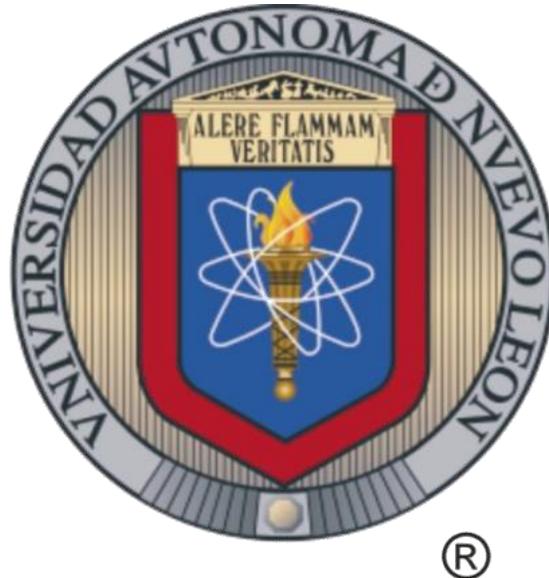


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE MUCÍLAGO DEL NOPAL
(*Opuntia ficus indica* (L.) Miller) DE CINCO CULTIVARES, EN TRES
ESTADOS DE MADURACIÓN**

P R E S E N T A

ANGELICA JANET GUARDIOLA DE LEÓN

**PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

DICIEMBRE, 2018

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE MUCÍLAGO DEL NOPAL
(*Opuntia ficus indica* (L.) Miller) DE CINCO CULTIVARES, EN TRES
ESTADOS DE MADURACIÓN**

P R E S E N T A

ANGELICA JANET GUARDIOLA DE LEÓN

**PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE MUCÍLAGO DEL NOPAL
(*Opuntia ficus indica* (L.) Miller) DE CINCO CULTIVARES, EN TRES
ESTADOS DE MADURACIÓN**

P R E S E N T A

ANGELICA JANET GUARDIOLA DE LEÓN

**PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRÍA
EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

GENERAL ESCOBEDO, NUEVO LEÓN, MÉXICO

DICIEMBRE, 2018

**ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

COMITÉ PARTICULAR

**Ph. D. Rigoberto E. Vázquez Alvarado
Director de Tesis**

**Ph. D. Emilio Olivares Sáenz
Co-Director**

**Dra. Aurora de Jesús Garza Juárez
Asesora Externa**

**Dra. María de Jesús Ibarra Salas
Asesora Externa**

**Dr. Roberto Carranza de la Rosa
Asesor**

**Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras
Subdirector de Estudios de Posgrado**

“Ten cuidado con las cosas de la tierra haz algo, corta leña, labra la tierra, planta nopales, planta magueyes. Con eso estarás en pie, serás verdadero. Tendrás que beber, que comer, que vestir, con eso andarás “

Huehuetlahtolli

Palabras de los viejos para los jóvenes mexicas.

DEDICATORIA

**A la memoria de Don Manuel de León de la Cruz, por enseñarme
el valor del trabajo.**

**A la memoria del Dr. Sergio Puente Tristán, por enseñarme
el valor de la vida.**

A mi hijo Leonardo por ser la alegría en mi existir.

**A mis hijas Samantha Isabel y Sophia Aquetzalli, por ser mi más grande
inspiración.**

**A mi compañero de vida Paulo César Ortiz Montejo, por ser mi motor y mi
balanza.**

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento primeramente al Dr. Rigoberto Vázquez Alvarado, por creer en este proyecto de Investigación, por ser mi fortaleza en los momentos más difíciles en este proceso y por darme la oportunidad de realizar mi anhelado sueño de trabajar con Opuntia siendo mi director de tesis.

Agradezco a mi Comité de Tesis, el Ph. D. Emilio Olivares Sáenz y el Dr. Roberto Carranza de la Rosa de la Facultad de Agronomía, a mis asesoras externas la Dra. María de Jesús Ibarra Salas y la Dra. Aurora de Jesús Garza Juárez de la Facultad de Salud Pública y Nutrición de la U.A.N.L.; por su interés en este proyecto y sus valiosas sugerencias en el transcurso del presente trabajo.

Al Dr. Hugo Bernal Barragán, al Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras y la Dra. Juana Aranda Ruíz por las facilidades brindadas para el trabajar en los Laboratorios a su cargo de la FAUANL.

Al Dr. Mario Rodríguez director del laboratorio de Materiales y Análisis de Alimentos de la Facultad de Física Aplicada y Tecnología Avanzada de la UNAM,

Agradezco infinitamente a 3 personas que tuve la gran Bendición de Conocer en este proceso, por su apoyo total y la amistad invaluable en el cual hoy no imagino mi vida sin ellos, a Carina Almaguer y Alejandro Rivas.

Por último, agradezco la oportunidad al departamento de Posgrado e la Facultad de Agronomía de la UANL y al CONACYT por la beca otorgada para la realización de esta investigación.

INDICE DE CONTENIDO

INDICE DE CUADROS	xi
INDICE DE FIGURAS	xii
RESUMEN	xiv
ABSTRACT	xv
1. INTRODUCCIÓN.	1
1.1 Hipótesis	2
1.2. Objetivo	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. El Nopal	3
2.1.1. Anatomía	4
2.1.2. Taxonomía	5
2.1.3. Cultivares de <i>Opuntia ficus indica</i>	5
2.2. Propiedades Funcionales del Nopal	7
2.3. Mucílago del Nopal	8
2.3.1. Usos como recubrimiento gástrico	8
2.3.2. Usos en la industria alimentaria	9
2.3.3. Usos como película biocomestible	9
2.3.4. Usos como purificador de agua	9
2.3.5. Usos en el área de la construcción	10
2.4. Métodos de Extracción del Mucílago	10
2.4.1. Método de extracción Troceado	11
2.4.2. Método de extracción Licuado-Centrifugado	11
2.4.3. Método de extracción Escaldado	11
2.4.4. Método de extracción Cocido	11
2.4.5. Método de extracción Liofilizado	12
2.4.6. Método de extracción en base materia seca	12
2.5. Composición Química del Mucílago del Nopal	13

3. MATERIALES Y MÉTODOS	14
3.1. Localización del Experimento	14
3.2. Establecimiento del Cultivo de Nopal	14
3.3. Manejo del Cultivo	16
3.4. Etiquetado y Cosecha de Cladodios	16
3.5. Desarrollo de las Metodologías de Extracción de Mucílago	18
3.5.1. Fase I	19
3.5.2. Fase II	20
3.5.3. Adecuaciones al método Licuado Centrifugado	21
3.5.4. Extracción de mucílago de nopal en 2 horarios de cosecha	23
3.5.5. Adecuación al procedimiento de secado de mucílago	25
3.5.6. Resumen de adecuaciones de metodologías	25
3.5.7. Metodología de extracción de mucílago adaptado para 5 cultivares	27
3.6. Extracción del Mucílago	28
3.7. Análisis de Laboratorio	28
3.7.1 Microscopía de Barrido Electrónico	28
3.7.2. Espectroscopía de Infrarrojo Medio con transformada de Fourier (FT-IR)	29
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30
4.1. Metodologías de Extracción de Mucílago Fase I	30
4.2. Metodologías de Extracción de Mucílago Fase II	30
4.3. Adecuaciones al Método Licuado Centrifugado	33
4.4. Extracción de Mucílago de Nopal en 2 Horarios de Cosecha	34
4.5. Adecuación al Procedimiento de Secado de Mucílago	35
4.6. Extracción de Mucílago de Nopal	36
4.7. Micrografía de Barrido Electrónico	37
4.7.1 Microscopía de Barrido Electrónico del mucílago Jalpa	37
4.7.2 Micrografía de Barrido Electrónico del mucílago Villanueva	39
4.7.3 Micrografía de Barrido Electrónico del mucílago Esmeralda	39

4.8. Espectroscopía de Infrarrojo Medio con transformada de Fourier (FT-IR)	42
4.8.1. Espectroscopía FT-IR del mucílago Jalpa	42
4.8.2. Espectroscopía FT-IR del mucílago Villanueva	44
4.8.3. Espectroscopía FT-IR del mucílago Esmeralda	45
4.8.4. Espectroscopía FT-IR del mucílago de 1 mes de maduración	47
4.8.5. Espectroscopía FT-IR del mucílago de 6 meses de maduración	48
4.8.6. Espectroscopía FT-IR del mucílago de 12 meses de maduración	50
5. CONCLUSIONES	52
6. BIBLIOGRAFÍA	53

INDICE DE CUADROS

Cuadro	Descripción	Página
1	La clasificación taxonómica del nopal.....	5
2	Comparación de pesos de los componentes del mucílago del nopal (Abraján-Villaseñor, 2008).....	13
3	Rendimiento de mucílago de acuerdo al método Licuado precipitado para los cultivares COPENA V1 y Jalpa.....	31
4	Rendimiento de mucílago de acuerdo al método Licuado Centrifugado para los cinco cultivares evaluados.....	32
5	Análisis de varianza para los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva de acuerdo al rendimiento de mucílago.....	33
6	Análisis de varianza de las adecuaciones al método Licuado Centrifugado de acuerdo al rendimiento de mucílago.....	33
7	Rendimiento de mucílago en función de la hora de cosecha de nopal a las 9:00 horas y a las 13:00 horas.....	34
8	Análisis de varianza de acuerdo al rendimiento en gramos de mucílago con respecto a la edad del cladodio.....	34

INDICE DE FIGURAS

Figura	Descripción	Página
1	Dibujo esquemático de una flor del género <i>Opuntia</i>	4
2	Área de establecimiento del cultivo.....	14
3	Cultivares de <i>Opuntia ficus indica</i>	15
4	Croquis de siembra de cultivares en el bancal.....	15
5	Cladodios cosechados de 1 mes, 6 meses y 12 meses de maduración.....	16
6	Diagrama de establecimiento del cultivo y manejo hasta la cosecha.....	17
7	Diagrama de Metodologías de extracción de mucílago Fase I.....	19
8	Diagrama de Metodologías de extracción de mucílago Fase II.....	21
9	Diagrama de Adecuaciones al Método Licuado-Centrifugado	22
10	Diagrama de Metodologías de extracción de mucílago en 2 horarios de cosecha.....	24
11	Resumen de adecuaciones de metodologías de extracción de mucílago de nopal.....	26
12	Diagrama de Metodología de extracción de mucílago adaptado para 5 cultivares.....	27
13	Preparación de muestras para el análisis de Micrografía de Barrido Electrónico.....	28
14	Espectrofotómetro de infrarrojo con transformada de Fourier marca Perkin Elmer, para la obtención del perfil de espectro del mucílago de nopal	29
15	Resultados de los Métodos de extracción a) Liofilizado, b) Troceado y c) Licuado.....	30
16	Comparativa del mucílago obtenido de los métodos: a) Licuado-precipitado b) Licuado-centrifugado en el cultivar Jalpa.....	32
17	Efecto de la hora de cosecha en el mucílago obtenido, en este caso a las: a) 9:00 horas b) 13:00 horas.....	35
18	Procedimiento de secado para la obtención de mucílago en polvo a) Centrifugado y secado en estufa b) doble centrifugado con secado en estufa en nopales Jalpa de 4 semanas, c) en nopales Jalpa de 6 meses y d) en nopales Jalpa de 1 año de maduración.....	36
19	Mucílago del cultivar a) Esmeralda en tres estados de maduración antes de pulverizar. b) Mucílago en polvo de los cultivares Jalpa , Villanueva y Esmeralda, en tres estados de maduración.....	36

20	Micrografía de mucílago de nopal cultivar Jalpa. a) Imagen 10.000 X, de mucílago de 1 mes de maduración, b) Imagen 20.000 X, de mucílago de 6 meses de maduración c) Imagen 20.000 X, de mucílago de 12 meses de maduración.....	38
21	Micrografías de mucílago de nopal cultivar Villanueva. a) Imagen 10.000 X, de mucílago de 1 mes de maduración, b) Imagen 10.000 X, de mucílago de 6 meses de maduración c) Imagen 10.000 X, de mucílago de 12 meses de maduración.....	39
22	Micrografías de mucílago de nopal cultivar Esmeralda de 1 mes de maduración. a) Imagen 250 X, b) Imagen 1.000 X, c) Imagen 2.500 X, d) Imagen de 5.000 X.....	40
23	Micrografías de mucílago del cultivar Esmeralda a) 10.000 X mucílago de 6 meses de maduración, b) 10.000 X mucílago de 12 meses de maduración.....	41
24	Perfil del espectro del mucílago del cultivar Jalpa e el estado de maduración de: 1 mes, 6 meses y 12 meses.....	43
25	Perfil del espectro del mucílago del cultivar Villanueva en el estado de maduración de: 1 mes, 6 meses y 12 meses.....	45
26	Perfil del espectro del mucílago del cultivar Esmeralda en el estado de maduración de: a) 1 mes, b) 6 meses y c) 12 meses.....	46
27	Perfil del espectro del mucílago en estado de maduración de 1 mes de los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva.....	48
28	Perfil del espectro del mucílago en estado de maduración de 6 meses de los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva.....	49
29	Perfil del espectro del mucílago en estado de maduración de 12 meses de los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva.....	51

RESUMEN

El mucílago es un componente presente en los nopales, el cual se clasifica como hidrocoloide formado por una cadena larga de azúcares simples, cuya característica principal es la retención de agua y formación de geles que propicia una consistencia viscosa, esta característica además de sus propiedades fisicoquímicas ha generado gran interés en la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica. El objetivo de la presente investigación es la caracterización del mucílago extraído de (*Opuntia ficus indica* (L.) Miller) de cinco cultivares en tres etapas diferentes de maduración. Para la extracción del mucílago de nopal se realizó una selección de las metodologías reportadas por diferentes autores, se hicieron adecuación para la obtención homogénea del mucílago. El mucílago en polvo se obtuvo de los cladodios de *O. ficus indica* de los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda. La caracterización se llevó a cabo por Espectroscopia de infrarroja con transformada de Fourier y Microscopía de Barrido Electrónico. Los resultados indican en la microscopía de barrido electrónico la presencia de estructuras esféricas con semejanza al almidón y no se encontraron ningún tipo de cristales de calcio para el mucílago de los 3 cultivares. El análisis de Espectroscopía FT-IR mostró diferencias en el cultivar Esmeralda en las 3 etapas de maduración, detectando un grupo funcional en la región cercana a 1700 cm^{-1} que no se presentó en los demás cultivares. Con respecto a la manejabilidad de las muestras el que presentó mayor diferencia fue el cultivar Jalpa en la etapa de 6 meses de maduración ya que se presentó en forma de película o cristalizado.

Palabras claves: adecuaciones, Esmeralda, Espectroscopía FT-IR, Jalpa, mucílago en polvo.

ABSTRACT

The mucilage is a component present in prickly pear, which is classified as a hydrocolloid formed by a long chains of simple sugars, whose main characteristic is the retention of water and formation of gels that promotes a viscous consistency, this characteristic in addition to its physicochemical properties has generated great interest in the food, cosmetic and pharmaceutical industry. The objective of the present investigation is the characterization of the extracted mucilage of (*Opuntia ficus indica* (L.) Miller) of five cultivars in three different maturation stages. For the extraction of the cactus mucilage a selection of the methodologies reported by different authors, were adapted for the homogenous obtaining of mucilage. Powdered mucilage was obtained from the cladodes of *O. ficus indica* of the cultivars Jalpa, Villanueva and Esmeralda. Characterization was carried out by infrared Fourier Transform Spectroscopy and Electronic Scanning Microscopy. The results indicated in the electron scanning microscopy the presence of spherical structures with similarity to starch and type of calcium crystals were no found in mucilage of 3 cultivars. The analysis of FT-IR spectroscopy showed differences in the cultivar Esmeralda in the 3 stages of maturation, detecting a functional group in the region near 1700 cm⁻¹ that did not occur in the other cultivars. Regarding the manageability of the samples, the Jalpa cultivar was the one that presented the greatest difference in the 6-month maturation stage, since it was presented in the form of a film or crystallized.

Keywords: adapted, Esmeralda, FT-IR Spectroscopy, Jalpa, mucilage powder.

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo del nopal (*Opuntia ficus indica*) tiene una gran importancia económica en México, se cultiva principalmente para la producción de nopal verdura y nopal forrajero, también es utilizado en el área de agroindustrial, para la elaboración de conservas, bebidas, licores, en aditivos para alimentos, y en el área cosmética, siendo el mucílago del nopal el más utilizado en estos procesos industriales.

El mucílago del nopal es un polisacárido complejo, poseen una alta capacidad para retener agua y por lo tanto puede servir como agente espesante para formar coloides viscosos o gelatinosos. Está compuesto por diferentes azúcares simples y en diferentes proporciones que son principalmente la L-arabinosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-Xilosa y ácido galacturónico.

Existen diferentes metodologías reportadas en la literatura para la extracción del mucílago, en las cuales presentan algunos procedimientos como la cocción del nopal o el escaldado a altas temperaturas, que puedan tener efectos en las propiedades fisicoquímicas del mucílago. En todos los casos las metodologías de extracción de mucílago fueron probadas en un solo tipo de nopal (especie o cultivar) en una sola etapa de madurez generalmente en cladodios de más de un año de maduración.

Considerando que el mucílago tiene variaciones fisicoquímicas por el tipo de especie o cultivar, el estado de maduración, región, o época del año, manejo de cultivo y procedimientos en la extracción, en el presente trabajo se compararon diferentes metodologías de extracción de mucílago de nopal, seleccionando la metodología en la cual se obtendrá el mucílago homogéneo en cinco cultivares de mayor utilización por los productores locales, los cultivares fueron COPENA V1, COPENA F1, Jalpa, Villanueva y Esmeralda y se realizó la caracterización fisicoquímica del mucílago obtenido de cladodios en tres estados de maduración.

1.1. Hipótesis:

- A) Las Metodologías de extracción de mucílago de nopal influyen en la composición físico-química del mucílago, por lo tanto, su comparación permitirá seleccionar la más adecuada.
- B) La productividad del mucílago varía con la edad del cladodio, por lo tanto, la identificación del estado de maduración permitirá mejorar su rendimiento.
- C) El mucílago del nopal presenta diferencias en su composición química dependiendo del tipo de cultivar, por lo tanto se podrá seleccionar los cultivares más adecuados.

