

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO

FACULTAD DE QUÍMICA

“ANÁLISIS FITOQUÍMICO Y FISICOQUÍMICO DE FRUTOS

DE BIZNAGAS DE CHILITOS (*Mammillaria spp.*)”

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

QUÍMICO AGRÍCOLA

PRESENTA

JAVIER ÁLVAREZ SÁNCHEZ

DIRIGIDA POR

Dr. ELHADI M. YAHIA KAZUZ

SANTIAGO DE QUERÉTARO, QUERÉTARO, 2013



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO

FACULTAD DE QUÍMICA

**“ANÁLISIS FITOQUÍMICO Y FISICOQUÍMICO DE FRUTOS
DE BIZNAGAS DE CHILITOS (*Mammillaria spp.*)”**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

QUÍMICO AGRÍCOLA

PRESENTA

JAVIER ÁLVAREZ SÁNCHEZ

DIRIGIDA POR

Dr. ELHADI M. YAHIA KAZUZ

SINODALES

Dr. ELHADI M. YAHIA KAZUZ
DIRECTOR

Dr. MAMADOU MOUSTAPHA BAH
SINODAL

Dr. ROLANDO TENOCH BÁRCENAS LUNA
SINODAL

Dr. JUAN RAMIRO PACHECO AGUILAR
SINODAL

ÍNDICE GENERAL

Contenido	Página
ÍNDICE GENERAL	i
ÍNDICE DE CUADROS	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	v
RESUMEN	
1. ANTECEDENTES	1
1.1 Importancia de las “biznagas de chilitos” <i>Mammillaria</i> spp.	2
1.2 Características de las “biznagas de chilitos” <i>Mammillaria</i> spp.	3
1.2.1 Fisiología	3
1.2.2 Clasificación taxonómica	4
1.2.3 Descripción botánica	5
1.3 Especies de la “biznaga de chilitos” <i>Mammillaria</i> spp.	6
1.3.1 <i>Mammillaria parkinsonii</i> Ehrenberg	8
1.3.1.1 Descripción botánica	9
1.3.2 <i>Mammillaria magnimmama</i> Haworth	11
1.3.2.1 Descripción botánica	12
1.3.3 <i>Mammillaria compressa</i> De Candolle	13
1.3.3.1 Descripción botánica	14
1.4 Usos	15
1.4.1 Alimentación	15
1.4.2 Medicinal	15
1.5 Radicales libres	16
1.6 Capacidad antioxidante	17
1.7 Métodos para medir la capacidad antioxidante	17
1.7.1 Ensayo DPPH	18
1.7.2 Ensayo de FRAP	19
1.8 Moléculas antioxidantes	19
1.8.1 Betalaínas	20
1.8.1.1 Betalaínas presentes en los frutos de	21

	<i>Mammillaria</i> spp.	
1.8.2	Carotenoides	21
1.8.2.1	Carotenoides presentes en los frutos de <i>Mammillaria</i> spp.	23
1.8.3	Compuestos fenólicos	23
1.8.3.1	Flavonoides	24
1.8.3.2	Compuestos fenólicos presentes en <i>Mammillaria</i> spp.	25
2.	HIPÓTESIS	26
3.	OBJETIVOS	27
3.1	General	27
3.2	Específicos	27
4.	METODOLOGÍA	28
4.1	Materiales	28
4.1.1	Reactivos, estándares y solventes utilizados	28
4.2	Métodos	29
4.2.1	Congelación, liofilización y determinación de humedad	29
4.2.2	Determinación de peso y tamaño	29
4.2.3	Determinación de color	29
4.2.4	Determinación del pH	30
4.2.5	Análisis de sólidos solubles totales y acidez	31
4.2.6	Determinación del contenido de betalaínas	32
4.2.7	Determinación de carotenoides totales	33
4.2.8	Determinación del contenido de compuestos fenólicos	34
4.2.9	Determinación de la capacidad antioxidante	35
4.2.10	Análisis estadístico	36
5.	RESULTADOS	37
5.1	Humedad	37
5.2	Peso y tamaño	37
5.3	Color	38
5.4	pH y acidez	39

5.5	Análisis de sólidos solubles totales (°Brix)	39
5.6	Betalaínas totales	40
5.7	Carotenoides totales	41
5.8	Compuestos fenólicos	42
5.8.1	Fenoles totales	42
5.8.2	Flavonoides totales	42
5.9	Capacidad antioxidante	43
5.9.1	Capacidad antioxidante por el ensayo DPPH	43
5.9.2	Capacidad antioxidante por el ensayo FRAP	44
6.	DISCUSIÓN	45
6.1	Humedad	45
6.2	Peso y tamaño	45
6.3	Color	46
6.4	pH y acidez	48
6.5	Análisis de sólidos solubles totales (°Brix)	49
6.6	Betalaínas totales	51
6.7	Carotenoides totales	53
6.8	Compuestos fenólicos	54
6.9	Capacidad antioxidante	55
7.	CONCLUSIONES	57
8.	REFERENCIAS	58
	ANEXOS	64

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Clasificación del género <i>Mammillaria</i> .	5
2	Aspectos fisicoquímicos de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	51
3	Contenido de fitoquímicos en los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	56

