. diet. hosp.*, 32(2), 8-20.
- Ojeda, G., Coronado, J., Nava, R., Sulbarán, B., Araujo, D., & Cabrera, L. (2007). Caracterización fisicoquímica de la pulpa de la guanábana (*Annona*). *Boletín Centro*, 151-160.
- Orozco, S. M., López, P. J., Farías, L. J., & Arenas, V. M. (1998). Sustentabilidad en el Manejo de Plagas y Enfermedades de Cultivos Agrícolas. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 46-54.
- Ostertag, F., Weiss, J., McClements, D.J., 2012. Low-energy formation of edible nanoemulsions: factors influencing droplet size produced by emulsion phase inversion. *J. Colloid Interface Sci.* 388, 95–112.
- Paull, R. E., & Duarte, O. (2011). *Tropical fruits*. (Vol. 2). Oxfordshire, UK.: CABI Publishing.
- Rodríguez-Dopazo, A., Farrés-Armenteros, E., Placeres-Gafas, J., Peña-González, O., Fornaris, L. M., Mullen, L., . . . Hernández-Espinosa, D. (2010). Una mirada al manejo del cultivo de la guanábana (*Annona muricata* L.). *Revista CitriFrut*, 64-68.
- Rojas, F., & Ubina, K. (2009). Determinación no destructiva de parámetros de calidad de frutas y hortalizas mediante espectroscopía de reflectancia en el infrarrojo cercano. Universidad de Córdoba, Servicio de Publicaciones.
- Sacramento, C. D., Faria, J. C., Cruz, F. D., Barreto, W. S., Gaspar, J. W., & Leite, J. B. (2003). Physical-chemical characterization of fruit of three types of soursop trees (*Annona muricata* L.). *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal-SP, 329-331.

- Sajomsang, W., Nuchuchua, O., Gonil, P., Saesoo, S, Sramala, I., Soottitantawat, A., et al. (2012). Watersoluble β -cyclodextrin grafted with chitosan and its inclusion complex as a mucoadhesive eugenol carrier. *Carbohydr. Polym.* 89(2), 623–31.
- Salvador, A., Arnal, L., Besada, C., Larrea, V., Quiles, A., & Pérez Munuera, I. (2007). Physiological and structural changes during ripening and destringency treatment of persimmon fruit cv. 'Rojo Brillante'. *Postharvest Biology and Technology*, 181-188.
- Silva, W.J., Doria, G.A.A., Maia, R.T., Nunes, R.S., Carvalho, G.A., Blank, A.F., Alves, P.B., Marcal, R.M. & Cavalcanti, S.C.H. (2008) Effects of essential oils on *Aedes aegypti* larvae: alternatives to environmentally safe insecticides. *Bioresource Technology* 99, 3251–3255
- Sin, C. L. (2017). Production and properties of shelf-stable spray-dried powder from enzyme-treated soursop (*Annona muricata* L.) fruit. Universiti Putra Malaysia, Malaysia.
- Schwentenius-Rinderman, R., & Sangerman-Jarquín, D. M. (2014). Desempeño competitivo de la fruticultura mexicana, 1980-2011. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 1287-1300.
- Sugumar S, Clarke SK, Nirmala MJ, Tyagi BK, Mukherjee A, Chandrasekaran N. 2014. Nanoemulsion of eucalyptus oil and its larvicidal activity against *Culex quinquefasciatus*. *Bull Entomol Res*, 104(3):403.
- Tosun, I., Ustun, N. S., & Tekguler, B. (2008). Physical and chemical changes during ripening of blackberry fruits. *Scientia agricola*, 87-90.
- Tovar-Gómez, B., Mata-Montes de Oca, M., García-Galindo, H. S., & Montalvo-González, E. (2011). Efecto de emulsiones de cera y 1-metilciclopropeno en la conservación poscosecha de guanábana. *Revista de CHAPINGO SERIE HORTICULTUR*, 53-61.
- Volpato A, Baretta D, Zortéa T, Campigotto G, Galli GM, Glombowsky P, Santos RCV, Quatrin PM, Ourique AF, Baldissera MD, Stefani LM, Da Silva AS (2016)

Larvicidal and insecticidal effect of *Cinnamomum zeylanicum* oil (pure and nanostructured) against mealworm (*Alphitobius diaperinus*) and its possible environmental effects. *J Asia Pac Entomol* 19:1159–1165. doi: 10.1016/j.aspen.2016.10.008

Vicente, A. R., Costa, M. L., Martinez, G. A., Chaves, A. R., & Civello, P. M. (2005). Effect of heat treatments on cell wall degradation and softening in strawberry fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 38(3):213-222 •.

Vidal-Hernández, L., López-Moctezuma, H., Vidal-Martínez, N. A., Ruiz-Bello, R., Castillo-Rocha, D. G., & Chiquito-Contreras, R. G. (2014). La situación de las annonaceae en México: principales plagas, enfermedades y su control. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 44-54.

Zhang, H.F., Wang, D., Butler, R., Campbell, N.L., Long, J., Tan, B.E., Duncalf, D.J., Foster, A.J., Hopkinson, A., Taylor, D., Angus, D., Cooper, A.I., Rannard, S.P. (2008). Formation and enhanced biocidal activity of water-dispersable organic nanoparticles. *Nat. Nanotech.* 3, 506–511.

ANEXOS

Anexo 1. Curva calibración de carbohidratos totales.