1.2. Objetivos:

- A) Evaluar diferentes metodologías de extracción de mucílago de nopal, en función de su calidad y rendimiento.
- B) Seleccionar el momento óptimo de la cosecha para obtener la mejor calidad y cantidad de mucílago.
- C) Comparar la composición química del mucílago de nopal de diferentes cultivares de nopal verdura.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. El Nopal

Los nopales pertenecen a la familia de las cactáceas, con características especiales principalmente por la adaptación a los ambientes áridos. Las adaptaciones más notables son aquellas que les permiten almacenar y conservar el agua en sus tejidos (Bravo-Hollis, 1978).

El nopal como especie frutal es uno de los usos económicos más importantes en el mundo, estando en cultivo en diferentes países como México, Estados Unidos, Italia, Chile, Sudáfrica, Israel, Marruecos, Tunes, Colombia y Perú. La utilización de los cladodios jóvenes llamados “nopalitos” como verdura se remonta a la cultura mesoamericana, en donde los indígenas lo consumían como alimento y cuyo consumo fue arraigado también por los conquistadores y mestizos, actualmente el consumo de nopalito se restringe únicamente a México y a poblaciones en el sur de Estados Unidos donde existen poblaciones de origen mexicano (Pimienta-Barrios, 1992).

Como especie forrajera el nopal (*Opuntia* sp.) se ha dado como alimento al ganado de leche y carne, a bueyes, ovejas y puercos, (eliminando las espinas por medio del chamusque). Bajo condiciones de nopaleras silvestres se tiene que el nopal lo consumen los venados, jabalíes, conejos, liebres, rata de campo, otros roedores y también pájaros como cuervos y carpinteros (Vázquez-Alvarado *et al.*, 2007).

En el nopal existen valiosos compuestos funcionales, esto contribuye a su uso integral de gran interés en la agroindustria, estos compuestos son extraídos y utilizados para formar o enriquecer nuevos alimentos, o como aditivos naturales en el caso de gomas y colorantes, para uso farmacéutico o cosmético, para el control de la diabetes y colesterol e incluso el valor tan importante como planta hospedera de la grana cochinilla del carmín (Sáenz, 2006).

2.1.1. Anatomía

El Nopal pertenece al género *Opuntia* las especies de este género presentan características de ser arbustivas, estar provistas de un tronco bien definido, o rastreras si carecen de él; el tronco es más o menos cilíndrico, pero las ramas a que da origen son aplanadas y discoideas en forma de raqueta (Bravo-Hollis,1978), estos tallos o cladodios son suculentos y articulados, en ellos se realiza la fotosíntesis, ya que los tallos modificados remplazan a las hojas en esta función; se encuentran protegidos por una cutícula gruesa, que en ocasiones está cubierta de cera o pelos, que disminuye la pérdida de agua. Los cladodios poseen la gran capacidad de almacenar agua, ya que poseen abundante parénquima (Nobel *et al.*, 1992).

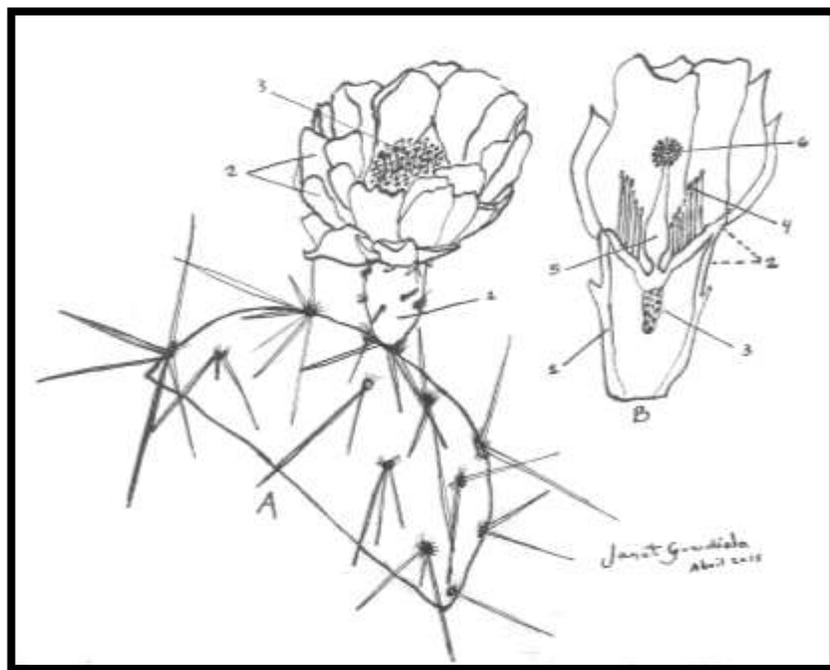


Figura 1. Dibujo esquemático de una flor del género *Opuntia*.

En la Figura 1, Se muestra el esquema de una flor del género *Opuntia*. A, fracción de un artículo con una flor: 1, pericarpelo con aréolas provistas de glóquidas; 2, segmentos del perianto; 3, estambres; B, corte longitudinal de la flor que muestra; 1, pericarpelo con hojas reducidas; 2, zona receptacular amplia y crateriforme; 3, cavidad del ovario; 4, estambres; 5, estilo grueso y ensanchado en la base; 6, lóbulos del estigma (dibujo basado en la ilustración del Libro Las Cactáceas de México, Bravo-Hollis, 1978).

2.1.2. Taxonomía

En cuanto a la taxonomía de *Opuntia*, Helia Bravo reconoce que existen una gran cantidad de especies de las cuales varias de estas son las más utilizadas por su producción de nopalito tuna o forraje. En el cuadro 1, se presenta el desglose taxonómico de opuntia propuesto por Bravo Hollis (1978).

Cuadro 1. La clasificación taxonómica del nopal

Reino :	Vegetal
Subreino :	Embryophita
División :	Angiospermae
Clase :	Dicotyledonea
Subclase :	Dialipetalas
Orden :	Opuntiales
Familia :	Cactaceae
Tribu :	Opuntioideae
Subfamilia :	Opuntiae
Género :	Opuntia
Subgéneros	Platyopuntia
Especies :	Varios Nombres

Fuente: Bravo-Hollis (1978)

2.1.3. Cultivares del *Opuntia ficus indica*

El nopal *Opuntia ficus-indica* es la especie cultivada, sin espinas, con frutos grandes, comestibles, de diferentes colores e incluso sabores, es el resultado de la selección por varios miles de años en México, no es una planta que se encuentre silvestre (Kieslin, 2013). Posiblemente, a partir del diploide silvestre, se considera que esta especie, o grupo de especies, es el resultado de una prolongada selección, con cruza y retro cruza que produjeron este alto y homogéneo nivel de ploidía, único en el género (Kieslin, 1998).

Gallegos *et al.* (1994), señalan que la desaparición de cultivares y variantes de nopal valiosos (los cuales han sido desarrollados a través de miles de años de agricultura), ha sido provocando por la apertura de tierras al cultivo de especies productoras de granos básicos y la disminución de los huertos familiares de nopal, los cuales aún no están representados en bancos de germoplasma.

Gallegos *et al.* (2006) evaluaron las características morfológicas de cladodios maduros de 40 cultivares de nopal para verdura del Banco de Germoplasma del CRUCEN-UACH, encontrando a la variedad COPENA F1 se diferenció de otros cultivares por sus cladodios sumamente alargados, el cultivar Jalpa se clasificó dentro de un grupo compacto con una superficie extremadamente cerosa y una relación largo/ancho muy grande. Los cultivares restantes entre los que se encuentran Villanueva, COPENA VI y Milpa Alta forman un grupo compacto cuyas características presentan una combinación compleja de atributos morfológicos.

Los cultivares COPENA V1 para producción de nopal verdura y COPENA F1 para producción de nopal forrajero, fueron desarrollados en la Universidad Autónoma Chapingo por el Dr. Barrientos en el programa de mejoramiento genético (Corrales y Flores, 2003).

La variedad COPENA V1 que se ha seleccionado para producción de nopal verdura, por la capacidad de producción de brotes suculentos, tiene como características principales el carecer de espinas, presentar un color verde intenso, de buen sabor y con poca acidez, la variedad Jalpa se cultiva con fines de producción de brotes tiernos para verdura y forraje, originaria de Jalpa Zacatecas, se encuentra ampliamente difundida en otras regiones del país, por presentar brotes de buena calidad y con mayor resistencia a climas secos; la variedad Villanueva se cultiva con fines de producción de nopal verdura, es originaria de Villanueva Zacatecas, que es ampliamente utilizada por productores regionales del Norte de México (Vázquez-Vázquez *et al.*, 2007).

En cuanto el cultivar Esmeralda de producción de tuna proviene de los estados de Querétaro y Guanajuato, con características de ser una planta vigorosa, producción

media, con cladodios ovalados y características del fruto de pulpa blanca y buena calidad por el alto contenido de azúcares y buen sabor (Fernández- Montes *et al.*, 2000).

2.2. Propiedades Funcionales del Nopal

El nopal tiene gran contenido de compuestos funcionales tanto en los cladodios como en la tuna son una fuente importante de fibra, de hidrocoloides (mucílago), de pigmentos (betalaínas, carotenoides), de minerales (calcio, potasio) y algunas vitaminas como la vitamina C (Sáenz *et al.*, 2004).

La obtención de betalaínas a partir de las tunas rojas o púrpuras son aceptada entre los pigmentos naturales, utilizados principalmente para colorear alimentos que no son tratados térmicamente, como yogur, helados y jarabes. Se encuentra presente tanto en la cáscara como en la pulpa de los frutos y su concentración varía de acuerdo a la especie (Sáenz *et al.*, 2004, Sepúlveda *et al.*, 2003).

La fibra dietética se clasifica como soluble e insoluble. La fibra soluble está compuesta de mucílago, pectina y hemicelulosa. La fibra insoluble está compuesta de celulosa, lignina y una gran fracción de hemicelulosa, la fibra dietética está asociada con varios efectos fisiológicos, como la disminución de los niveles de colesterol en la sangre; Muchos tipos de fibra dietética que se ha demostrado que son hipocolesterolémicos en el hombre aumentan la producción de ácido biliar fecal; sin embargo, el aumento de la producción de ácidos biliares fecales debido a la fibra no siempre va acompañado de una reducción en el colesterol plasmático (Sáenz *et al.*, 2004).

Butterweck *et al.* (2011), obtuvieron un efecto hipoglucemiante en ratas normales, a partir de extractos acuosos de tallo y fruta de *O. ficus indica*, además encontraron un incremento en insulina basal lo que indica efecto directo en células beta del páncreas.

2.2. El Mucílago del Nopal

Los cladodios del nopal se consumen como verduras en algunos países como México. Los cuales secretan un fluido espeso que es una goma o hidrocoloide compuesto por mucílago de polisacáridos (Sáenz *et al.*, 1992; Cárdenas *et al.*, 1997).

Los mucílagos son sustancias análogas a las gomas. En contacto con el agua forman unas dispersiones viscosas y poseen una enorme facilidad de embeberla; propiedad de suma importancia en el mecanismo de retención de agua de las cactáceas. Los mucílagos están contenidos dentro de las grandes células vesiculares de los parénquimas (Bravo-Hollis, 1978, Nobel *et al.*, 1992).

Roberts (1945), observó que el jugo extraído de los cladodios de *Opuntia* varía en su viscosidad dependiendo de la cantidad de agua que recibe la planta. La tierra extremadamente seca produce un jugo más viscoso que el de las tierras semiáridas. La planta muestra un cambio en la producción de mucílago según la precipitación del área donde crece. El jugo más viscoso aparecerá en una planta cultivada en áreas donde raramente llueve en comparación con otro cultivo de un área de lluvia normal. Este es un factor de comportamiento importante a tener en cuenta cuando se considera el uso de los cladodios como fuente de mucílago.

2.3.1. Usos como recubrimiento gástrico

Galati *et al.* (2001) mostraron que el tratamiento con *Opuntia ficus indica* estimulaba una respuesta protectora de mucosa gástrica, que previene el desarrollo de úlceras inducidas por etanol en ratones. El mucílago puede prevenir la penetración del agente necrosante en la mucosa gástrica, probablemente actuando de forma sinérgica con los factores de defensa de la mucosa gástrica.

2.3.2 Usos en la industria alimentaria

El mucílago dependiendo del grado de madurez del nopal, se pueden desarrollar aplicaciones como aditivos naturales para la industria alimentaria; tales como: espesantes, reemplazantes de grasas, estabilizadores de emulsiones, películas comestibles y recubrimientos para alargar la vida de anaquel y mejorar la calidad de alimentos frescos, congelados y procesados (Aguirre-Cárdenas *et al.*, 2011).

2.3.3 Usos como película bio-comestible

Las características del mucílago de *Opuntia ficus-indica* ha sido de gran interés en la industria alimentaria como una opción para la producción de recubrimientos comestibles en la superficie de algunas frutas.

Aquino *et al.*, (2009), probaron el mucílago de nopal como película comestible en rodajas de plátano, Del-Valle *et al.* (2005), utilizaron el mucílago como recubrimiento en fresas frescas.

2.3.4 Usos como purificador de agua

En Cuba, se realizó un estudio en el cual se comparó la capacidad del mucílago de nopal como purificante de agua. El autor informó de que el mucílago de *Opuntia ficus-indica* y de *O. strictavar. Variedad dillenii* tiene una conducta similar al sulfato de aluminio para clarificar agua. Las dosis mejores eran cerca de 0,8mL/L en agua con turbidez media y alta. Algunos de los parámetros utilizados en la comparación para determinar el poder clarificante fueron: turbidez y el índice de Willcombs que refleja la calidad del proceso de coagulación-floculación. El mucílago también redujo la demanda química de oxígeno (DQO) y removió metales pesados (Fe, Al, Mn) y coliformes fecales. Después del tratamiento el agua no presentó ningún olor desagradable (López, 2000).

2.3.5. Usos en el área de la construcción

Cárdenas *et al.* (1998) utilizaron el mucílago de nopal adicionado a morteros, durante siglos el jugo de nopal se utilizaba como un adhesivo orgánico a la cal, con el fin de restaurar y proteger edificios históricos en México. Los autores comprobaron que las características físicas del mortero, adicionado con el jugo de nopal previenen que el mortero seque muy rápidamente y ayuda a retener el contenido de humedad necesario para que la mezcla se coloque correctamente.

El estudio realizado por estos autores, consistió en la adición de jugo de nopal (extraído de cladodios hervidos) a la cal $[Ca(OH)_2]$ se probó en diferentes proporciones (0.65%, 1% y 1.95%); la resistencia de las pastas secas se evaluó mediante una prueba de penetración con un analizador de textura TA-TX2. A medida que se incrementó la cantidad de jugo de nopal añadido a la cal, la formulación dio como resultado una reducción drástica de los valores máximos de estrés y deformación en comparación con el control (sin adición de jugo de nopal). Por otro lado, el control de la cal mostró una estructura mecánica más homogénea (Cárdenas *et al.*, 1998).

2.4. Métodos de Extracción del Mucílago

Existen varias investigaciones sobre los métodos de extracción de mucílago de Nopal. La mayoría de ellos reporta la extracción del mucílago homogeneizando el nopal fresco con agua mediante el proceso de licuado, utilizando etanol para su precipitación (Sáenz *et al.*, 1992, Cárdenas *et al.*, 1997).

Abraján-Villaseñor en el año 2008, realizó una comparación de metodologías de extracción de mucílago de nopal, en las que modificó algunos procesos, como el retiro de cutícula, escaldado o la adicción de Hipoclorito de sodio; otras metodologías de extracción de mucílago utilizan diferentes tecnologías como liofilizado García-Osuna (2013) o secado por aspersion León-Martínez (2012). Otro método de extracción de mucílago de nopal utilizando cladodios deshidratados, estos son triturados para convertirlos en harina y rehidratados para obtener la fibra soluble la cual es sometida a precipitación con etanol (Sáenz *et al.*, 1992, Contreras-Padilla *et al.*, 2011).

2.4.1 Método de extracción Troceado

Abraján-Villaseñor (2008) presentó el método que denominó “Troceado” en el cual se limpiaron los cladodios, se retiraron las espinas y la cutícula, se cortaron trozos de 2 a 5 cm y se le añadió agua, dejándose por un tiempo determinado, con o sin agitación suave, después se centrifugó y se agrega etanol o acetona para el proceso de precipitación. La extracción del mucílago por el método de “troceado” se realizó en relación de las proporciones en agua 1:1, 1:2, 1:3 y en función de tiempo desde 6 horas, 12 horas o más de 24 horas (Abraján-Villaseñor, 2008).

2.4.2 Método de extracción Licuado-Centrifugado

Diferentes autores trabajaron con el método de extracción de mucílago “Licuado” en el cual primeramente se limpiaron los cladodios, se retiraron las espinas y la cutícula, se cortaron en trozos de 2 a 5 cm para ser licuados (licuadora industrial), se añade agua, para después centrifugar a 500 rpm por 30 min y realizar la precipitación con acetona (Abraján-Villaseñor, 2008, Rodríguez-González *et al.*, 2010., Rodríguez-González *et al.*, 2011, Sepúlveda *et al.*, 2007).

2.4.3 Método de extracción Escaldado

El método de extracción de mucílago “Escaldado” reportado por Abraján- Villaseñor en el 2008 y por Rodríguez-González, *et al.*, 2011, consiste en someter los cladodios cortados a temperaturas de 80° a 90° C por 5, 10 o 15 minutos, para después ser centrifugado a 500 rpm por 30 min y precipitarse con acetona (Abraján- Villaseñor, 2008, Rodríguez-González *et al.*, 2010, Rodríguez-González *et al.*, 2011).

2.4.4 Método de extracción Cocido

En el caso de Rodríguez- González (2011) y Abraján-Villaseñor (2008) utilizaron el método de extracción por “Cocido” en el cual se somete el nopal troceado (piezas de aproximadamente 5 cm de lado) en agua destilada (proporción 1:5, nopal: agua) en ebullición durante 30 min, 2 horas, 3 horas o más, después se somete a centrifugación y

precipitación con acetona (Abraján-Villaseñor, 2008., Ornelas –Núñez, 2011, Rodríguez-González *et al.*, 2011).