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Recolección manual de frutos de <i>Mammillaria parkinsonii</i> .	1
2	Esquema del metabolismo ácido crasuláceo de las plantas.	4
3	Fotografías de algunos hábitos de crecimiento y órganos de <i>Mammillaria spp.</i>	7
4	Colonias de <i>Mammillaria parkinsonii</i> en el municipio de Tolimán, estado de Querétaro.	8
5	<i>Mammillaria parkinsonii</i> ; A) Formación de clones por efecto dicotómico del ápice. B) Hábito cespitoso de la cactácea.	9
6	Morfología de <i>Mammillaria parkinsonii</i> ; A) Areola; B) Tubérculo; C) Espinas radiales; D) Espinas centrales; E) Axilas con lana blanca.	10
7	Flores amarillas y rosas de <i>Mammillaria parkinsonii</i>	10
8	Frutos (chilitos) de <i>Mammillaria parkinsonii</i>	11
9	Colonias de <i>Mammillaria magnimamma</i> en el municipio de San Juan del Rio, estado de Querétaro.	12
10	Morfología de <i>M. magnimamma</i> ; A) Areola; B) Tubérculo; C) Espinas radiales; D) Espinas centrales; E) Axilas con lana blanca.	13
11	Colonias de <i>Mammillaria compressa</i> en el municipio de Tolimán, estado de Querétaro.	13
12	Morfología de <i>M. compressa</i> ; A) Areola; B) Tubérculo; C) Espinas radiales; D) Espinas centrales; E) Axilas con lana blanca.	14
13	Imagen de la molécula de 2,2-difenil-1-picrilhidrazil en su forma oxidada a su forma reducida.	18
14	Estructuras en resonancia de la betacianina e indicaxantina.	21

15	Estructuras de algunos carotenoides.	22
16	Imagen de la estructura básica de los flavonoides.	24
17	Representación espacial de colores sólidos para L^* , a^* y b^* . Y diagrama de cromaticidad C^* y el ángulo de color h° .	30
18	Gráfico de barras del porcentaje de la humedad de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	37
19	Gráfico de barras del tamaño (largo y ancho) y el peso de <i>Mammillaria spp.</i>	38
20	Gráfico de barras del promedio y desviación estándar de los $^\circ$ Brix, pH y acidez de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	40
21	Gráfico de barras de las betacianinas, betaxantinas y betalaínas totales de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	41
22	Gráfico de barras de los carotenoides totales de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	41
23	Gráfico de barras de los fenoles totales de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	42
24	Gráfico de barras de los flavonoides totales de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	43
25	Gráfico de barras de la capacidad antioxidante de los frutos de <i>Mammillaria spp.</i>	44
26	Espacios de color de los parámetros (L^*), (a^*) y (b^*) para las tres especies de <i>Mammillaria</i> .	46
27	Ubicación en el plano cartesiano de los parámetros C^* y L^* de las tres especies de <i>Mammillaria</i> .	47
28	Rueda de color donde se muestra el lugar donde se posicionan los frutos de biznagas de chillitos según los parámetros de (a^*) y (b^*).	48

RESUMEN

Las cactáceas de México son una gran familia de plantas desérticas que proveen alimento a los humanos desde épocas prehispánicas, son muy nutritivas y sus frutos contienen una importante cantidad de moléculas antioxidantes que son benéficas para la homeostasis del cuerpo humano. En el presente estudio se hizo el análisis de los frutos de tres especies *Mammillaria* del estado de Querétaro; *M. parkinsonii*, *M. magnimamma* y *M. compressa*, con el objetivo de generar su caracterización fisicoquímica (°Brix, acidez, pH, color, tamaño y humedad), fitoquímica (fenoles, flavonoides, betalainas y carotenoides totales), así como su capacidad antioxidante *in vitro* mediante los ensayos de FRAP y DPPH. En la caracterización fisicoquímica *M. magnimamma* tiene las mejores características del fruto de las tres especies. En cuanto al color se encontró que todas las especies tienen colores distintos en la gama de los rojos, sin embargo la saturación del color fue mayor en *M. compressa*. Se utilizaron técnicas espectrofotométricas para la determinación de estos fitoquímicos totales y se encontró que *M. magnimamma* tiene la mayor concentración de fitoquímicos en las tres especies de *Mammillaria*, sin embargo *M. magnimamma* y *M. compressa* obtuvieron la mayor capacidad antioxidante. Este análisis nos indica que en cuestiones fisicoquímicas, *M. magnimamma* tiene las mejores características y en las características fitoquímicas como en la capacidad antioxidante *in vitro* *M. magnimamma* y *M. compressa* son las que más sobresalen, por lo que los chilitos de biznaga si pueden ser considerados como un alimento funcional particularmente a la especie *Mammillaria magnimamma*.

1. ANTECEDENTES

En la actualidad hay una exhaustiva búsqueda de alimentos que proporcionen un beneficio adicional a la dieta humana, que sean abundantes en antioxidantes, y sirvan para la prevención y tratamiento de enfermedades (Corral-Aguayo y col., 2008). En esta búsqueda se ha puesto gran atención en algunos frutos de plantas poco estudiadas, algunas pertenecientes a la familia Cactaceae como: la tuna (*Opuntia spp.*), la pitahaya (*Hylocereus spp.*) y pitaya (*Stenocereus spp.*) principalmente. Sin embargo otros géneros como *Mammillaria*, *Echinocereus*, *Melocactus*, *Pachycereus*, *Myrtillocactus*, *Coryphantha* entre otros, también producen frutos comestibles y son consumidos por la gente (Luna y Aguirre, 2001; González, 2010; Esparza, 2011).

El presente trabajo se centra en el género *Mammillaria*, que produce un fruto llamado “Chilito”, el cual es comercializado en fresco, tiene un sabor dulce, y se adquiere en mercados locales de las regiones donde abundan las especies del género, las cuales son aproximadamente 180 y están distribuidas mayoritariamente en México (Harpke y Peterson, 2006). Como no existen productores de estas plantas con fines agronómicos, sólo con fines ornamentales, los “chilitos” se obtienen del trabajo de recolección en campo (Figura 1).



Figura 1. Recolección manual de frutos de *Mammillaria parkinsonii*.

Los “chilitos de biznaga” presentan colores llamativos, del rojo al rosa, que se deben a pigmentos muy importantes, llamados betalaínas (Wybraniec y Nowak, 2007), las cuales tienen cualidades antioxidantes mucho mayores que el ácido ascórbico (Stintzing y col., 2005), por lo que obtener su perfil de compuestos fitoquímicos y su capacidad antioxidante incrementaría la atención que se le ha dado a esta familia de plantas y permitiría conocer el impacto que tiene este fruto como alimento nutracéutico para las personas, además de su conocimiento etnobotánico y su probable explotación y aprovechamiento agronómico (Scheinvar, 2004).

De esta forma, se planea dar valor agregado a estas biznagas de chilitos, las cuales están en peligro de extinción por actividades humanas; además, se aportaría más conocimiento de un género nativo de México, que necesita ser protegido de la extinción y que al mismo tiempo podría tener uso agronómico.

1.1 Importancia de la biznaga de chilitos (*Mammillaria* spp.)

México es el país con la mayor diversidad de cactáceas del mundo. Las biznagas de chilitos (*Mammillaria* spp.) y los nopales (*Opuntia* spp.) son los dos géneros más importantes en cuanto a cantidad de especies en el mundo de las cactáceas. Estas biznagas de chilitos se distribuyen principalmente en México, aunque existen unas cuantas especies en Estados Unidos, Centro América y Sudamérica (Bravo y Scheinvar, 1999).

El nombre *Mammillaria* viene del griego *mamilla*, que quiere decir tubérculo o mamila; *Mammillaria* entonces significa plantas portadoras de mamilas o tubérculos (Scheinvar, 2004).

De las 180 especies de biznagas existentes, 103 se encuentran muy amenazadas en el medio silvestre, ya que se ubican en alguna de las cuatro categorías de riesgo según la NOM-059-SEMARNAT-2010 (Anexo 1). Dichas

categorías son: En peligro de extinción (P), Amenazada (A), Sujeta a protección (Pr) y Probablemente extinta en el medio silvestre (E), de menor a mayor gravedad respectivamente. Ya que son plantas de uso ornamental, con flores vistosas y espinas de una gran gama de colores, se han ganado el interés de los aficionados y coleccionistas de suculentas del mundo, los cuales pagan grandes cantidades de dinero por obtener estas especies.

Actualmente, las biznagas de chilitos están presentes en varios países del mundo como: Japón, Alemania, Holanda, España, entre otros. En donde se cultivan bajo invernadero, pero con el propósito de ornato únicamente. Esta planta puede sobrevivir en lugares con precipitaciones anuales de 250 mm y en suelos que se consideran pobres en nutrientes. Además, su gran variabilidad genética le confiere características importantes de hibridación, que le permiten adaptarse fácilmente a diversos ecosistemas, además de su tipo de metabolismo (Pinkava y McLeod, 1971; Stintzing y Carle, 2005).

1.2 Características de las “biznagas de chilitos” (*Mammillaria spp.*)

1.2.1 Fisiología

Las “biznagas de chilitos”, *Mammillaria spp.*, como miembros de las cactáceas, pertenecen al grupo de las plantas CAM (metabolismo ácido crasuláceo), el cual consiste en la acumulación de dióxido de carbono por la noche, momento en el que abren sus estomas y para evitar perder agua en el día y permiten el intercambio gaseoso de forma exitosa; esto lo logran a través de una serie de enzimas que son PEPC (fosfoenol piruvato carboxilasa) que primero captura el CO₂ en forma de oxaloacetato y luego el MDH (malato deshidrogenasa) que lo transforma en malato dentro del citosol, transportándolo hacia la vacuola, donde se almacena como ácido málico. Durante el día, los estomas se cierran, y el ácido málico sale de la vacuola para convertirse en fosfoenol piruvato y CO₂ por efecto de descarboxilación, el CO₂ reducido a carbohidratos por acción de

RUBisCO, Ribulosa 1-5 bifosfato Carboxilasa Oxidasa (Figura 2) (Taiz y Zeiger, 1991).