2.4.5 Método de extracción Liofilizado

García-Osuna (2013) realizó una investigación de la actividad hipoglucémica de pectinas y mucílago de cuatro variedades de nopal (*Opuntia ficus-indica* L.) en la cual utilizó el mucílago liofilizado para los bioensayos con ratones de laboratorio. La metodología de extracción de mucílago consistió en mezclar partes iguales de nopal y agua destilada en un extractor de jugos industrial de acero inoxidable, la separación del mucílago se realizó por filtración. El mucílago filtrado se liofilizó en un liofilizador Labconco (Free Zone 2.5 plus).

2.4.6 Método de extracción en base a materia seca

Contreras-Padilla *et al.* (2011) realizó la extracción del mucílago del cultivar Redonda en tres estados de maduración , para ello la metodología de extracción que se utilizó fue en base a materia seca , en la cual los cladodios se lavaron, se eliminaron manualmente las espinas y los cladodios se secaron usando un sistema de vacío durante 12 horas a 13 kPa y 45° C, después se pulverizaron, para la extracción del mucílago, se preparó una suspensión de 4 L de 8% de cladodios de nopal deshidratados, utilizando agua destilada, se mezclaron con un homogeneizador operado a 400 rpm.

La suspensión se dejó en reposo durante 2 horas para permitir la hidratación completa del polvo de nopal. La extracción del mucílago se realizó utilizando un disco Didacta Italia centrífuga, TAG1 con una velocidad de alimentación de 500 mL / min y una velocidad de 6000 RPM. Se obtuvieron dos fases de extracción, soluble e insoluble en agua. La fase soluble en agua es la fibra soluble que contiene el mucílago. Esta fase se agregó con 96% de alcohol etílico en la relación siguiente: un volumen de fase soluble y 2 volúmenes de etanol, este sistema se mezcló formando redes de mucílago. Luego la muestra se filtró y se secó a 40° C con 13 kPa de vacío durante 30 minutos (Contreras-Padilla *et al.*, 2011).

2.5. Composición Química del Mucílago del Nopal

Existen diferentes investigaciones sobre la caracterización química del mucílago del nopal extraído de cladodios frescos o secos, que no siempre se refieren a la misma especie o cultivar y con diferentes métodos de extracción, por lo cual se pueden llegar a tener resultados muy diferentes en cuanto a su composición química.

El mucílago es un carbohidrato complejo, entre los monómeros contenidos en la cadena se encuentran: L-arabinosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-Xilosa y ácido galacturónico. La proporción de estos monómeros en la molécula varía de acuerdo a diversos factores como: variedad, edad, condiciones ambientales y estructura empleada para la extracción (fruto, cáscara, cladodio), entre otros factores (Abraján-Villaseñor, 2008; Matsuhiro, *et al.*, 2006). En el Cuadro 2 se observan los valores promedio de desviación estándar del porcentaje den peso de los macro componentes del mucílago del nopal en los diferentes procesos de extracción de mucílago de nopal los cuales fueron evaluados por Abraján-Villaseñor en el 2008, la tabla comparativa muestra los métodos: Escaldado, Entero, Decolorado y Cocido (Abraján-Villaseñor, 2008).

Cuadro 2. Comparación de pesos de los componentes del mucílago del nopal (Abraján-Villaseñor, 2008).

Porcentaje	ESC	ENT	DEC	COC
Carbohidratos	72,9±1,7 a	68,9±0,9 b	72,6±0.0 a	74,8±0,1 c
Fibra cruda	0,6±0,1 a,b	1,3±0,6 a	0,1±0,0 b	0,1±0,0 b
Proteínas	4,0±0,3 a	3,0±0,1 b	3,7±0,0 a	3,9±0,1 a
Grasa	0,6±0,1 a	0,9±0,0 b	0,8±0.0 b	0,7±0,0 a
Cenizas	21,9±1,8 a	25,9±0,7 b	22,8±0,1 a, b	20,5±0,2 a

Letras iguales en la misma fila indican grupos homogéneos ($\alpha \geq 0.05$) establecido por ANOVA.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización del Experimento

El trabajo de campo se realizó en el vivero de las instalaciones de la Facultad de Agronomía campus Marín de la Universidad Autónoma de Nuevo León, con las coordenadas geográficas 25° 53' latitud norte, 100° 03' latitud oeste y una altitud de 375 msnm.

3.2. Establecimiento del Cultivo de nopal

El cultivo se estableció en el área del vivero de la FAUANL, en un bancal de 1.2 m. de ancho x 5 m. de largo y 1 m. de altura (Figura 2) el sustrato incorporado fue utilizado suelo del banco de germoplasma de nopal.



Figura 2. Área de establecimiento del cultivo de nopal.

El trabajo de campo se inició a principios de agosto del 2014, con la selección de cladodios para la siembra, obtenidos del banco de germoplasma de nopal de la FAUANL. Los cladodios fueron tratados con caldo Bordelés para prevenir la pudrición en el proceso de cicatrización. Se dejaron 15 días para la cicatrización antes de la siembra (Reveles-Hernández *et al.*, 2014).

Para este trabajo fueron seleccionados cinco cultivares por ser los más utilizados por productores locales y nacionales, con características de no presentar espinas o carecer de ellas, los cultivares utilizados fueron: COPENA V1, COPENA F1, Jalpa, Villanueva y Esmeralda (Figura 3).



Figura 3. Cultivares de nopal *Opuntia ficus indica*.

Teniendo el material vegetativo se procedió la plantación en el bancal, con la distribución del croquis de siembra de la Figura 4. Se utilizó una pala recta para hacer una pequeña cepa donde se colocó cada uno de los cladodios, se enterró solamente su tercera parte inferior (Figura 6).

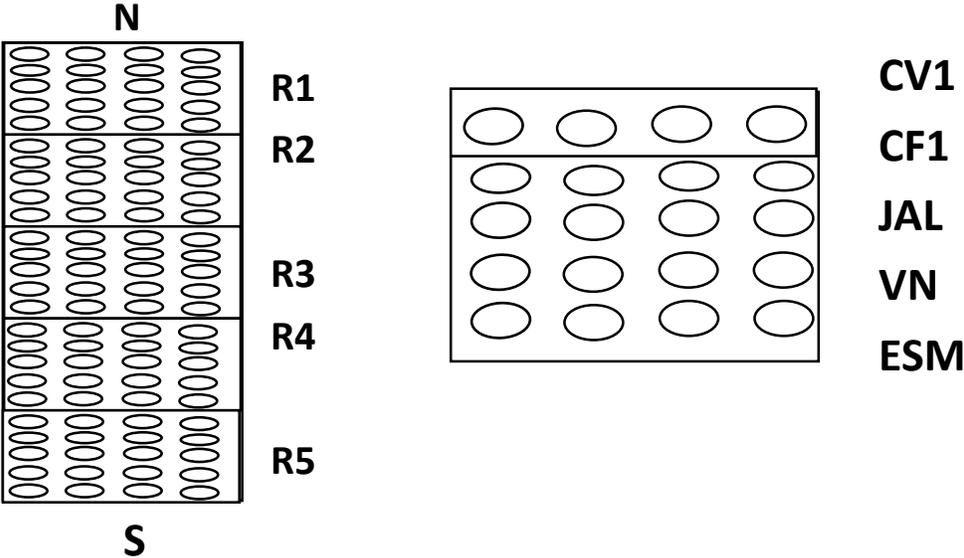


Figura 4. Croquis de siembra de los cultivares en el bancal.

3.3. Manejo del Cultivo

Las prácticas agronómicas del manejo del cultivo fueron realizadas de la misma manera para los 5 cultivares del experimento. El riego se realizó cada 8 o 15 días, dependiendo de las necesidades de la plantación. El área de cultivo fue fertilizada con estiércol bovino antes de la plantación y en el transcurso de la producción se utilizó como fertilización los lixiviados de humus de lombriz.

3.4. Etiquetado y Cosecha de Cladodios

Se identificaron los brotes cada semana, siendo etiquetados cada 2 semanas, para registrar la edad de los cladodios (Figura 6).



Figura 5. Cladodios cosechados de 1 mes, 6 meses y 12 meses de maduración.

Las cosechas se realizaron en tres etapas de maduración para cada cultivar, las cuales fueron de un mes, seis meses y doce meses (Figura 5 y 6).

Instalación del cultivo de nopal



Etiquetado



Cosecha



1 mes

6 meses

12 meses



Figura 6. Diagrama del establecimiento del cultivo y manejo hasta la cosecha.

3.5. Desarrollo de las Metodologías de Extracción de Mucílago

Para la selección de la Metodología de extracción del mucílago del Nopal, se realizaron pruebas de metodologías reportadas por diferentes autores, descartando las metodologías que tuvieran una serie de pasos que influyeran en la producción de mucílago o complicaran el proceso de extracción como, desespinado, retiro de cutícula, decolorado con Hipoclorito de Sodio, escaldado y cocción del nopal.

La extracción de mucílago se realizó en los diferentes cultivares para observar la reacción de los procesos en cada cultivar, mostrándose diferencias cualitativas importantes, como la viscosidad antes y después del filtrado en cada estado de maduración y la forma de presentarse el precipitado, en muchos de los casos se requería una mayor cantidad de etanol en un cultivar o en un estado de maduración determinado dependiendo de la metodología, por lo tanto se buscó lograr una metodología que pudiera ser utilizada para los diferentes cultivares con comportamiento homogéneo y que presentara repetitividad en resultados, es decir que la metodología fuera aplicable para los diferentes cultivares en los tres estados de maduración.

Las diferentes metodologías de extracción del mucílago de cladodios de nopal se realizaron en dos fases para ir descartando metodologías que tuvieran poco rendimiento, ocuparan mayor cantidad de etanol o complicaran más el proceso, también se realizaron adecuaciones en las metodologías reportadas en la revisión de literatura, hasta lograr una metodología aplicable a los cinco cultivares en los tres estados de maduración.

3.5.1. Fase I

En la Fase I, se realizaron tres metodologías de extracción de mucílago de nopal: Troceado, Liofilizado y Licuado-Precipitado, como se muestra en el esquema de la (Figura 7), los procesos de cada metodología se describen a continuación.

- 1) Troceado: Los cladodios se lavaron, se cortaron en trozos pequeños y se dejaron en reposo por 12 horas, en agua destilada a razón de 100 g de nopal por 100 mL de agua, se filtró el mucílago y se precipitó con etanol en relación de 1:2 (Abraján-Villaseñor, 2008).
- 2) Licuado: Los cladodios se lavaron, se cortaron en trozos pequeños y se licuaron 100 g de nopal por 100 mL de agua, se filtró el mucílago y se precipitó con etanol en relación de 1:2 (Abraján-Villaseñor, 2008).
- 3) Liofilizado: Los cladodios se lavaron, se cortaron en trozos pequeños y se licuaron 100 g de nopal por 100 mL de agua, se filtró el mucílago y se liofilizó la muestra por un tiempo de 7 días (García-Osuna, 2013).

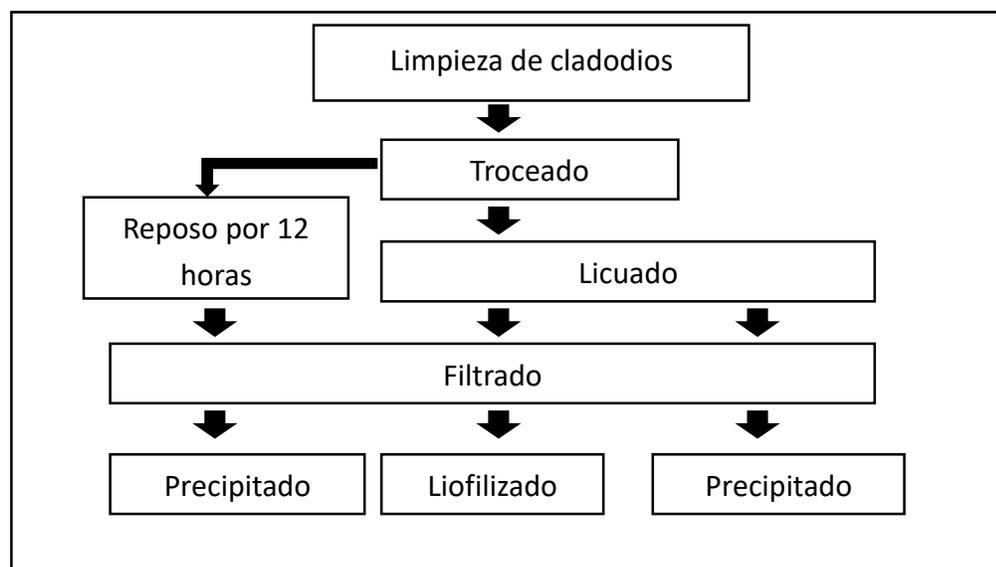


Figura 7. Diagrama de Metodologías de extracción de mucílago Fase I.

3.5.2. Fase II

Se realizaron 2 métodos de extracción de mucílago, estos fueron Licuado- precipitado y Licuado –Centrifugado en base a las Metodologías propuestas por Sepúlveda, *et al.*, 2007 y Abraján-Villaseñor 2008, con algunas modificaciones como el retiro de espinas y cutícula, que en este caso no se retiraron de los cladodios.

- 1) El método de extracción Licuado- precipitado consistió en utilizar 100 g nopal de cladodios de 3 meses del cultivar Jalpa, cortado en trozos y licuado en 100 mL de agua (1:1), posteriormente se precipitó con etanol en relación 1:2, el mucílago precipitado se colocó a baño María y posteriormente en una estufa de secado a 35° C por 1 hora, como se muestra en el esquema de la (Figura 8).
- 2) El método de extracción Licuado-Centrifugado consistió en utilizar 100 g nopal cladodios de 3 meses del cultivar Jalpa, cortado en trozos y licuado en 100 mL de agua (1:1), posteriormente se filtró y centrifugó a 4,000 rpm por 15 minutos, el sobrenadante se precipitó con etanol en relación 1:2, el mucílago precipitado se colocó a baño María y posteriormente en una estufa de secado a 35° C por 1 hora, como se muestra en el esquema de la (Figura 8).

La comparación del mucílago obtenido por el método de Licuado-centrifugado se realizó con un análisis de varianza y las medias de las variedades Esmeralda, COPENA V1, Jalpa, Villanueva y COPENA F1 se compararon con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$). En el caso del método Licuado-precipitado, únicamente se analizaron las variedades Jalpa y COPENA V1, por lo que la comparación de medias se realizó por una prueba de t ($\alpha = 0.05$).

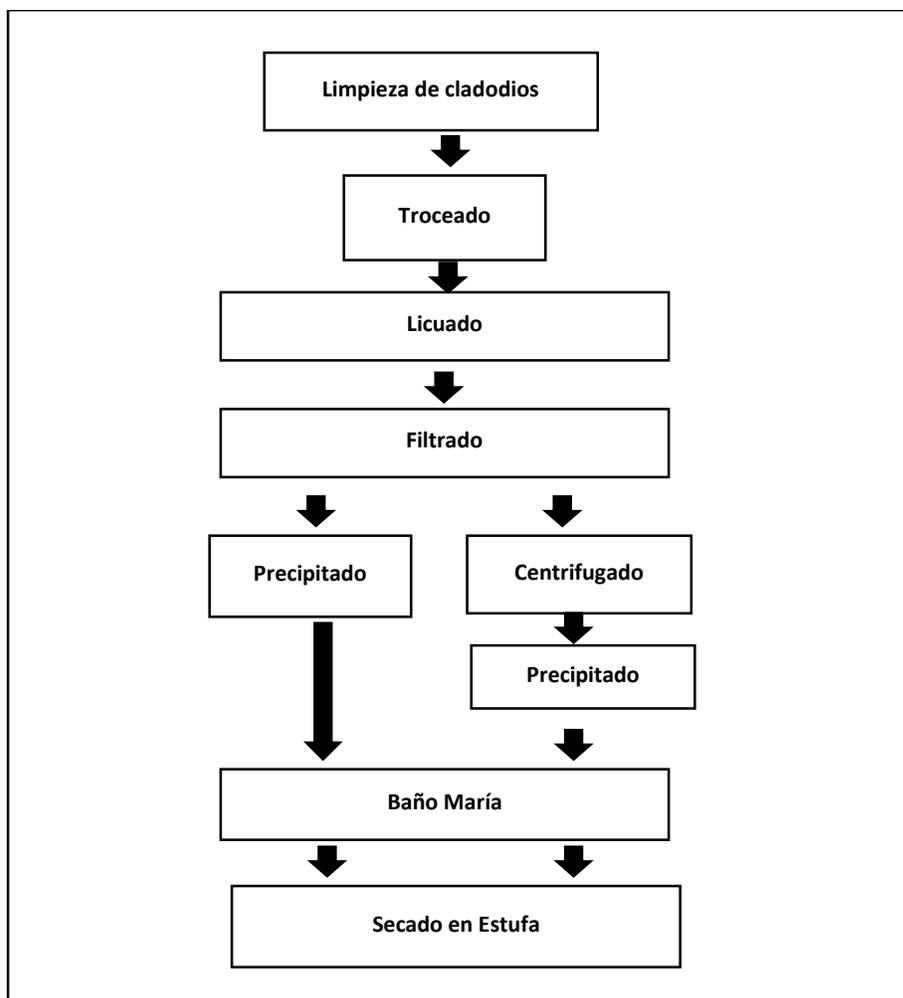


Figura 8. Diagrama de Metodologías de extracción de mucílago Fase II.

3.5.3. Adecuaciones al Método Licuado-Centrifugado

Se realizaron cuatro adecuaciones al método Licuado-Centrifugado en cladodios de 6 meses de los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda, la extracción de mucílago consistió en utilizar 100 g nopal, cortado en trozos y licuado en 100 mL de agua (1:1), posteriormente se filtró y centrifugó a 4,000 rpm por un tiempo de 15 minutos, las variantes en el método de extracción fueron:

- 1) Centrifugado a 20° C.
- 2) Centrifugado a 4° C.
- 3) Centrifugado a 4° C-precipitado etanol a 4° C.
- 4) Centrifugado a 4° C – secado con Rotovapor.