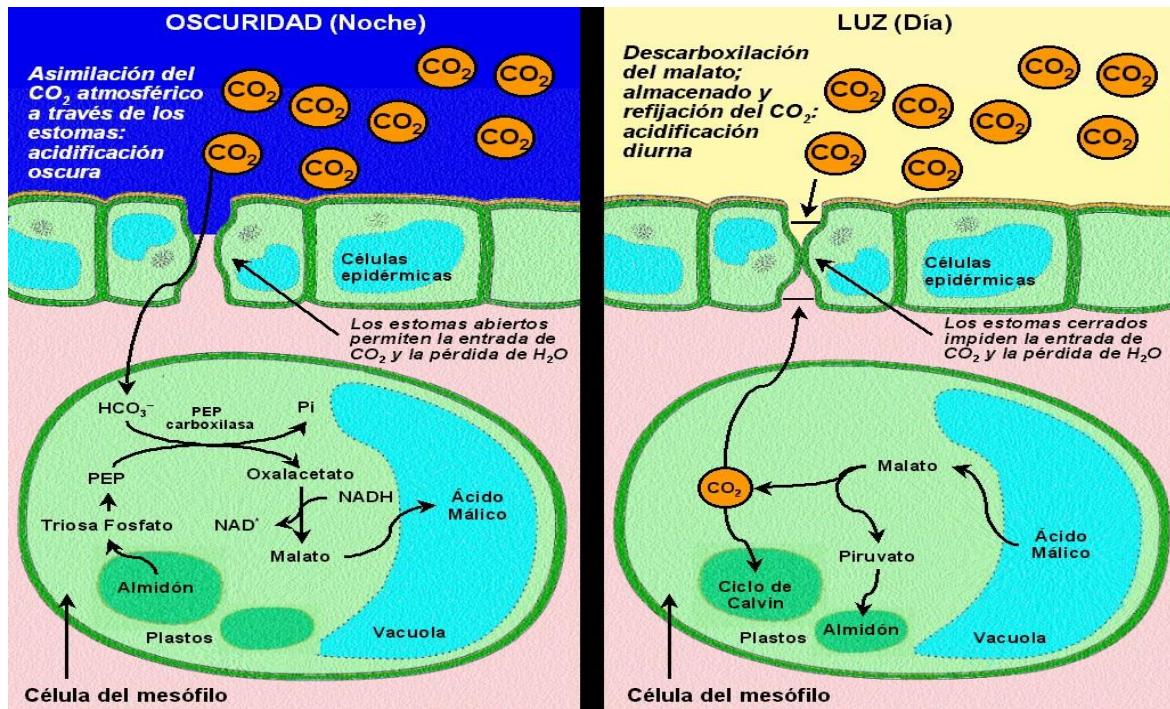


Figura 2. Esquema del metabolismo ácido crasuláceo de las plantas (García, 2003).

1.2.2 Clasificación taxonómica

La taxonomía es una ciencia que se usa para ordenar a los organismos en un sistema de clasificación compuesto por una jerarquía de taxones (grupo) y niveles (categoría), que tienen un parentesco filogenético. Además, es una disciplina que se refiere tanto a la teoría como a la práctica de la clasificación de los organismos por medio de una nomenclatura que hace más fácil el proceso de identificación de plantas (Cuadro 1) (Marzocca, 1985).

En el caso de las cactáceas, además de nombrar su género y especie en itálicas, también se pone al lado el nombre o las iniciales de la persona que lo describió, sin itálicas. Sin embargo, hay ocasiones en que diferentes taxónomos

clasificaron las mismas especies, por ejemplo: *Mammillaria pettersonii* Hildmann y también puede ser referida como *Mammillaria apozolensis* Reppenhagen.

Cuadro 1. Clasificación del género *Mammillaria*

Clasificación científica	
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Sub-clase	Caryophyllidae
Orden	Caryophyllales
Familia	Cactaceae
Subfamilia	Cactoideae
Tribu	Cacteae
Género	<i>Mammillaria</i>

1.2.3 Descripción botánica

Las biznagas de chilitos son plantas simples o cespitosas, que forman grandes clones, a veces casi geófitas. Sus raíces son fibrosas o napiformes. Los tallos son globosos, depreso-globosos, otras veces cortos o largamente cilíndricos, terrestres o rupícolas. Jugo acuoso o con látex lechoso o semilechoso en los tubérculos y/o en la raíz napiforme (Figuras 3-C y 3-E).

Tiene tubérculos o mamilas bien individualizados, crasos, suaves o rígidos, cilíndricos, cónicos o con paredes aplanadas, angulados, dispuestos en series, generalmente regulares, constantes para cada especie en los individuos adultos. Axilas desnudas o con lana y/o cerdas, a veces caducas con la edad.

Areolas sin surco longitudinal hacia la axila del tubérculo, pero dimórficas, esto es

que las flores se originan desde la pared basal, en las axilas de los tubérculos, que pueden ser glabras o donde hay lana y/o cerdas, que pueden ser caducas con la edad. Espinas, a veces diferenciadas en radiales y centrales, pueden ser rectas o ganchudas, glabras, pubescentes o plumosas (Figura 3-D).

Flores de colores diversos, campanuladas o cortamente infundibuliforme, la mayoría de 2.5 a 3.5 cm, en algunas especies de 4 a 6 cm de longitud, que emergen una en cada axila, diurnas, generalmente dispuestas en uno o más círculos subapicales, o bien en círculos dispuestos en la parte media de la planta (Figura 3-B). Pericarpelo glabro, pero a veces suele haber 1 ó 2 escamas rudimentarias. Tubo muy corto y segmentos del perianto petaloides, de colores variados. Tiene estambres insertos en la base del tubo.

El fruto es cilíndrico o cónico, glabro o raramente con 1 ó 2 escamas reducidas, sin lana, espinas o cerdas. Tiene colores muy intensos que van del anaranjado al fucsia (Figura 3-A).

Las semillas son de color marrón rojizo, o negras, piriformes, obovoides a elipsoides, de 1 a 2 mm de longitud, testa ondulado reticulada, punteada (Figura 3-F).

1.3 Especies de la “biznaga de chilitos” *Mammillaria* spp.

Además de las 180 especies existentes de *Mammillaria*, existen híbridos y subespecies, lo que aumenta el número de taxa. En el presente trabajo se usan algunos frutos de plantas que son de Querétaro y que además están catalogadas en alguna categoría de riesgo.