El sobrenadante se precipitó con etanol en relación 1:2 temperatura ambiente excepto el número 3 en el cual el etanol se refrigeró a 4° C, el mucílago precipitado se colocó a baño María y posteriormente en una estufa de secado a 35° C por 1 hora. Las diferentes adecuaciones al Método Licuado-Centrifugado se pueden observar en la (Figura 9).

Se analizó el método Licuado centrifugado con cuatro variantes: centrifugado a 20° C, centrifugado a 4° C, precipitado con Etanol frío y secado con Rotovapor, utilizando las variedades Villanueva Jalpa y Esmeralda, sin embargo, no se realizaron repeticiones de cada método en cada variedad, por lo que los datos de mucílago se analizaron por medio de un diseño con dos factores sin interacción.

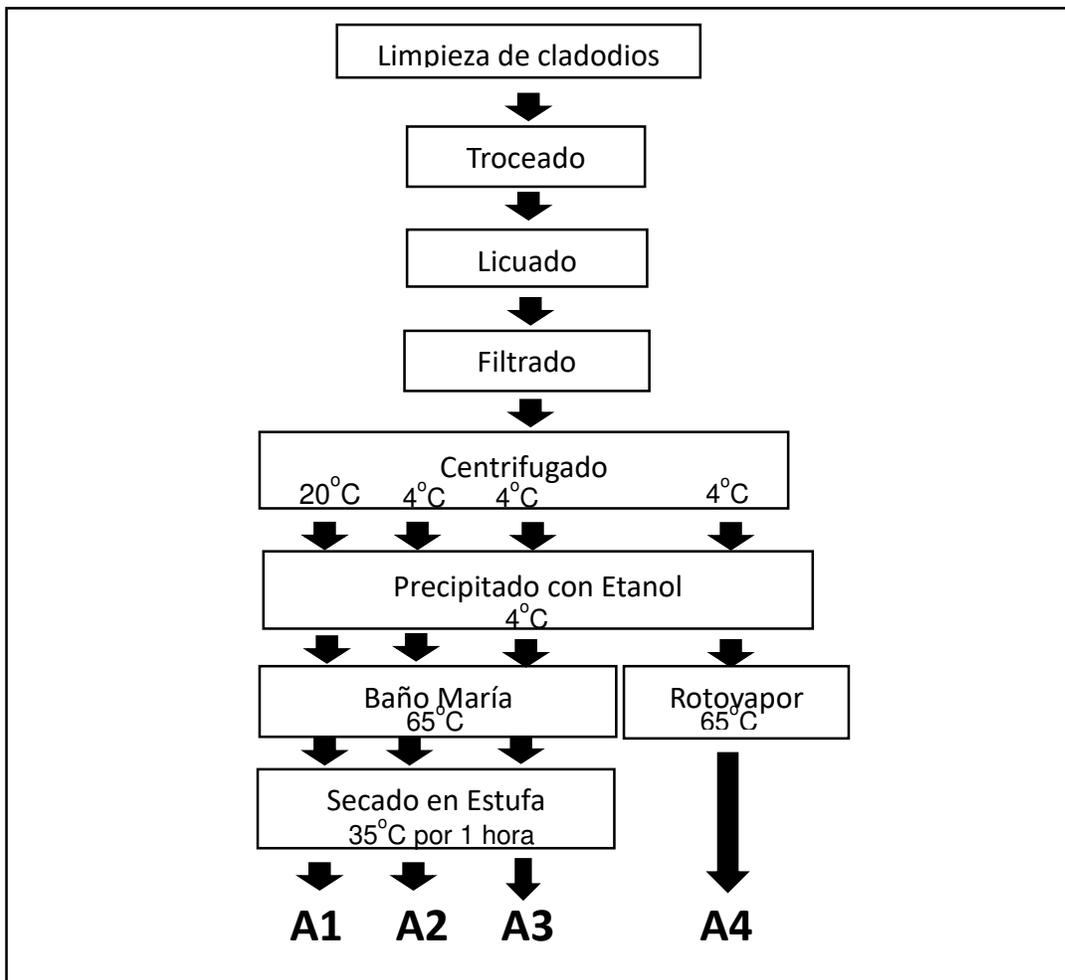


Figura 9. Diagrama de Adecuaciones al Método Licuado-Centrifugado

3.5.4. Extracción de mucílago de nopal en 2 horarios de cosecha

Se realizó la extracción de mucílago de nopal de cladodios del cultivar COPENA V1 en los tres estados de maduración, en horario de cosecha a las 9:00 horas y 13:00 horas, para saber si la hora de la cosecha tenían efecto con la calidad y cantidad el mucílago, debido al efecto del metabolismo CAM. El experimento se analizó de acuerdo a un modelo tri-factorial.

Para la extracción se utilizaron muestras de 50 g de nopal en relación agua 1:1 y relación etanol 1:2, teniendo como variantes la temperatura de centrifugado y la temperatura el etanol.

Los métodos de extracción fueron los siguientes:

- 1) Extracción Centrifugado a 20° C.
- 2) Extracción Centrifugado a 4° C.
- 3) Extracción Centrifugado a 4° C- Precipitado etanol a 4° C.

El sobrenadante se precipitó con etanol en relación 1:2 temperatura ambiente excepto el número 3 en el cual el etanol se refrigeró a 4° C, el mucílago precipitado se colocó a baño María y posteriormente en una estufa de secado a 35° C por 1 hora (Figura 9).

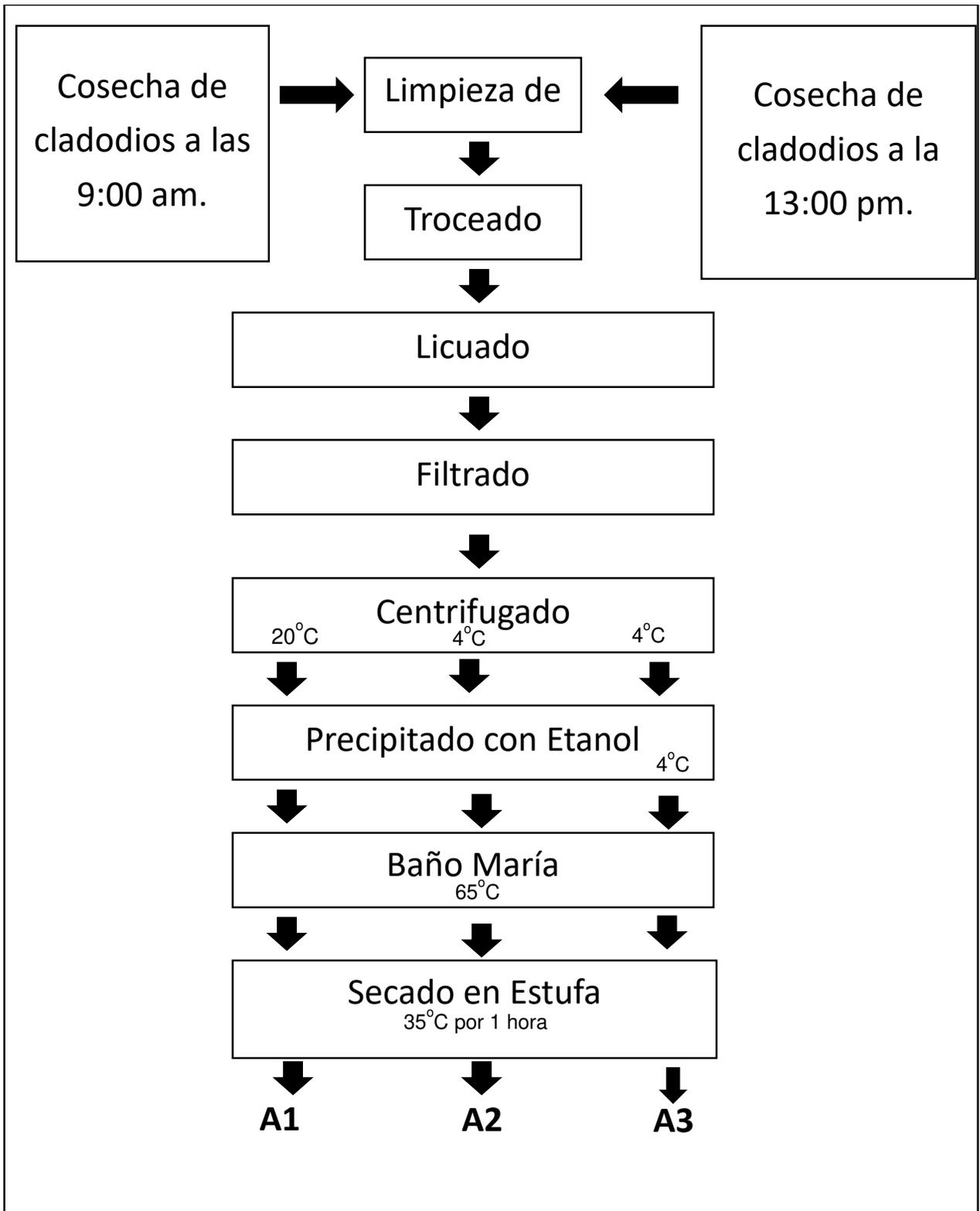


Figura 10. Diagrama de Metodologías de extracción de mucílago en 2 horarios de cosecha.

3.5.5. Adecuación al procedimiento de secado de mucílago

Las adecuaciones al procedimiento de secado del mucílago de nopal se realizaron debido a la característica presentada en el mucílago de los cultivares Esmeralda y Jalpa en cladodios de 6 meses, ya que estos se caramelizaron en forma de película, por el efecto del baño María a 65° C por 30 minutos.

Para obtener un mucílago manejable en polvo para los 5 cultivares en los tres estados de maduración, se realizaron las adecuaciones al procedimiento de secado de mucílago, las cuales consistieron en:

1. Secado en estufa: 60° C por 3 horas
2. Segundo centrifugado y secado en estufa: teniendo el mucílago precipitado, este se sometió a un segundo centrifugado a 4000 rpm por 10 minutos, con el objetivo de aglutinar el mucílago en una pastilla y poder separarlo del etanol, las muestras se secaron en la estufa a 40° C por tres horas.

3.5.6. Resumen de adecuaciones de metodologías

Las diferentes metodologías de extracción de mucílago y las adecuaciones en los diferentes procesos se pueden resumir en la Figura 11, en donde se observó cuales metodologías fueron eliminadas por no presentar los rendimientos requeridos o por la dificultad en el manejo de recuperación, como en los casos de los métodos troceado, Liofilizado y Licuado –precipitado los cuales se realizaron en la Fase I y Fase II, así como en las diferentes adecuaciones al Método Licuado Centrifugado, con respecto a la temperatura del centrifugado, del etanol o las variantes del secado del mucílago, hasta llegar al proceso de extracción final.

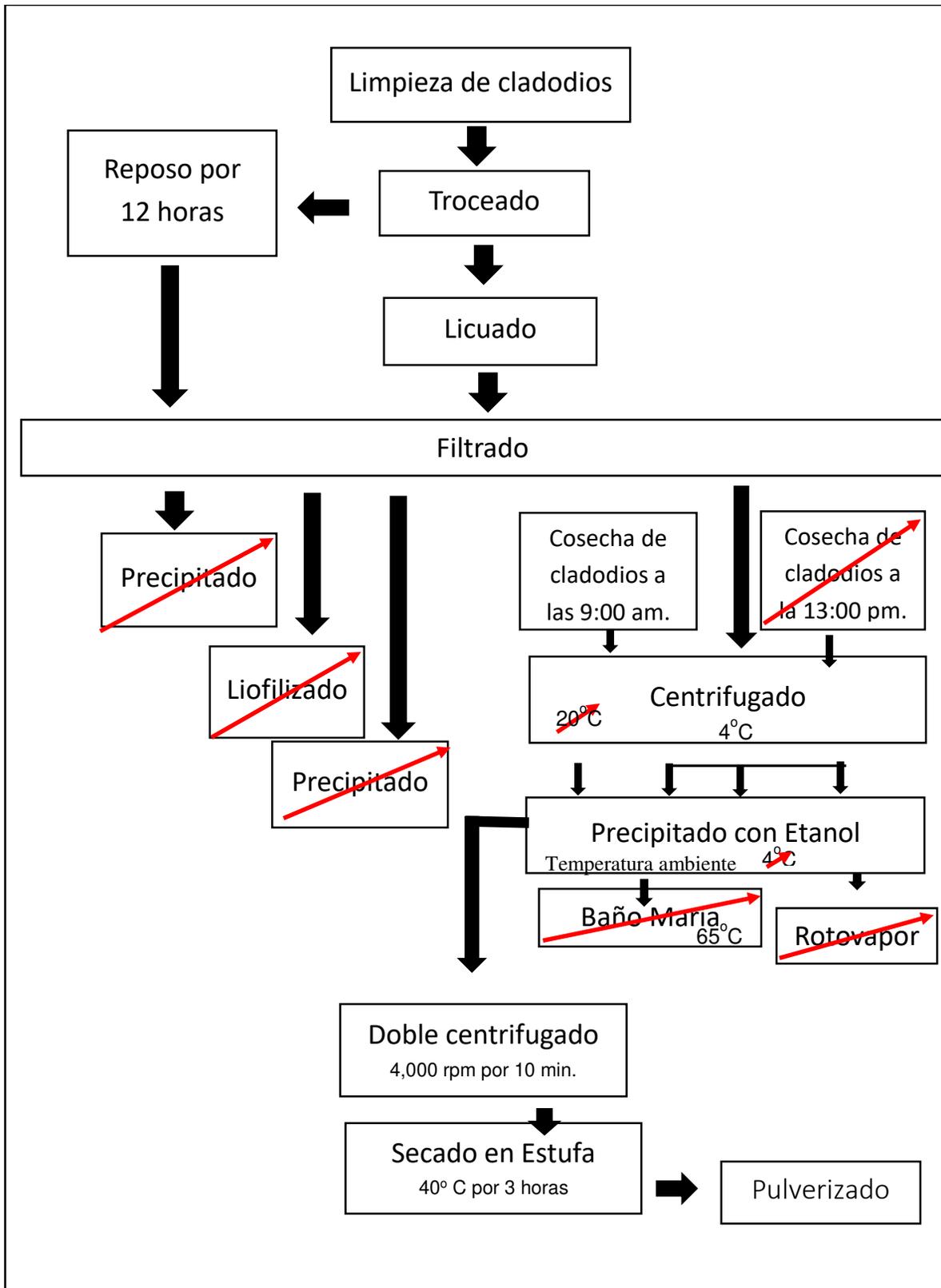


Figura 11. Resumen de adecuaciones de metodologías de extracción de mucílago de nopal.

3.5.7. Metodología de extracción de mucílago adaptada para 5 cultivares

El método de extracción de mucílago que fue seleccionado por presentar las características deseadas fue el Método Licuado Centrifugado a 4° C, el cual consistió en lavar los cladodios cosechados a las 9:00 am, cortados en cubos pequeños utilizando 100 gramos de nopal por muestra, se licuó en 100 mL de agua, se filtró y centrifugó a 4000 rpm por 15 minutos (temperatura de centrifugado 4° C) y se precipitó con etanol en relación de 1:2, el mucílago precipitado se mantuvo en refrigeración a 4° C hasta tener las muestras de los 3 estadios de maduración, posteriormente, el mucílago precipitado de cada muestra se sometió a un segundo centrifugado a 4000 rpm por 10 minutos, con el objetivo de aglutinar el mucílago en un pastilla y poder separarlo del etanol, las muestras se secaron en la estufa a 40° C por tres horas, el mucílago seco se pulverizó con un mortero para obtener la muestra en polvo (Figura 12).



Figura 12. Diagrama de la Metodologías de extracción de mucílago adaptado para 5 cultivares.

3.6. Extracción de Mucílago de Nopal

La extracción del mucílago de nopal se realizó con la metodología descrita en la Figura 11, para los tres estados de maduración, se mantuvo en refrigeración a 4° C y posteriormente se realizó el segundo centrifugado para obtener el mucílago compactado en forma de pastilla para ser secado y pulverizado.

3.7. Análisis de Laboratorio

Los análisis de Laboratorio se realizaron en el Centro de Física Aplicada y Tecnología Avanzada de la UNAM Campus Juriquilla en el estado Querétaro, para la caracterización fisicoquímica de las muestras de mucílago de nopal de los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en los 3 estadios de maduración. Los análisis de laboratorio que se realizaron son: Micrografía de barrido electrónico y Espectroscopía de infrarrojo con transformada de Fourier (FT-IR).

3.7.1. Microscopía de Barrido Electrónico

Para analizar las muestras de mucílago nopal fue utilizado un Microscopio de Barrido Electrónico (JEOL, modelo JSU-5600). Las muestras de mucílago pulverizado se colocaron en un porta muestras de bronce adheridas con una cinta de carbón, las muestras montadas fueron recubiertas por pulverización catódica con oro (Figura 13).



Figura 13. Preparación de muestras de mucílago para el análisis de Micrografía de Barrido Electrónico.

3.7.2. Espectroscopía de Infrarrojo Medio con transformada de Fourier (FT-IR)

La Espectroscopía FT-IR se realizó en un espectrómetro de infrarrojo con transformada Fourier marca Perkin Elmer Versión 10.03.07, para cada muestra se realizaron 25 escaneos. Los espectros infrarrojos se registraron como espectros de transmitancia (Figura 14).



Figura 14. Espectrofotómetro de infrarrojo con transformada de Fourier marca Perkin Elmer, para la obtención del perfil de espectro del mucílago de nopal.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Metodologías de Extracción de Mucílago Fase I

En la Fase I, el método de extracción por liofilización se eliminó, ya que se invirtieron 4 días en el proceso de energía para el liofilizado, lo cual era inoperable para la cantidad de muestras que se procesarían, en cuanto a tiempo y costos (Figura 15a). En el caso del método Troceado, este presentó muy poca cantidad de mucílago precipitado en forma de grumos blanquecinos en la superficie siendo muy difícil el manejo de recuperación de mucílago por filtrado y por decantación (Figura 15 b), esta característica de precipitado se describe en la metodología de Juárez- Aragon *et al.* (2012). Por lo tanto, se seleccionó el método de Licuado, por presentar mayor cantidad de mucílago precipitado (Figura 15 c).