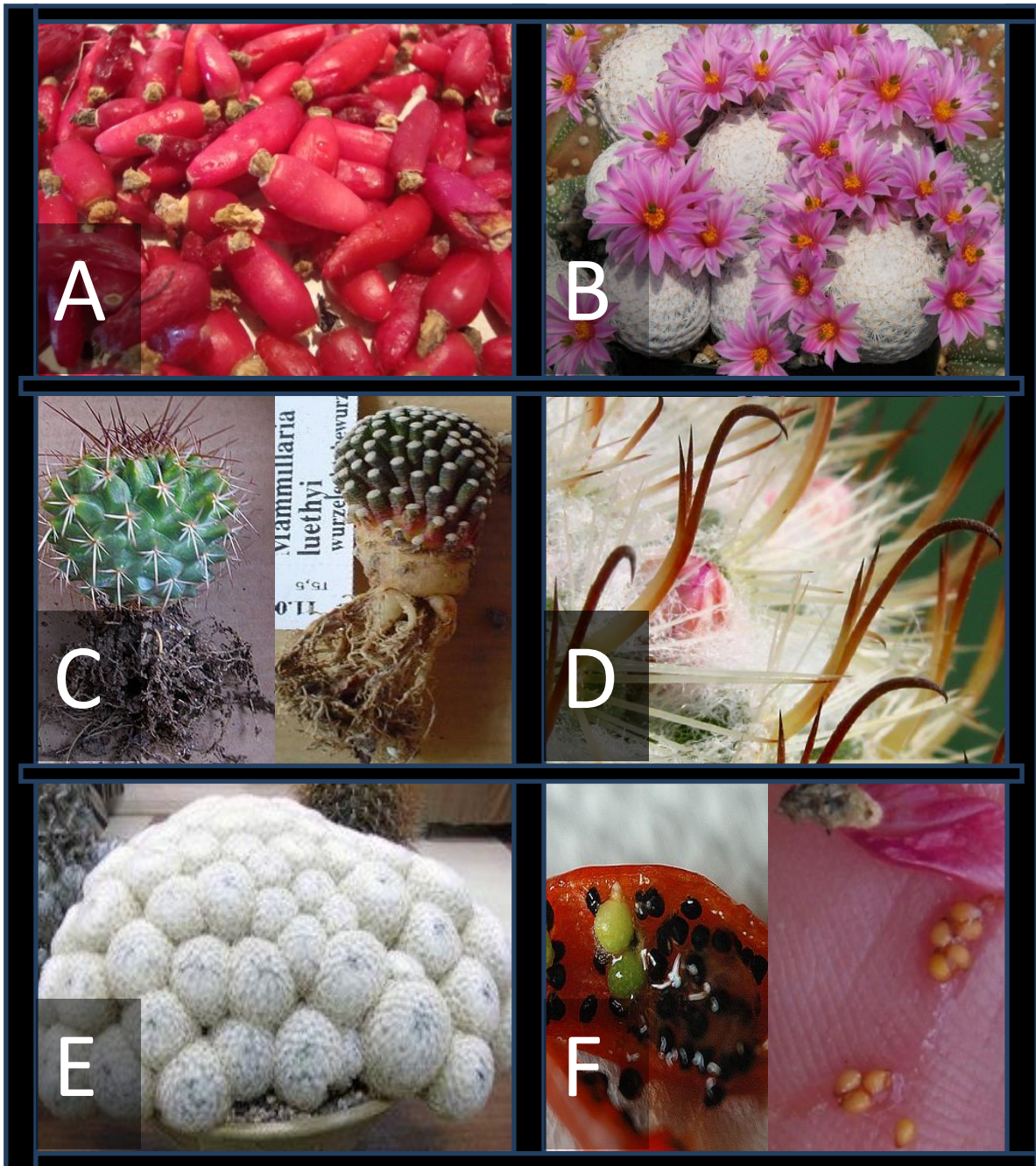


Figura 3. Fotografías de algunos hábitos de crecimiento y órganos de *Mammillaria* spp.; A) Frutos de *Mammillaria* spp. con residuos florales; B) Flores de color rosa de *Mammillaria herrerae* donde se ven estigmas verdes y estambres amarillos; C) Hábito solitario de crecimiento y los dos tipos de raíces, de lado izquierdo fasciculada de *Mammillaria mystax* y del derecho napiforme de *Mammillaria luethyi*; D) Espinas centrales ganchudas y las radiales pectinadas blancas de *Mammillaria bombycina*; E) Hábito de crecimiento cespitoso con tallos globosos de *Mammillaria plumosa*; F) Semillas de los dos tipos de colores, negras de lado izquierdo y marrón de lado derecho, de *Mammillaria* spp. de titulación

1.3.1 *Mammillaria parkinsonii* Ehrenberg

El nombre común de esta especie es “biznaga de San Onofre” o “biznaga de chilitos”. Se distribuye en Querétaro, en los municipios de San Juan del Río, Tolimán, Cadereyta, Peña Miller y Arroyo Seco; y también en el estado de Hidalgo, en el Desierto Chihuahuense y en Guanajuato (Figura 4) (Scheinvar, 2004).

Es una planta ornamental, muy saqueada por coleccionistas y comerciantes, por lo que sus poblaciones han disminuido sustancialmente. En la NOM-059-ECOL-2010 aparece referida como Pr, sujeta a protección especial y endémica de México.

Esta cactácea tiene una característica muy rara en plantas angiospermas, la dicotomía, que se refiere a la bifurcación del ápice dando origen a un clon, esto le permite formar colonias (Figura 5).



Figura 4. Colonias de *Mammillaria parkinsonii* en el municipio de Tolimán, Estado de Querétaro.

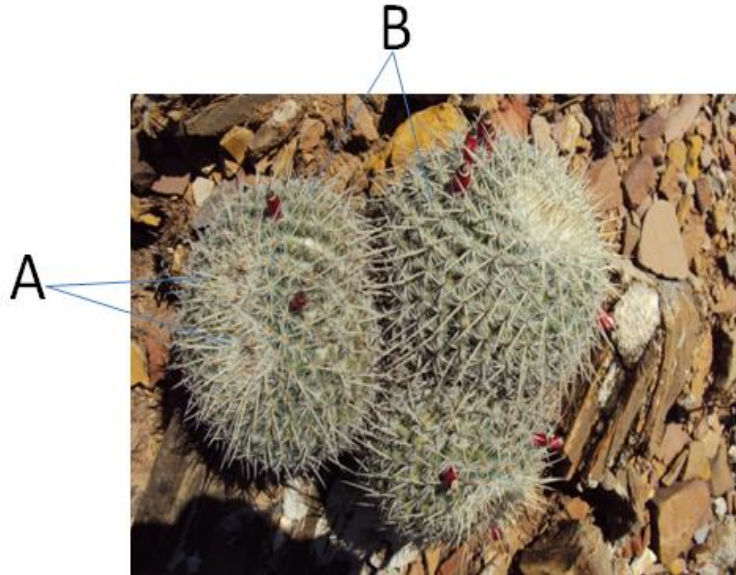


Figura 5. *Mammillaria parkinsonii*; A. formación de clones por efecto dicotómico del ápice. B. Hábito cespitoso de la cactácea

1.3.1.1 Descripción Botánica

Es una planta solitaria o cespitosa, que forma grandes clones. Su tallo es de color verde azulado, punteado de blanco, de hasta 15 cm de longitud y 10 a 15 cm de ancho, depreso-globosos a cilíndricos, el ápice hundido, con lana blanca y espinas blancas con el ápice de color marrón rojizo. Tiene Jugo lechoso.

Los tubérculos son piramidales de 8 a 10 mm de longitud y 4 a 6 mm de ancho en la base, dispuestos en 8 a 13 series. Las axilas tienen lana densa, especialmente en áreas floríferas y cerdas blancas, onduladas. Tiene areolas con lana blanca, ondulada, caduca con la edad. Hasta 30 espinas radiales o más, blancas, radiadas, cerdosas, rectas o algo curvadas, también horizontales, de 3 a 7 mm de longitud. Tiene 4 espinas centrales, a veces 2 ó 5, blancas, subuladas, punzantes, aplanadas y con al ápice marrón rojizo oscuro (Figura 6).

Sus flores son de color amarillo pálido con estría mediana roja o de color fucsia, infundibuliformes, de 1.2 a 1.5 cm de longitud y ancho, dispuestas en coronas

subapicales. Filamentos blancos en la base y rosados en el ápice. Estilo color rosa pálido, tiene 5 lóbulos estigmáticos, rosa pálido o amarillento tostado, emergentes sobre las anteras (Figura 7).

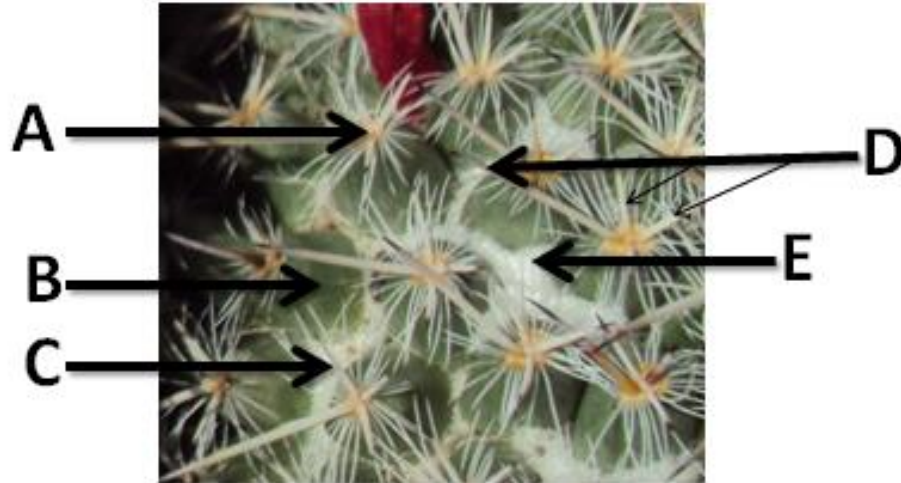


Figura 6. Morfología de *Mammillaria parkinsonii* Ehrenb; A) Areola; B) Tubérculo; C) Espinas radiales; D) Espinas centrales; E) Axilas con lana blanca.



Figura 7. Flores amarillas y fucsias de *Mammillaria parkinsonii*.

El fruto es de color anaranjado rojizo, claviforme de 1 a 2 cm de longitud, con restos florales persistentes. Sus semillas son de color marrón, piriformes de 1.6 mm del longitud y 0.8 mm de ancho, tasa de hilo subbasal (Figura 8) (Scheinvar, 2004).

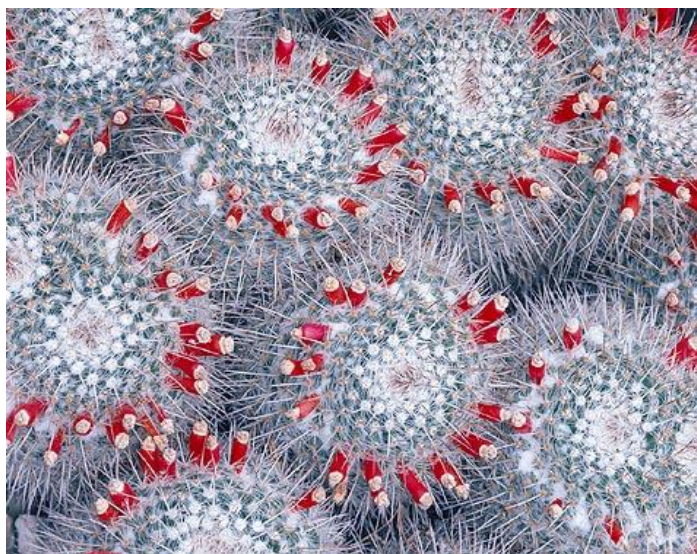


Figura 8. Frutos (chilitos) de *Mammillaria parkinsonii*. Foto de Giuseppe Mazza.

1.3.2 *Mammillaria magnimamma* Haworth

El nombre común de esta especie es “biznaguita de chilitos”. Es una planta ornamental de fruto comestible y abundante, que se vende en el “Mercado de la Cruz” de la ciudad de Querétaro, esta planta no aparece referida en la NOM-059-ECOL-2001, aunque se trate de una especie amenazada por el crecimiento urbano y la colecta ilegal.

Es una planta endémica de México y se distribuye en los estados de Morelos, Estado de México, Hidalgo, Pachuca, Distrito Federal, Tlaxcala, Puebla, Veracruz, Guanajuato, San Luis Potosí, Zacatecas, Aguascalientes, Jalisco y Querétaro; Es muy abundante en los municipios de Corregidora, San Juan del Rio, Tequisquiapan, Ezequiel Montes, Cadereyta, Tolimán, San Joaquín, Peñamiller, Pinal de Amoles, Jalpan, Landa de Matamoros y Arroyo Seco (Scheinvar, 2004).

Crece en matorrales xerófilos y pastizales, en suelos volcánicos, en el bosque de juníferos, pinos y encinos, así como en el bosque tropical caducifolio, de los 750 a los 2600 msnm (Figura 9).



Figura 9. Colonias de *Mammillaria magnimamma* en el municipio de San Juan del Rio, Estado de Querétaro.

1.3.2.1 Descripción Botánica

Planta solitaria o cespitosa desde la base que forma grandes clones convexos, de tallo color verde mate y que tiene latex. Sus tubérculos son más anchos que largos y son cónicos, sus axilas tienen lana blanca en el ápice y en las areolas. Tiene de 2 a 5 espinas radiales de 0.5 a 1cm de longitud, a veces 1 central, son subuladas y muy variables en forma y disposición (Figura10).

Las flores son de color crema, con tintes amarillos y estría mediana rojiza, a veces en la misma población hay individuos con segmentos interiores rosados y banda mediana rojiza. Los filamentos son de color crema en la base y rojizos en la parte superior. El estilo es de color crema, y tiene de 5 a 6 lóbulos del estigma exertos que miden de 2 a 3 mm de longitud (Figura 10).