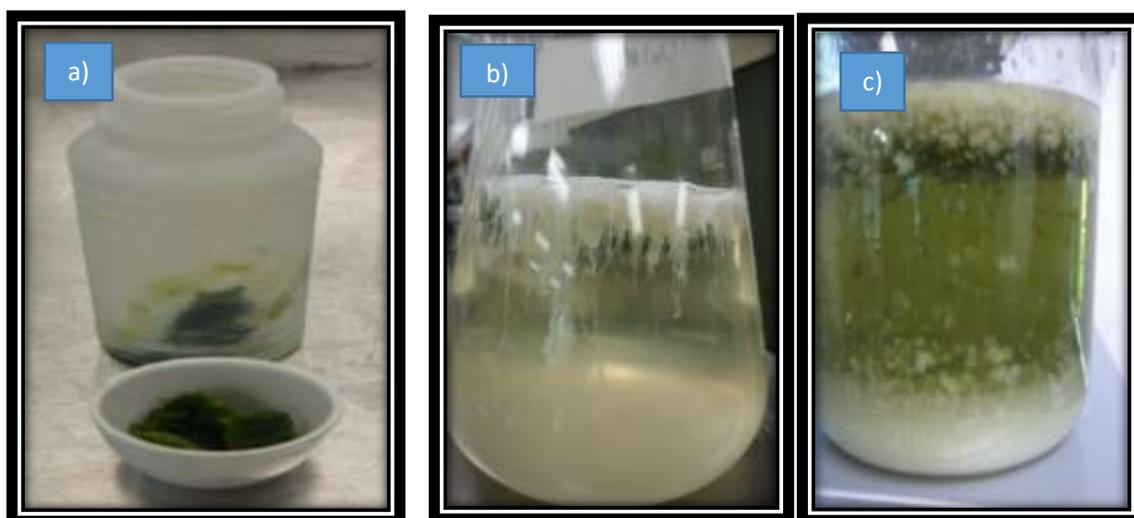


Figura 15. Resultados de los métodos de extracción: a) Liofilizado, b) Troceado y c) Licuado

4.2. Metodologías de Extracción de Mucílago Fase II

En la Fase II en el método Licuado- precipitado se obtuvo un mucílago de color verde oscuro (Figura 15a), con un rendimiento de 1.313 gramos en 100 gramos de nopal COPENA V1 siendo menor a lo reportado por Sepúlveda (2007) de 1.51 gramos en

relación 1:3 y 1.58 g en relación 1:4 concentrado: etanol y lo reportado por Abraján-Villaseñor, (2008) en el método de extracción de Entero de 0.85 g en el cual menciona que el mucílago presentó un color verde oscuro, debido a ello propuso la aplicación de Hipoclorito de Sodio. A continuación, se describen los pasos que se siguieron para la obtención de mucílago.

De acuerdo a la metodología Licuado precipitado se probaron los cultivares COPENA V1 y Jalpa, en donde el COPENA V1 obtuvo un rendimiento de 1.313 gramos por 100 gramos de nopal fresco en comparación con Jalpa que alcanzó un rendimiento menor de .913 gramos por 100 gramos de nopal fresco (Cuadro 3). Dichos resultados son significativos sin embargo el mucílago obtenido presenta un color verde lo cual no es deseable para la industria que requiere mucílago claro.

Cuadro 3. Rendimiento de mucílago de acuerdo al método Licuado precipitado para los cultivares COPENA V1 y Jalpa

Variedad	n	Media	Desviación Estándar	Media del Error Estándar
COPENA V1	5	1.3132 a	0.24150	0.10800
Jalpa	5	0.9131 b	0.07435	0.03325

Valor de t = -3.541; gl = 8; p = 0.008

En virtud de que las muestras en las cuales se siguió el procedimiento licuado precipitado se obtenían con un color verde lo que representaba la presencia de células con alto contenido de clorofila Abraján-Villaseñor, (2008) resolvió utilizando un proceso de decoloración con Hipoclorito de Sodio, sin embargo, en este trabajo se evitó utilizar este reactivo centrifugando la muestra antes de precipitar con etanol (Figura 16 a).

Por lo antes expuesto se siguió un procedimiento diferente en donde se evaluaron los cultivares Esmeralda, COPENA V1, Villanueva, Jalpa y COPENA F1 de acuerdo al método Licuado centrifugado, se puede observar en el Cuadro 4 que el cultivar Esmeralda alcanzó diferencias altamente significativas de acuerdo al sistema de comparación de medias por Tukey con un promedio de 0.913 gramos en 100 gramos de nopal fresco, superando a los cultivares COPENA V1, Villanueva, Jalpa y COPENA F1,

sin embargo a pesar de que era menor el rendimiento del mucílago , si se logró obtener por medio de este método un mucílago más blanco, que es lo que se pretendía para satisfacer los requerimientos del mercado, pues aparentemente se pudo eliminar las células que contenían alto contenido de clorofila que daban el tono verde de dicho producto, sin la necesidad de aplicar el Hipoclorito de Sodio.

Cuadro 4. Rendimiento de mucílago de acuerdo al método Licuado Centrifugado para los cinco cultivares evaluados.

Variedad	n	Media
Esmeralda	5	0.9131 a
COPENA V1	5	0.4872 b
Vilanueva	5	0.4772 b
Jalpa	5	0.4498 b
COPENA F1	5	0.3759 b

Tukey HSD^{a,,b}

Se realizaron adecuaciones a las metodologías propuestas por Sepúlveda *et al.*, (2007) y Abraján-Villaseñor (2008), logrando obtener un mucílago precipitado más manejable para su recuperación y utilizando una cantidad menor de agua a razón de 100 gramos de nopal en 100 mililitros de agua y una cantidad menor de etanol a razón de 100 mililitros centrifugado de nopal en 200 mililitros de etanol expresado en forma volumétrica. Lo anterior nos dio mejores resultados que las proporciones propuestas por los autores mencionados.

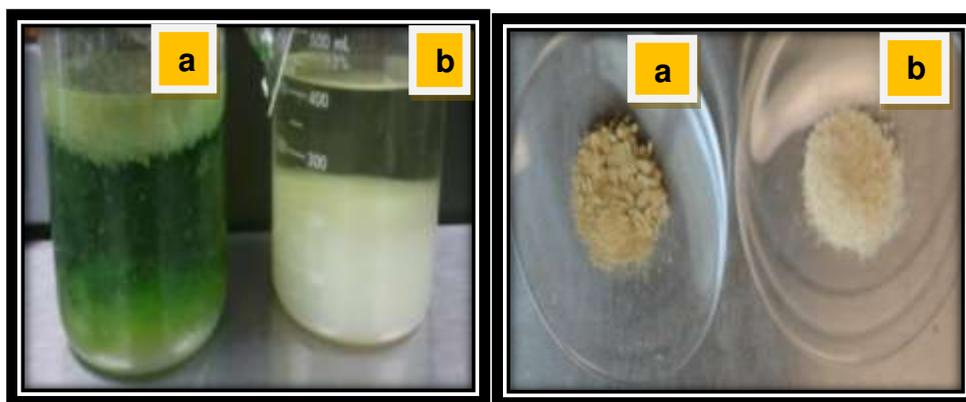


Figura 16. Comparativa del mucílago obtenido de los métodos: a) Licuado-precipitado, b) licuado-centrifugado en el cultivar Jalpa.

4.3. Adecuaciones al método Licuado Centrifugado

Las adecuaciones al método Licuado Centrifugado que se evaluaron fueron, centrifugado a 20^o C, centrifugado a 4^o C, precipitado con etanol frío y secado con Rotovapor estas se probaron en 3 cultivares Villanueva, Jalpa y Esmeralda las cuales se analizaron por medio de diseño con dos factores sin interacción, donde este estudio mostró que no hubo diferencias significativas para las variedades y en las adecuaciones. Las medias se encuentran en los Cuadros 5 y 6.

Cuadro 5. Análisis de varianza para los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva de acuerdo al rendimiento de mucílago.

VARIEDAD	Media	Error Estándar	Intervalo de Confianza 95%	
			Límite inferior	Límite superior
Esmeralda	1.049	0.089	0.0832	1.267
Jalpa	0.897	0.089	0.680	1.115
Villanueva	0.863	0.089	0.646	1.080

Cuadro 6. Análisis de varianza de las adecuaciones al método Licuado Centrifugado de acuerdo al rendimiento de mucílago.

Variantes método Licuado Centrifugado	Media	Error Estándar	Intervalo de Confianza 95%	
			Límite inferior	Límite superior
Centrifugado a 20 ^o C	1.088	.103	.837	1.339
Centrifugado a 4 ^o C	.950	.103	.698	1.201
Precipitado con Etanol frío	.929	.103	.678	1.180
Secado con rotovapor	.780	.103	.529	1.031

4.4. Extracción de Mucílago de Nopal en 2 Horarios de Cosecha

En cuanto al rendimiento de mucílago evaluado en la cosecha de nopal a diferentes horas del día, 9:00 horas y 13:00 horas, encontramos que para variedad COPENA V1 se aprecian diferencias estadísticas significativas por la mañana (9:00 am), con respecto al rendimiento en mucílago cuando la cosecha se efectúa al medio día (13:00 pm) en las muestras de 50 gramos obtenidas de cladodios de 1 mes, 3 meses y 6 meses (cuadro 7).

Cuadro 7. Rendimiento de mucílago en función de la hora de cosecha de nopal a las 9:00 horas y 13:00 horas.

Hora de cosecha	Media	Error Estándar	Intervalo de Confianza 95%	
			Límite inferior	Límite superior
9:00 am	0.183 a	0.005	0.173	0.194
13:00 pm	0.143 b	0.006	0.131	0.154

Con respecto a la edad del nopal en el cuadro 8, se puede observar que entre más edad de acuerdo a los tiempos evaluados se puede obtener mayor cantidad de mucílago, en este caso los cladodios cosechados de 6 meses alcanzaron una producción de 0.230 gramos en 50 gramos de nopal, con respecto a los de 3 meses y 1 mes.

Cuadro 8. Análisis de varianza de acuerdo al rendimiento en gramos de mucílago con respecto a la edad del cladodio.

Maduración en meses	Número de muestras	Media gramos
6	17	0.230 a
3	18	0.186 b
1	15	0.062 c

Tukey HSD^{a, b, c}

En las tres etapas de maduración en la cosecha a las 13:00 pm, se presentó el mucílago caramelizado y con difícil manejo de la muestra para la recuperación del mucílago (Figura 17b). Con respecto al mucílago extraído de cladodios cosechados a las 9:00 de la mañana en los tres estados de maduración se obtuvo mucílago en polvo sin cristalizar y de color blanco (Figura 17 a), siendo los estadios de 3 meses y 6 meses los que presentaron mayores rendimientos.

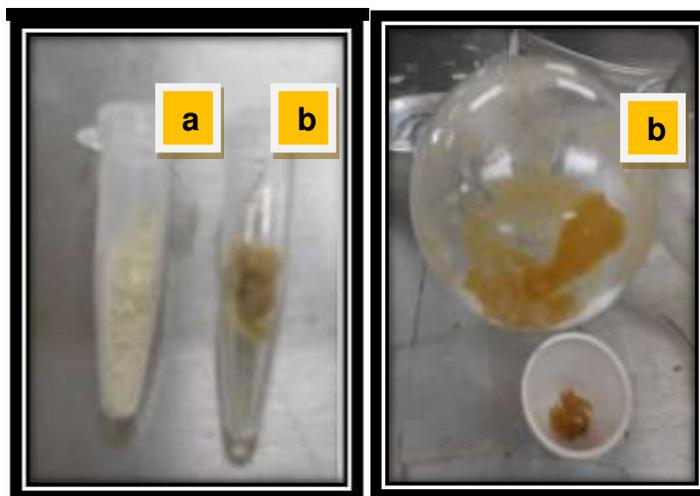


Figura 17. Efecto de la hora de cosecha en el mucílago obtenido, en este caso a las a) 9:00 horas, b) 13:00 horas.

4.5. Adecuación al Procedimiento de Secado de Mucílago

En el cultivar Esmeralda en el estado de maduración de 6 meses en los 2 métodos de secado el mucílago se presentó manejable para ser pulverizado sin problemas.

Sin embargo, en el cultivar Jalpa en el estado de maduración de 6 meses, el método de secado en estufa a 60°C por 3 horas el mucílago se volvió a presentar de forma caramelizado como película (Figura 18a), lo cual no era deseable para los fines requeridos se procedió a realizar un segundo centrifugado y secado en estufa a 40°C por tres horas, lo cual permitió obtener un mucílago en forma de pastilla compacta con consistencia chiclosa, pero manejable para ser pulverizado, formando cristales para las muestras de mucílago de 4 semanas (Figura 18b), 6 meses (Figura 18c) y 1 año (Figura 18d).

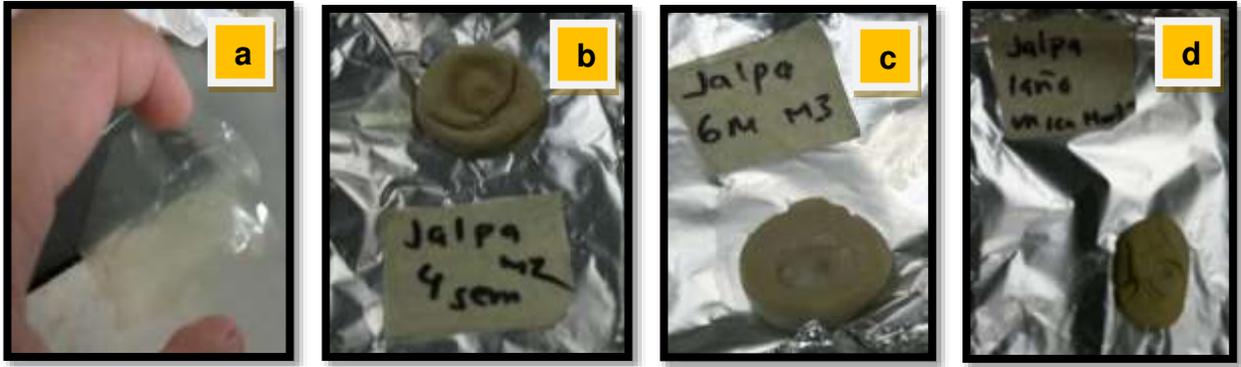


Figura 18. Procedimiento de secado para la obtención de mucílago en polvo a) Licuado Centrifugado y secado en estufa, b) doble centrifugado con secado en estufa en nopales Jalpa de 4 semanas, c) en nopales Jalpa de 6 meses y d) en nopales Jalpa de 1 año de maduración.

4.6. Extracción de Mucílago de Nopal

Se realizó la extracción de mucílago de nopal con la metodología seleccionada para homogenizar los procesos en los cladodios de los cinco cultivares, en las tres etapas de maduración, obteniendo mucílago en polvo en todos los casos (Figura 19). Siendo seleccionados los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda para realizar los análisis de laboratorio.



Figura 19. Mucílago del cultivar a) Esmeralda en los 3 estados de maduración antes de pulverizar. b) Mucílago en polvo de los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda, en tres estados de maduración.

4.7. Microscopía de Barrido Electrónico

El resultado de la Microscopía de Barrido Electrónico de las muestras de mucílago en polvo se puede apreciar que el mucílago se aglutina en nano partículas con formas esféricas menores a 1 μm en los cultivares Jalpa y Villanueva.

En las micrografías del mucílago de nopal de los tres cultivares no se observan estructuras de cristales de calcio y magnesio, como las reportadas por Contreras-Padilla et al (2016) en donde identificaron los compuestos de cristales presentes en los cladodios de nopal utilizando la microscopía de barrido electrónico, en donde las imágenes reportadas indicaron que la estructura de bicarbonato de calcio y magnesio presentaron forma romboédrica, los cristales de calcita crecen a estructuras bipiramidales, octaédricas, prismáticas y similares a flores, y el oxalato de calcio en forma de drusas, por lo tanto se puede inferir que no están visibles o presentes estas estructuras de cristales en las muestras de mucílago de nopal en los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda.

Ovando-Franco (2012) determinó que en la micrografía SEM a 250 X en el mucílago de nopal, que se observaba con una superficie porosa e irregular, a diferencia del mucílago en donde se realizó una mezcla con ácido cítrico, en los cuales se observaron con una superficie continua, menos heterogéneas y sin poros, pero no mostrando estructuras de cristales de calcio y magnesio, de igual forma como en los resultados de las micrografías en los tres cultivares evaluados en esta investigación.

4.7.1 Microscopía de Barrido Electrónico del mucílago Jalpa

La micrografía tomada a 10.000 X de la muestra de mucílago de nopal del cultivar Jalpa de 1 mes de maduración no muestra estructuras de cristales (Figura 20 a), de igual forma que la micrografía SEM tomada a 20.000 X de mucílago de 6 meses de maduración (Figura 20 b), y de la micrografía SEM tomada a 20.000 X del mucílago de 12 meses de maduración (Figura 20 c), en cambio en las tres micrografías del cultivar Jalpa en los tres estados de maduración se pueden apreciar redes de nanopartículas esféricas con apariencia de almidón, con tamaño menor a 1 μm similares a las encontradas en

micrografías de gránulos de almidón de maíz reportadas por Narváez –Gonzales et al (2007).

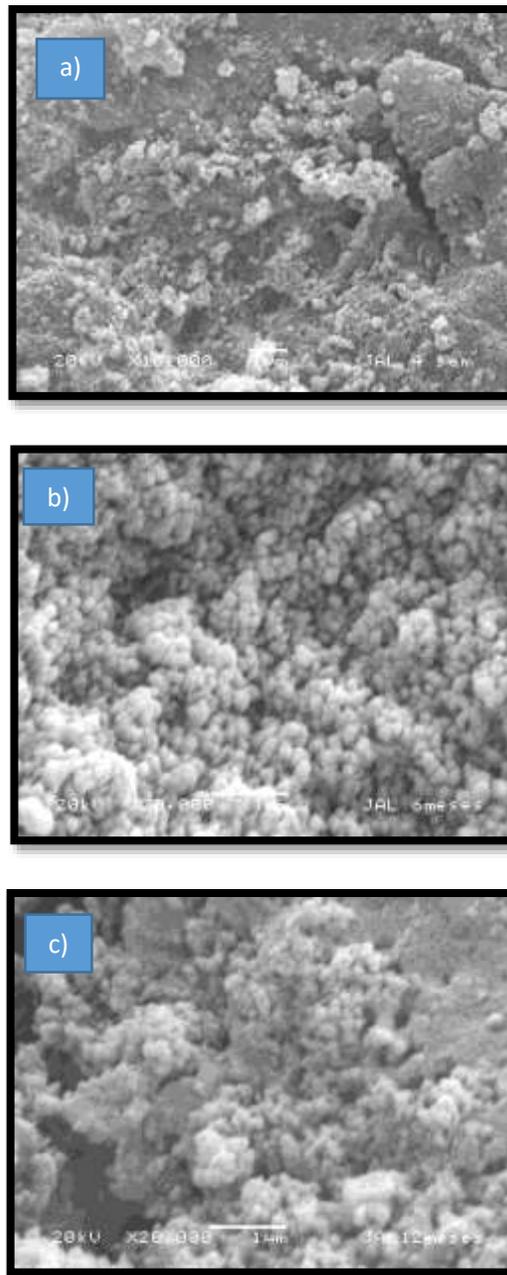


Figura 20. Micrografía de mucílago de nopal cultivar Jalpa. a) Imagen 10.000 X, de mucílago de 1 mes de maduración, b) Imagen 20.000 X, de mucílago de 6 meses de maduración, c) Imagen 20.000 X, de mucílago de 12 meses de maduración.

4.7.2. Microscopía de Barrido Electrónico del mucílago Villanueva.

La micrografía tomada a 10.000 X de la muestra de mucílago de nopal del cultivar Villanueva de 1 mes de maduración no muestra estructuras de cristales (Figura 21 a), de igual forma que las micrografías SEM tomada a 10.000 X de mucílago de 6 meses de maduración (Figura 21 b), y de la micrografía SEM tomada a 10.000 X del mucílago de 12 meses de maduración (Figura 21 c), pero presentan estructuras esféricas como lo observado en las micrografías de mucílago del cultivar Jalpa en los tres estados de maduración estas nano partículas esféricas con apariencia de almidón, similares a las encontradas en micrografías de gránulos de almidón de maíz reportadas por Narváez – González *et al* (2007).

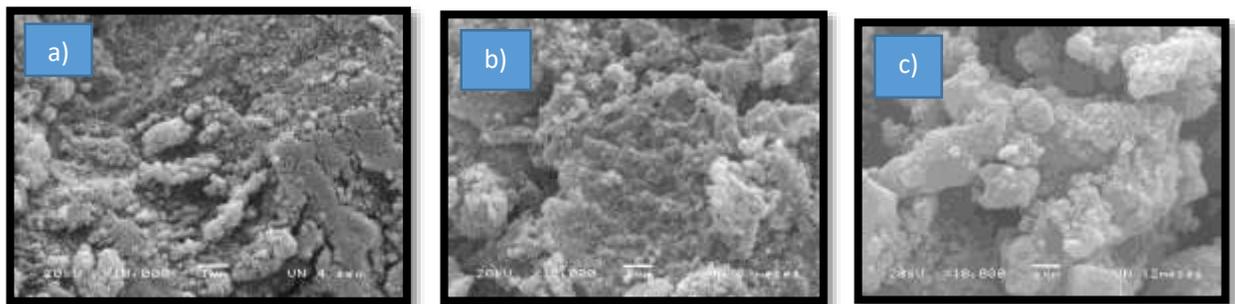


Figura 21. Micrografías de mucílago de nopal cultivar Villanueva. a) Imagen 10.000 X, de mucílago de 1 mes de maduración, b) Imagen 10.000 X, de mucílago de 6 meses de maduración, c) Imagen 10.000 X, de mucílago de 12 meses de maduración.

4.7.3. Microscopía de Barrido Electrónico del mucílago Esmeralda

La micrografía SEM tomada a la muestra del mucílago de nopal del cultivar Esmeralda en la etapa de maduración de 1 mes no presentan estructuras de cristales de calcio o magnesio, en las micrografías de 250 X, se pueden apreciar estructuras esféricas (Figura 22 a).

En las micrografías de secuencia correspondientes a 1.00 X, 2.500 X y 5.000 X (Figura 22 b, c y d) se puede apreciar el acercamiento a dicha estructura esférica con aspecto parecido a un gránulo de almidón, pero a diferencia de las micrografías de los cultivares Jalpa y Villanueva en donde las nano partículas son de tamaño menor a 1 μm , en esta muestra la estructura esférica es mayor a 10 μm .

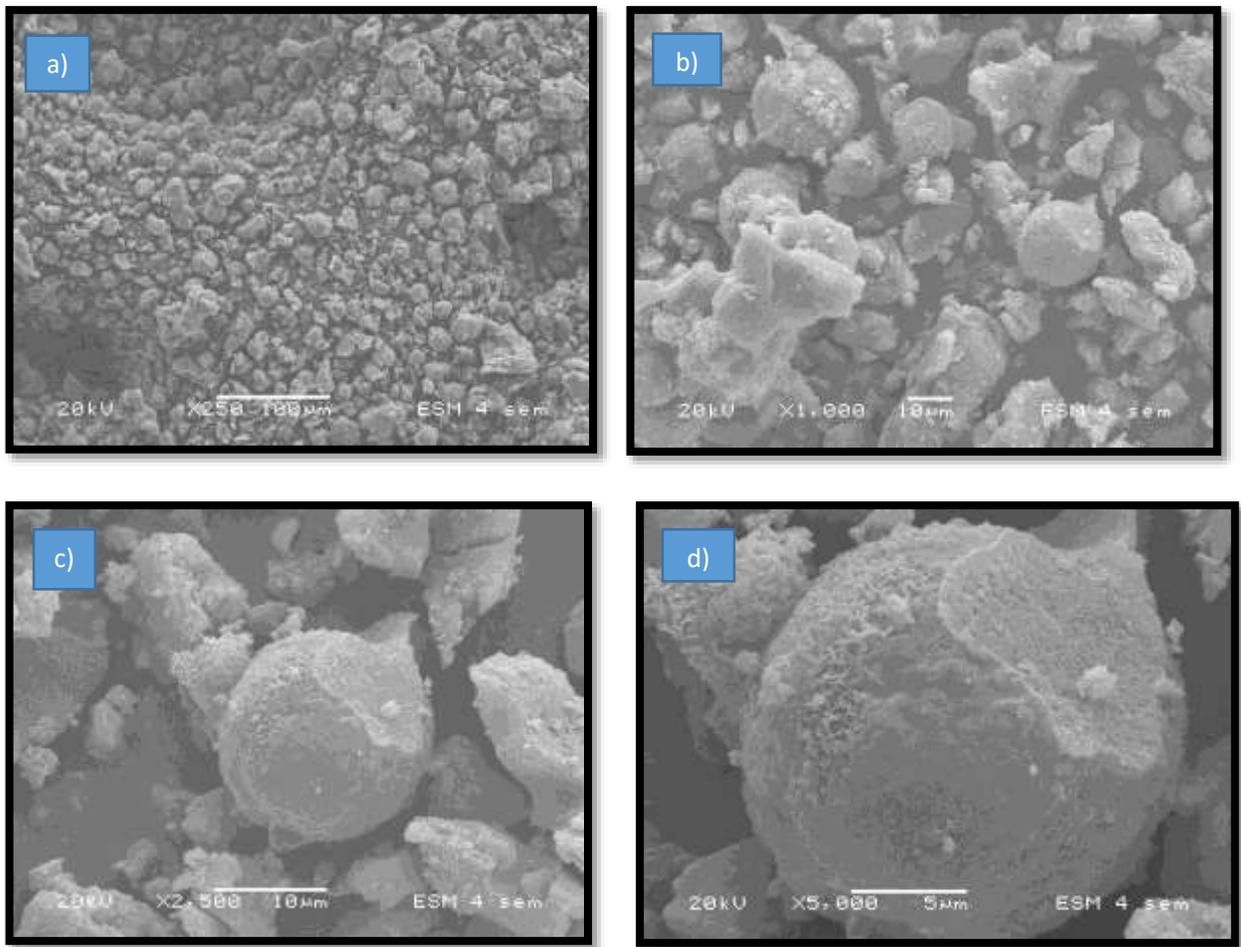


Figura 22. Micrografías de mucílago de nopal cultivar Esmeralda de 1 mes de maduración. a) Imagen 250 X, b) Imagen 1.000 X, c) Imagen 2.500 X, d). Imagen 5.000 X.

La micrografía SEM de 10.00 X de las muestras de mucílago de nopal del cultivar Esmeralda de 6 meses de maduración no muestra estructuras de cristales (Figura 23 a), de igual forma que las micrografías SEM tomada a 10.000 X de mucílago de 12 meses

de maduración (Figura 23 b), pero presentan estructuras esféricas menores a $1\ \mu\text{m}$ como lo observado en las micrografías de mucílago del cultivar Jalpa y Villanueva en los tres estados de maduración, estas nano partículas esféricas con apariencia de almidón, similares a las encontradas en micrografías de gránulos de almidón de maíz reportadas por Narváez –González et al (2007).

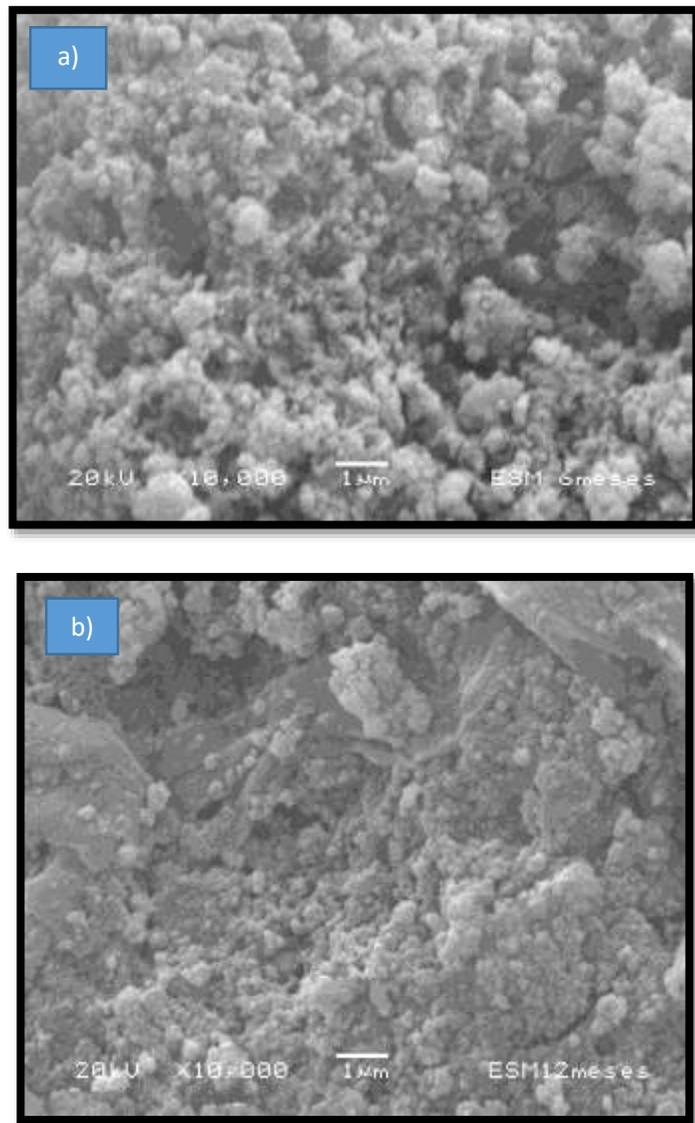


Figura 23. Micrografías de mucílago del cultivar Esmeralda a) 10.000 X, mucílago de 6 meses de maduración, b) 10.000 X, mucílago de 12 meses de maduración.

4.8. Espectroscopía de Infrarrojo Medio con transformada de Fourier (FT-IR)

Los espectros FT IR de los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en los tres estados de maduración se muestran en las Figuras 24, 25 y 26, las bandas de los grupos funcionales fueron identificados de acuerdo a Contreras Padilla *et al* (2016).

En la Figura 27 se muestra la gráfica de espectro FT IR de la comparativa del mucílago de nopal de los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en el estado de maduración de 1 mes. En la Figura 28 se muestra la gráfica de espectro FT IR de la comparativa del mucílago de nopal de los cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en el estado de maduración de 6 meses. En la Figura 29 se muestra la gráfica de espectro FT IR de la comparativa del mucílago de nopal de los tres cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en el estado de maduración de 12 meses.

4.8.1. Espectroscopía FT-IR del mucílago Jalpa

En el caso del cultivar Jalpa el perfil de espectro de los estados de maduración de 1 mes, 6 meses y un año, se muestran en la Figura 24, en la cual las bandas de 3500 - 3200 cm^{-1} en la región a (a), corresponden al enlace O-H de múltiples grupos hidroxilo asociados a moléculas que están presentes en la muestra.

En la banda a 2919 cm^{-1} en la región (b) se registra estiramiento C-H de grupos de piranosa con más intensidad en el mucílago de 12 meses de maduración, que en el mucílago de 1 mes y de 6 meses, de igual manera que la banda de transmitancia a 2850 cm^{-1} (c) se atribuye al estiramiento de $-\text{CH}_2$ del grupo carboxílico, presenta mayor intensidad en el mucílago de 12 meses de maduración.

La banda ubicada en 2175 cm^{-1} (d) corresponde a los enlaces de estiramiento C-C. La banda a 1600 cm^{-1} (e), que corresponde a C=C estiramiento de la vibración del grupo carboxilo, COOH, con mayor intensidad en el mucílago de 1 mes de maduración.

En la región de los 1500 cm^{-1} se encuentra una banda solo presente en el mucílago en el estado de maduración de 1 mes, el cual no está identificado y que no está presente en los otros estados de maduración, ni en los cultivares Villanueva y Esmeralda.

En la región (f) la banda que aparece a 1400 cm^{-1} se atribuye a las vibraciones de flexión de H-C-H presente con mayor intensidad en el mucílago de 1 mes de maduración.

Las bandas fuertes corresponden a las vibraciones de estiramiento del anillo de piranosa entre 1300 , 1245 y 1033 cm^{-1} en la región (g). La banda característica a 890 cm^{-1} (h) indicando azúcares de configuración alfa en la muestra.

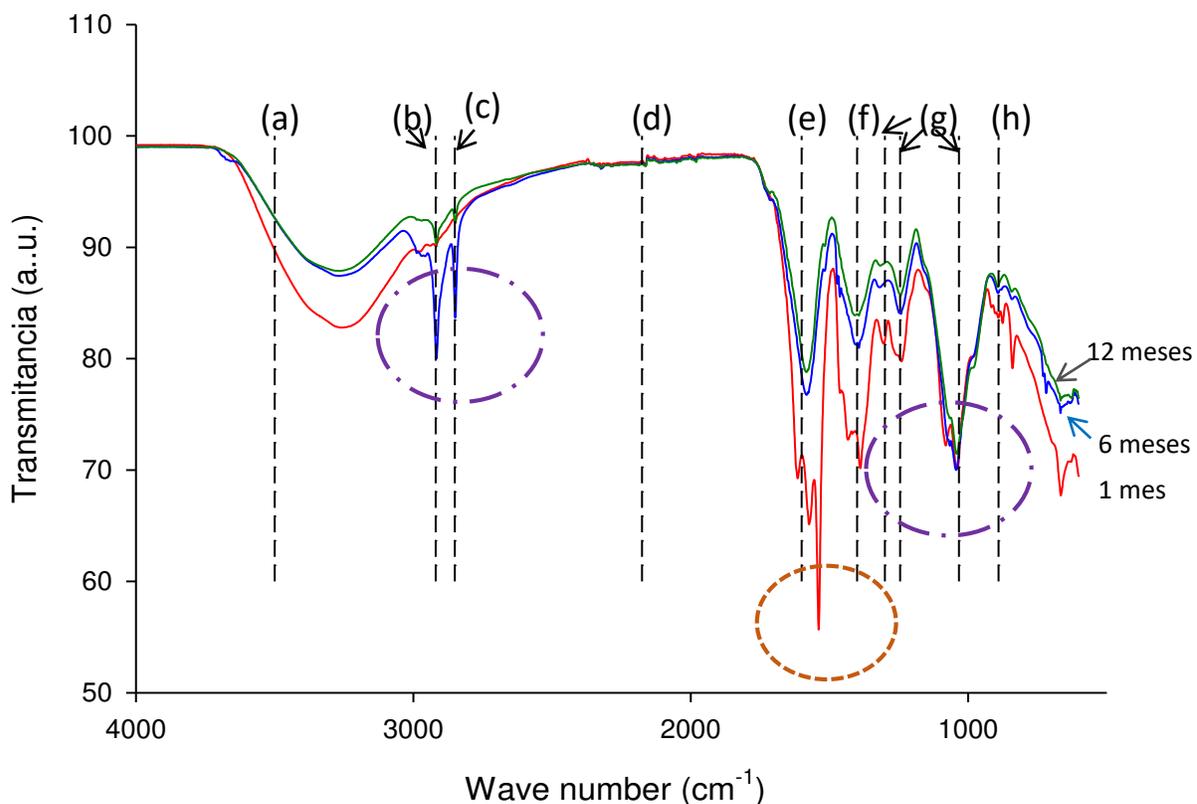


Figura 24. Perfil del espectro del mucílago del cultivar Jalpa en el estado de maduración de: 1 mes, 6 meses y 12 meses.

4.8.2. Espectroscopia FT-IR del mucílago Villanueva

En el caso del cultivar Villanueva el perfil de espectro de los estados de maduración de 1 mes, 6 meses y un año, se muestran en la Figura 25, en la cual las bandas de 3500-3200 cm^{-1} en la región (a), corresponden al enlace O-H de múltiples grupos hidroxilo asociados a moléculas que están presentes en la muestra con mayor intensidad en el mucílago de 12 meses de maduración.

En la región (b) la banda a 2919 cm^{-1} , aparece una banda característica relacionada con el estiramiento C-H de grupos de piranosa, con mayor estiramiento en el mucílago de 12 meses de maduración. La banda de transmitancia a 2850 cm^{-1} (c) se atribuye al estiramiento de $-\text{CH}_2$ del grupo carboxílico. La banda ubicada en 2175 cm^{-1} (d) corresponde a los enlaces de estiramiento C-C.

La banda a 1600 cm^{-1} (e), que corresponde a C=C estiramiento de la vibración del grupo carboxilo, COOH. La banda que aparece a 1400 cm^{-1} (f) se atribuye a las vibraciones de flexión de H-C-H.

Las bandas fuertes entre 1300, 1245 y 1033 cm^{-1} (g) corresponden a las vibraciones de estiramiento del anillo de piranosa, siendo la región 1033 cm^{-1} con más intensidad en el mucílago de 12 meses. La banda característica a 890 cm^{-1} (h) indicando azúcares de configuración alfa en la muestra. Con mayor intensidad en el mucilago de 12 meses.

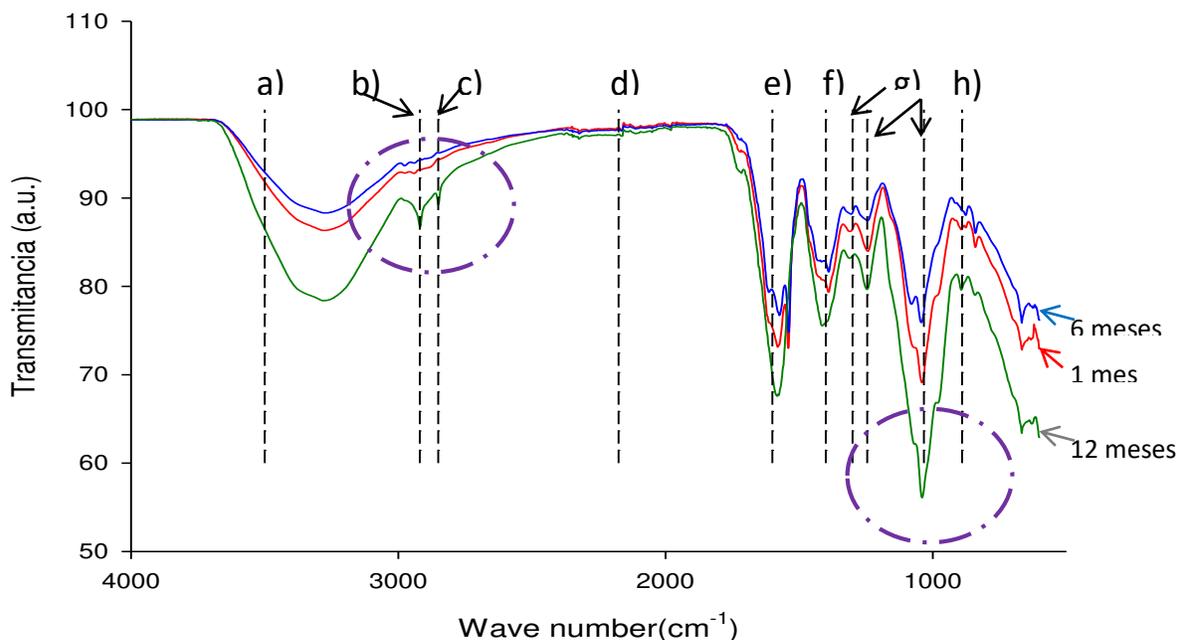


Figura 25. Perfil del espectro del mucílago del cultivar Villanueva en el estado de maduración de: 1 mes, 6 meses y 12 meses.

4.8.3. Espectroscopía FT-IR del mucílago Esmeralda

En el caso del cultivar Esmeralda el perfil de espectro de los estados de maduración de 1 mes, 6 meses y un año, se muestran en la Figura 26, en la cual las bandas de 3500-3200 cm^{-1} en la región a (a), corresponden al enlace O-H de múltiples grupos hidroxilo asociados a moléculas que están presentes en la muestra.

En la banda a 2919 cm^{-1} en la región (b) se registra estiramiento C-H de grupos de piranosa, en la banda de transmitancia a 2850 cm^{-1} (c) se atribuye al estiramiento de -CH₂ del grupo carboxílico. La banda ubicada en 2175 cm^{-1} (d) corresponde a los enlaces de estiramiento C-C.

Con respecto al cultivar Esmeralda en comparativa con los cultivares Jalpa y Villanueva, se localiza en la región cercana a 1700 cm^{-1} una banda de un grupo funcional no

identificado en los tres estados de maduración, que no está presente en los otros 2 cultivares.

La banda a 1600 cm^{-1} (e), que corresponde a C=C estiramiento de la vibración del grupo carboxilo, COOH, con mayor intensidad en el mucílago de 12 meses de maduración. En la región (f) la banda que aparece a 1400 cm^{-1} se atribuye a las vibraciones de flexión de H-C-H presente con mayor intensidad en el mucílago de 12 meses de maduración.

Las bandas fuertes corresponden a las vibraciones de estiramiento del anillo de piranosa entre 1300 , 1245 y 1033 cm^{-1} en la región (g), siendo la región 1033 cm^{-1} con más intensidad en el mucílago de 12 meses. La banda característica a 890 cm^{-1} (h) indicando azúcares de configuración alfa con mayor intensidad en la muestra de mucílago de 12 meses.

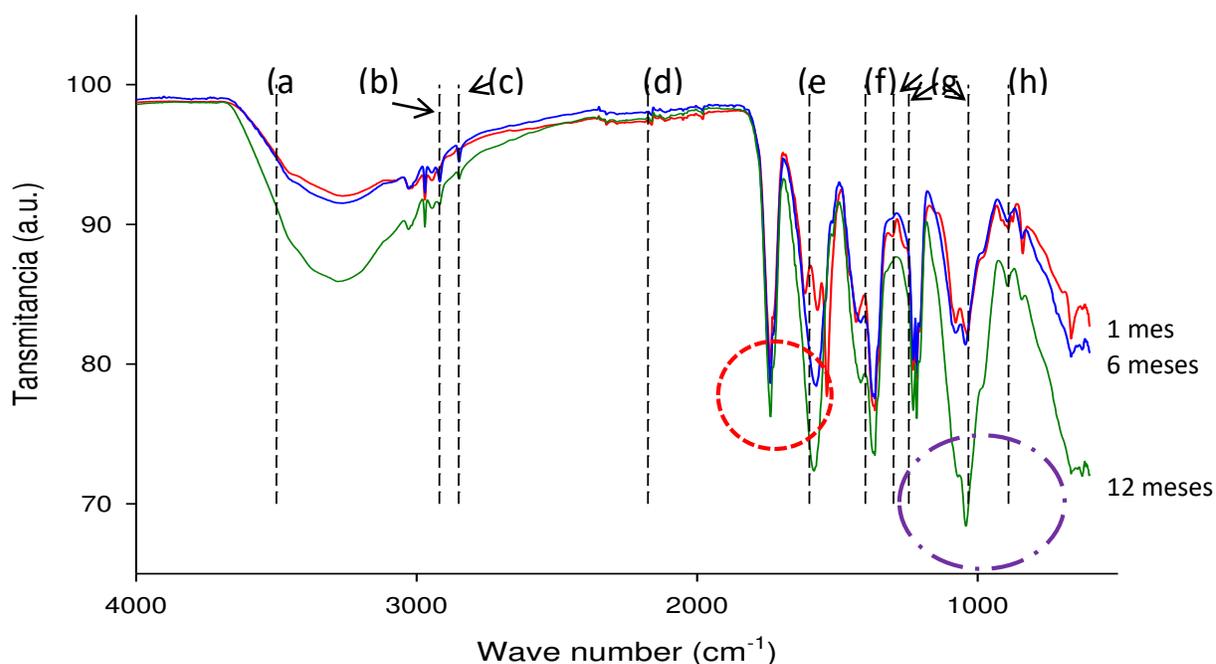


Figura 26. Perfil del espectro del mucílago del cultivar Esmeralda en el estado de maduración de: a) 1 mes, b) 6 meses y c) 12 meses.

4.8.4. Espectroscopía FT-IR del mucílago de 1 mes de maduración

En la Figura 27 se muestra la gráfica de espectro FT IR de los tres cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en el estado de maduración de 1 mes, en la cual las bandas de 3500-3200 cm^{-1} en la región a (a), corresponden al enlace O-H de múltiples grupos hidroxilo.

En la banda a 2919 cm^{-1} en la región (b) se registra estiramiento C-H de grupos de piranosa con más intensidad en el mucílago del cultivar Jalpa que, en el mucílago de Villanueva y Esmeralda, de igual manera que la banda de transmitancia a 2850 cm^{-1} (c) se atribuye al estiramiento de $-\text{CH}_2$ del grupo carboxílico.

La banda ubicada en 2175 cm^{-1} (d) corresponde a los enlaces de estiramiento C-C. La banda a 1600 cm^{-1} (e), que corresponde a C=C estiramiento de la vibración del grupo carboxilo, COOH, con mayor intensidad en el mucílago de la muestra del cultivar Jalpa.

Con respecto al cultivar Esmeralda presenta en la región cercana a 1700 cm^{-1} una banda de un grupo funcional no identificado en los tres estados de maduración, que no está presente en los otros 2 cultivares.

En la región de los 1500 cm^{-1} se encuentra una banda solo presente en el mucílago del cultivar Jalpa el cual no está identificado y que no esa presente en los otros estados de maduración, ni en los cultivares Villanueva y Esmeralda.

En la región (f) la banda que aparece a 1400 cm^{-1} se atribuye a las vibraciones de flexión de H-C-H presente con mayor intensidad en el mucílago del cultivar Jalpa.

Las bandas fuertes corresponden a las vibraciones de estiramiento del anillo de piranosa entre 1300, 1245 y 1033 cm^{-1} en la región (g), siendo la banda 1033 cm^{-1} en la cual coinciden en intensidad los cultivares Jalpa y Villanueva. La banda característica a 890 cm^{-1} (h) indicando azúcares de configuración alfa en la muestra.

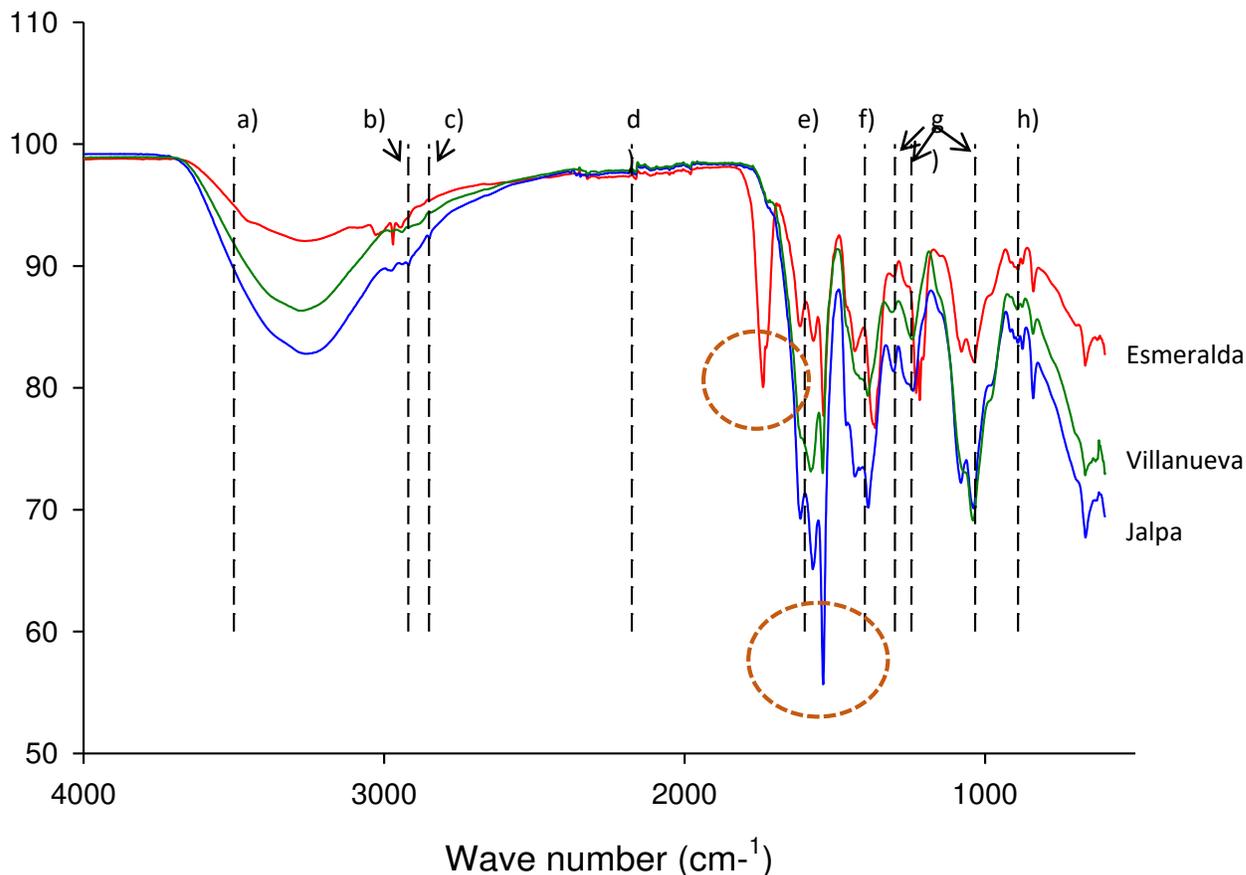


Figura 27. Perfil del espectro del mucílago en estado de maduración de 1 mes de los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva.

4.8.5. Espectroscopía FT-IR del mucílago de 6 meses de maduración.

La gráfica de espectro FT IR de los tres cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en el estado de maduración de 6 meses (Figura 28), muestra las bandas de 3500-3200 cm^{-1} en la región a (a), corresponden al enlace O-H de múltiples grupos hidroxilo

En la banda a 2919 cm^{-1} en la región (b) se registra estiramiento C-H de grupos de piranosa con más intensidad en el mucílago del cultivar Jalpa que, en el mucílago de Villanueva y Esmeralda, de igual manera que la banda de transmitancia a 2850 cm^{-1} (c) se atribuye al estiramiento de $-\text{CH}_2$ del grupo carboxílico.

La banda ubicada en 2175 cm^{-1} (d) corresponde a los enlaces de estiramiento C-C. La banda a 1600 cm^{-1} (e), que corresponde a C=C estiramiento de la vibración del grupo carboxilo, COOH.

Con respecto al cultivar Esmeralda presenta en la región cercana a 1700 cm^{-1} una banda de un grupo funcional no identificado en los tres estados de maduración, que no está presente en los otros 2 cultivares.

En la región (f) la banda que aparece a 1400 cm^{-1} se atribuye a las vibraciones de flexión de H-C-H. Las bandas fuertes corresponden a las vibraciones de estiramiento del anillo de piranosa entre 1300, 1245 y 1033 cm^{-1} en la región (g), siendo la banda 1033 cm^{-1} en la cual se presenta con mayor intensidad el cultivar Jalpa. La banda característica a 890 cm^{-1} (h) indicando azúcares de configuración alfa en la muestra.

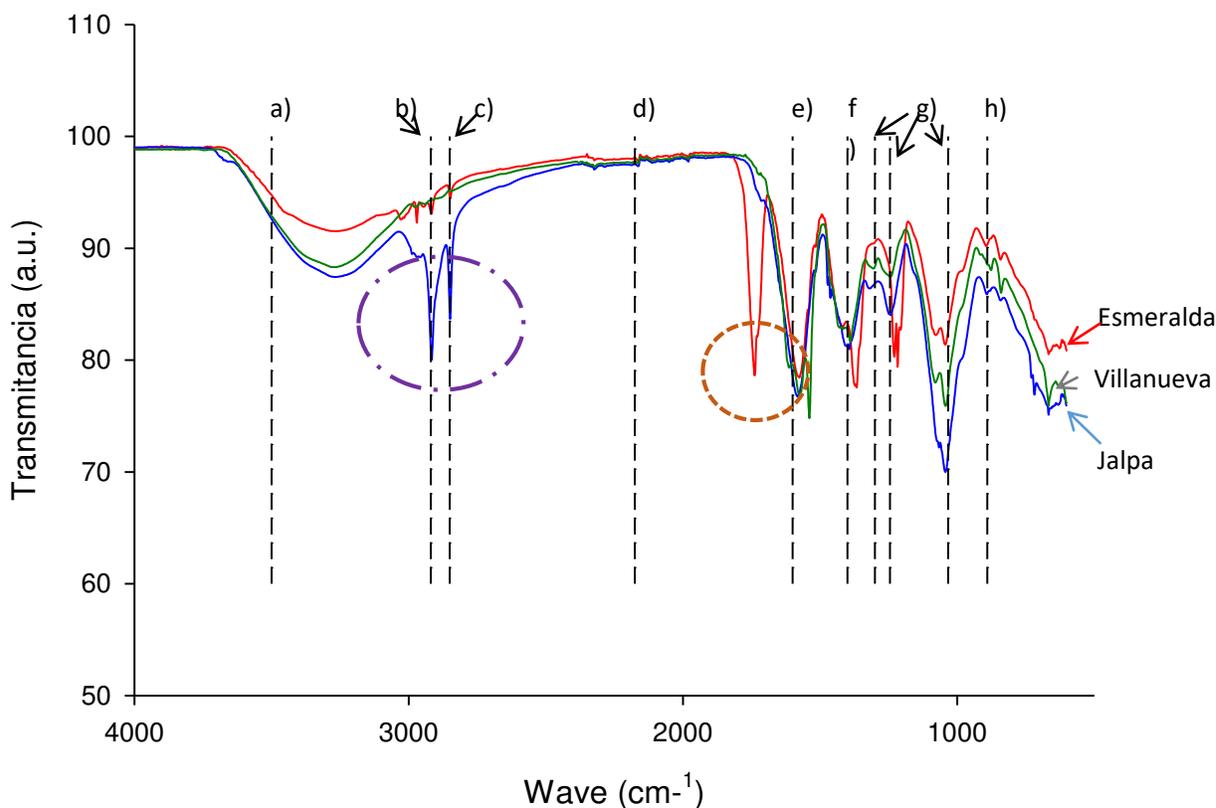


Figura 28. Perfil del espectro del mucílago en estado de maduración de 6 meses de los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva.

4.8.6. Espectroscopía FT-IR del mucílago de 12 meses de maduración

En la Figura 29 se muestra la gráfica de espectro FT IR de los tres cultivares Jalpa, Villanueva y Esmeralda en el estado de maduración de 12 meses, en la cual las bandas de $3500-3200\text{ cm}^{-1}$ en la región a (a), corresponden al enlace O-H de múltiples grupos hidroxilo

En la banda a 2919 cm^{-1} en la región (b) se registra estiramiento C-H de grupos de piranosa con más intensidad en el mucílago del cultivar Villanueva, que, en el mucílago de Jalpa y Esmeralda, de igual manera que la banda de transmitancia a 2850 cm^{-1} (c) se atribuye al estiramiento de $-\text{CH}_2$ del grupo carboxílico.

La banda ubicada en 2175 cm^{-1} (d) corresponde a los enlaces de estiramiento C-C. La banda a 1600 cm^{-1} (e), que corresponde a C=C estiramiento de la vibración del grupo carboxilo, COOH, con mayor intensidad en el mucílago de la muestra del cultivar Villanueva.

Con respecto al cultivar Esmeralda presenta en la región cercana a 1700 cm^{-1} una banda de un grupo funcional no identificado en los tres estados de maduración, que no está presente en los otros 2 cultivares.

En la región (f) la banda que aparece a 1400 cm^{-1} se atribuye a las vibraciones de flexión de H-C-H. Las bandas fuertes corresponden a las vibraciones de estiramiento del anillo de piranosa entre 1300 , 1245 y 1033 cm^{-1} en la región (g), siendo la banda 1033 cm^{-1} en la cual coinciden en intensidad los cultivares Villanueva. La banda característica a 890 cm^{-1} (h) indicando azúcares de configuración alfa en la muestra.

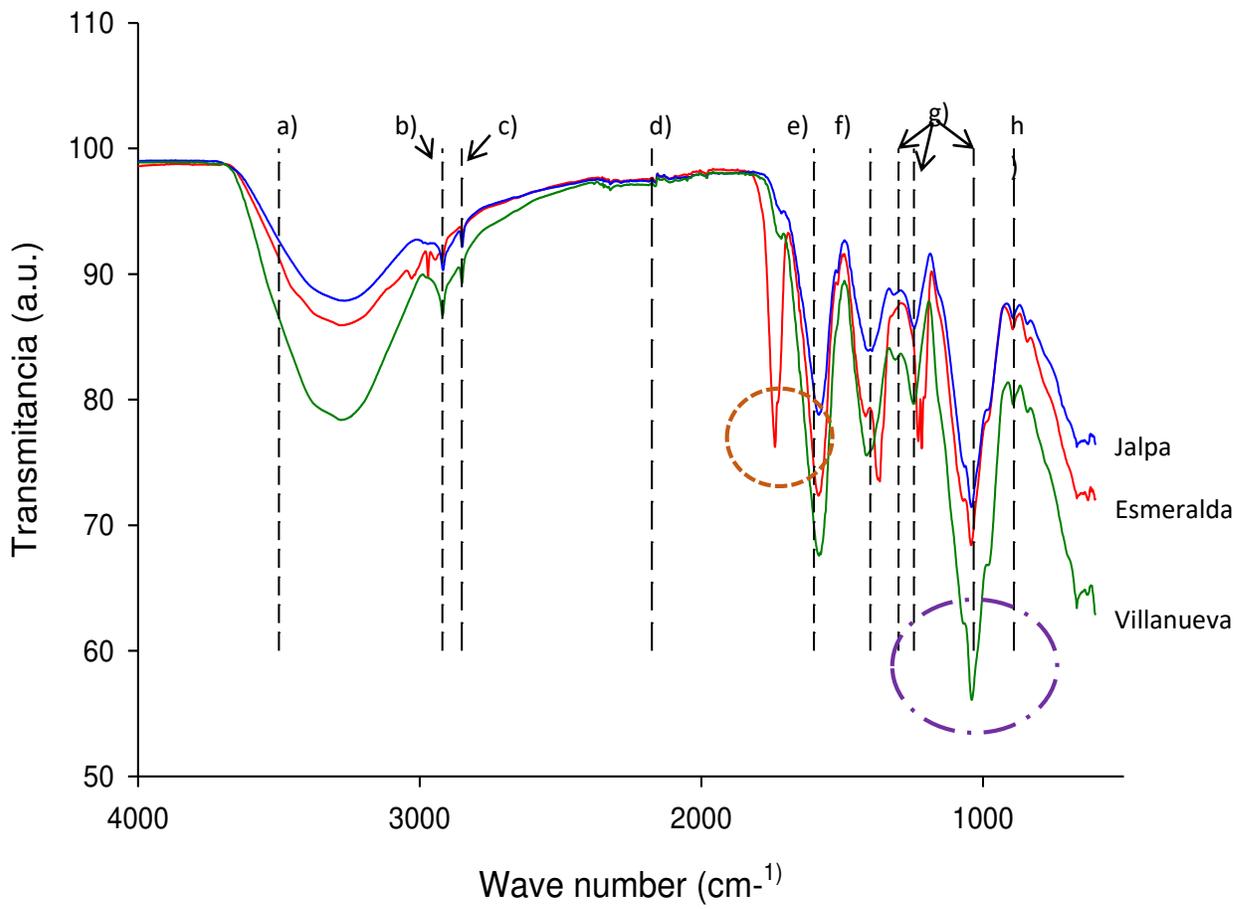


Figura 29. Perfil del espectro del mucílago en estado de maduración de 12 meses de los cultivares Esmeralda, Jalpa y Villanueva.

5. CONCLUSIONES

El rendimiento en la producción de mucílago de nopal es afectado dependiendo del tipo de metodología que se utilice para la extracción del mucílago, la metodología diseñada permitió uniformizar el mucílago obtenido de diferentes cultivares en diferentes etapas de maduración, en donde las modificaciones que se destacan son el Licuado y centrifugado a 4^o C y un segundo centrifugado después de la precipitación con el etanol para facilitar el secado en estufa y posteriormente obtener el mucílago en polvo, logrando obtener mucílago de buena calidad, reduciendo pasos y cantidad de etanol en el procedimiento de extracción.

Por otra parte, la edad del cladodio utilizado para la extracción presentó mejores rendimientos en estados de maduración de 6 meses y 1 año, con respecto a la hora de la cosecha de los cladodios se obtuvo una mejor calidad y cantidad de mucílago en cladodios cosechados en la mañana, mientras que al medio día las muestras se cristalizaron teniendo dificultad en el manejo de recuperación.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Abraján-Villaseñor, M. A. 2008. Efecto del método de extracción en las características químicas y físicas del mucílago del nopal (*Opuntia ficus-indica*) y estudio de su aplicación como recubrimiento comestible. Tesis Doctoral, Departamento de Tecnología de Alimentos, Universidad Politécnica de Valencia, Valencia, España
- Aquino, L.V., Rodríguez, L. y Méndez, L.L. 2009. Inhibición del Oscurecimiento con Mucílago de Nopal (*Opuntia ficus indica*) en el Secado de Plátano Roatán. Información Tecnológica Vol. - 20 N° 4 - 2009
- Aguirre-Cárdenas, M.; P. García-Delgado; R. González-González; A. L. Jofre-Garfias; A.V. Legorreta-Siañez y Buenrostro-Zagal, J.F. 2011. Desarrollo y valuación de una película comestible obtenida del mucílago del nopal (*Opuntia ficus indica*) utilizada para reducir la tasa de respiración de nopal verdura. In: VIII Congreso Iberoamericano de Ingeniería de Alimentos. Lima, Perú. 1-5. pp.
- Butterweck, V., Semlin, L., Feistel, B., Pischel, I., Bauer, K. and Verspohl, E.J. 2011. Evaluación comparativa de dos extractos diferentes *Opuntia ficus indica* para efectos reductores de azúcares en la sangre en ratas. *Phytother Res* 2011;25 3705-5.
- Bravo-Hollis, H. 1978. Las Cactáceas de México Vol. I. ed. Universidad Autónoma de México, México.
- Cárdenas, A., Arwelles, W.M. y Goycoolea and F. M. 1997. Rheology and Aggregation of Cactus (*Opuntia ficus-indica*) Mucilage in Solution, *J. PACD*. 152–159.
- Cárdenas, A., Arguelles, W. M., and Goycoolea, F. M. 1998. On the Possible Role of *Opuntia ficus-indica* Mucilage in Lime Mortar Performance in the Protection of Historical Buildings. *Journal Professional Association for Cactus Development* 3, 64–71.
- Contreras-Padilla, M., Pérez-Torrero, E., Hernández-Urbiola, M- I., Hernández-Quevedo, G., Real, a., Rivera-Muñoz, E.M. and Rodríguez-García, M.E. 2011. Evaluation of oxalates and calcium in nopal pads (*Opuntia ficus-indica* var. Redonda) at different maturity stages. *Journal of Food Composition and Analysis* 24 (2011) 38–43.

- Contreras-Padilla, M., Rodríguez-García, M. E., Gutiérrez-Cortez, E., Valderrama Bravo, M. C., Rojas-Molina, J.I. and Rivera-Muñoz, E. M. 2016. Physicochemical and rheological characterization of *Opuntia ficus* at three different maturity stages of cladode. *European Polymer Journal* 78 (2016) 226-234.
- Corrales, G.J. y Flores-Valdez, C.A. 2003. Nopalitos y tunas. Producción, poscosecha comercialización e industrialización. 1 ed. Universidad Autónoma de Chapingo. Chapingo Estado de México. pp. 225.
- Del-Valle V, Hernández-Muñoz P, Guarda A, Galotto MJ 2005. Development of a cactus-mucilage edible coating (*Opuntia ficus indica*) and its application to extend strawberry (*Fragaria ananassa*) shelf-life. *Food Chem.* 91: 751-756.
- Fernández-Montes, M. F., Mondragón-Jacobo, C., Luna-Vázquez, J., Gutiérrez-Acosta, F., Sáenz-Quintero, I. A., Zegbe-Domínguez, J. A., Méndez-Gallegos, S. J. y Martínez-González, J. C. 2000. Principales cultivares mexicanos de nopal tunero. SAGAR-INIFAP-Campo Experimental Norte de Guanajuato. Publicación Técnica, San Luis de la Paz, Guanajuato, México. No. 1. 34 pp 9-11.
- Galati, E.M., Monforte, M.T., Tripodo, M.M., Aquino, A. and Mondello, M.R., 2001. Antinulcer activity of *Opuntia ficus indica* (L.) Mill. (Cactaceae): ultrastructural study. *Journal of Ethnopharmacology* 76, 1–9.
- Gallegos V. C., Blanco M., F. y Noriega A., G. 1994. Establecimiento de una colección de nopal (*Opuntia* spp.) en el CRUCEN, Zacatecas, México. *Revista Geografía Agrícola* 20: 137-141.
- Gallegos-Vázquez, C., Valdez-Cepeda, R. D., Barrón-Macías, M., Barrientos-Priego, A. F., Andrés-Agustín, J. y Nieto-Ángel, R. 2006. Caracterización morfológica de 40 cultivares de nopal de uso como hortaliza del banco de germoplasma del CRUCEN-UACH revista Chapingo serie horticultura, vol. 12, núm. 1, pp. 41-49 Universidad Autónoma Chapingo, México.
- García Osuna, H.T. 2013. Identificación de pectinas y mucílago de cuatro variedades de nopal (*Opuntia ficus-indica* L.) Miller y validación de su actividad hipoglucémica. Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias Biológicas, U.A.N.L. San Nicolás de los Garza, Nuevo León.
- Juárez- Aragón, M. C, Reyes-Soria F.A, Sinagawa-García, S. R. y Torres–Castillo, J. A. 2012. El nopal como fuente de compuestos de interés Biotecnológico. XIII Simposium Taller Nacional y VI Internacional “Producción y Aprovechamiento del Nopal y Maguey”. Escobedo Nuevo León México. pp 87–96.

- Kiesling, R. 1998. Origen, domesticación y distribución de *Opuntia ficus-indica*. Journal of the Professional Association for Cactus Development 3. Online at <http://www.jpacd.org/contents1998.htm>
- Kiesling, R. 2013. Historia de la *Opuntia ficus-indica* Instituto Argentino de las Zonas Áridas – CONICET. Mendoza, Argentina. IADIZA CC 507 – Mendoza – Argentina Cactusnet33. KIESLING, R. 2013. Historia de la *Opuntia ficus-indica*. *Cactus Newsletter*. Special Issue 13.
- León Martínez, F. M. 2012. Secado por asperción del mucílago del nopal (*Opuntia ficus indica*) y su efecto en las propiedades reológicas de los polvos reconstituidos. Tesis de Maestría, Centro Interdisciplinario de Investigación para el desarrollo integral regional unidad Oaxaca, Instituto Politécnico Nacional, Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca.
- López, E., 2000. Utilización de productos naturales en la clarificación de aguas para consumo humano. Tesis de Maestría, Facultad de Ingeniería Química, ISPJAE, Universidad de la Habana, Cuba.
- Matsuhiro, B., Lillo, L. E., Saenz, C., Urzu, C. and Zárate, O. 2006. Chemical characterization of the mucilage from fruits of *Opuntia ficus indica*. *Carbo-hydrate Polymer*. 63:263-267
- Narváez González, E. D., Figueroa Cárdenas, J. D., Suketoshi Taba. y Castaño Tostado, E.D., Martínez Peniche, R. A. 2007. Efecto del tamaño del gránulo de almidón de maíz en sus propiedades térmicas y de plastificado. *Rev. Fitotec. Mex.* Vol. 30 (3): 269 – 277, 2007.
- Nobel, P. S., Cavelier, J.L. and Andrade, P. S. 1992. Mucilage in Cacti: Its Apoplastic Capacitance, Associated Solutes, and Influence on Tissue. *Journal of Experimental Botany*, Volume 43, Issue 5, 1 May 1992, pp. 641–648. <https://doi.org/10.1093/jxb/43.5.641>
- Ornelas –Núñez, J.L. 2011. Mejoramiento del Método de Extracción del mucílago del nopal (*Opuntia ficus indica*) y evaluación de sus propiedades de viscosidad. Tesis Químico Farmacobiólogo. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia Michoacán, México.
- Ovando Franco, M. 2012. Modificación de biopolímero extraído de nopal (*Opuntia ficus indica*) y su aplicación para la remoción de metales pesados en agua. Tesis de

Maestría, Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica A.C. San Luis Potosí, México.

Pimienta-Barrios, E. 1992. El nopal (*Opuntia* spp.): una alternativa Ecológica productiva para las zonas áridas y semiáridas. Memorias. II Simposio y I Reunión Nacional Agricultura Sostenible, Colegio Posgraduados, Montecillo Edo de México pp. 91- 101.

Reveles-Hernández, M., Blanco-Macías, F. y Valdez-Cepeda, R. 2014. Memoria curso-taller: establecimiento y manejo de un huerto comercial de nopal. XII Simposium taller Nacional y VI Internacional Produccion y Aprovechamiento de Nopal y Maguey. Escobedo, Nuevo León, México.

Roberts, P.B., 1945. Resilient plastic material and process for making it. US Patent 2,386,264.

Rodríguez- González, S. H., Martínez- Flores, E., Loaiza- Anaya,S.G y Ornelaz- Nuñez. J.L. 2010. Aplicación del mucílago del nopal AL (*Opuntia ficus indica*) como espesante en una crema de Huitlacoche (*Ustilago maydis*) en la producción de alimento funcional y su evaluación sensorial. Memorias del XII Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos. Universidad de Guanajuato, Guanajuato. Mexico. 441–448.

Rodríguez-González, S., Martínez-Flores, H. E., Órnelas-Nuñez, J. L. y Garnica-Romo, M.G. 2011. Optimizaicón de la extracción del mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*), XIV Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería, Querétaro, Querétaro, México.

Sáenz, C., Vásquez, M., Trumper, S. y Fluxa, C., 1992. Extracción y composición química de mucílago de tuna (*Opuntia ficus indica*). Actas: II Congreso Internacional de la tuna y cochinilla. Santiago, Chile, pp. 93–96.

Sáenz, C., Sepúlveda, E. and Matsuhiro, B. 2004. *Opuntia* spp mucilage's functional component with industrial perspectives. Journal of Arid Enviroments 57(2004)275-290.

Sáenz, H. C. 2006. Utilización Agroindustrial del Nopal. Servicio de Tecnologías de Ingeniería Agrícola y Alimentaria (AGST) con la Colaboración de la Red Internacional de Cooperación Técnica del Nopal (FAO-CACTUSNET). Boletín de Servicios Agrícolas de la FAO. Boletín No. 162. Italia

Sepúlveda, E., Sáenz, C., y Gómez, C. 2003. Determinación de betanina en ecotipos de tuna roja colectados en chile. pp. 282-285. In. Memorias IX Congreso Nacional

y VII Internacional sobre Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Zacatecas, México.

Sepúlveda, E., Sáenz, C., Aliaga, E. and Aceituno, C. 2007. Extraction and characterization of mucilage in *Opuntia spp.* Journal of Arid Enviroments 68 (2007) 534-545.

Vázquez Alvarado, R. E., Valdez Cepeda, R., Gutiérrez Ornelas, E. y Blanco Macías, F. 2007. Caracterización e identificación de nopal forrajero en el noreste de México. VI Simposium Taller Producción y Aprovechamiento del Nopal en el Noreste de México, Revista Salud Pública y Nutrición.

Vázquez-Vázquez, C., Zúñiga Tarango, R., Orona-Castillo, I., Murillo-Amador B., Salazar-Sosa, E., Vázquez-Alvarado, R.E., García-Hernández, J. I. y Troyo-Diéguez, E. 2007. Análisis del Crecimiento Radical en Cuatro Variedades de Nopal (*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill). Root Growth Rate Analysis in Four *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. Varieties. pp 82-90. J. PACD – 2007