El fruto es rojo purpúreo, perfumado, claviforme de 2 cm de longitud y 4 mm de ancho. Sus semillas son de color castaño, piriformes de 1.5 mm de longitud y testa ondulada (Figura 10).



Figura 10. Morfología de *M. magnimamma*; A) Fruto; B) Areola; C) Tubérculo; D) Espinas radiales; E) Axilas con lana blanca; F) Flores; G) Restos florales.

1.3.3 *Mammillaria compressa* De Candolle

El nombre común de esta *Mammillaria* es Biznaguita de chilito, es una planta ornamental, sus frutos son abundantes y comestibles, se comercializan principalmente en los lugares donde se distribuye. Es una planta muy abundante, de fácil reproducción por esquejes, sin embargo están siendo destruidas sus poblaciones por actividades de pastoreo y crecimiento de la mancha urbana, además de que no viene referida en la NOM- 059- ECOL-2010.



Figura 11. Colonias de *Mammillaria compressa* en el municipio de Tolimán, estado de Querétaro.

Esta *Mammillaria* es endémica de México y crece en los matorrales xerófilos. Se distribuye en Querétaro, en los municipios de Cadereyta de Montes, Colón, Tolimán, Peñamiller, Pinal de Amoles y Jalpan. También se distribuye en los

estados de Hidalgo, Guanajuato y partes del Desierto Chihuahuense (Figura 11) (Scheinvar, 2004).

1.3.3.1 Descripción botánica

Es una planta solitaria o cespitosa, que forma clones semiglobosos, el tallo que tiene es de color verde grisáceo azulado. Tiene latex, sus tubérculos son tetragonales y están dispuestos de 8 a 13 series; sus axilas y areolas presentan lana y cerdas blancas; no tiene espinas radiales, y sus espinas centrales van de 4 a 6 de color blanco a color rojizo, que con el tiempo se tornan grisáceas o marrón, son subuladas aplanadas y anguladas (Figura 12).

Las flores son color rosa purpúreo oscuro, campanuladas de 10 a 15 mm de longitud. Sus filamentos son color rosa pálido, sus anteras color amarillo verdoso y el estilo es color marrón amarillento que tienen de 4 a 6 lóbulos del estigma (Figura 12).

El fruto es rojo claro, claviforme, de hasta 25 mm de longitud y 7 mm de ancho, los frutos tienen restos florales persistentes. Sus semillas son de color marrón claro, globosas piriformes, con la taza del hilo lateral subbasal, la testa es ligeramente rugosa (Figura 12) (Scheinvar, 2004).



Figura 12. Morfología de *M. compressa*; A) Fruto; B) Areola; C) Tubérculo; D) Espinas centrales; E) Axilas con lana blanca; F) Restos florales.

1.4 Usos

Las *Mammillaria spp.* se usan principalmente como planta ornamental, ya que tiene flores muy vistosas y las espinas son muy variables, lo que provoca que existan coleccionistas de este género. Además, algunas partes son comestibles y tienen usos medicinales (Scheinvar, 2004) y en el ecosistema semidesértico estas cactáceas ayudan en la prevención de la erosión del suelo.

1.4.1 Alimentación

Algunas *Mammillaria spp.* pueden ser consumidas de diversos tejidos: tallos, raíces, frutos; sin embargo, en la actualidad, sólo los frutos son fuente de alimento para los humanos. En algunos lugares donde se presentan largas sequías, algunas de estas plantas son dadas a los animales para su alimentación, ya que retienen mucho el agua y minerales como calcio, característico de las cactáceas (García y col., 2010).

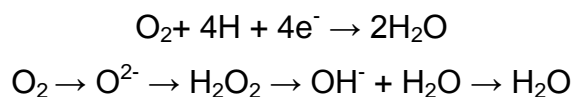
1.4.2 Medicinal

Los usos medicinales que tienen estas plantas son muy variados. Desde épocas prehispánicas, varias *Mammillaria spp.* han sido catalogadas como el género que agrupa a los falsos peyotes más importantes, esto es por el contenido de sustancias enteógenas como tetrahidroisoquinolinas. Entre estas especies destacan: *M. pectinifera*, *M. senilis*, *M. sphaerica*, *M. surculosa*, *M. longimamma*, entre otras (Bravo, 1978). Además de la cuestión de medicina espiritual, se utilizaba el viejito, *Mammillaria dioica*, para el dolor de oídos. Actualmente, se ha visto que los extractos acuosos de estas plantas tienen actividad diurética y antiurolitiásica (Pérez y Vargas, 2006). Además, por el tipo de pigmentos que presentan estas cactáceas en sus frutos se presume que puede funcionar como un antioxidante contra los radicales libres.

1.5 Radicales libres

Son moléculas que en su estructura atómica presentan un electrón desapareado o impar en su orbital externo. Al colisionar con otras moléculas, toman un electrón que les falta y a su vez producen otro radical libre, haciendo una reacción en cadena dañina al organismo por su capacidad de reaccionar con la mayoría de las biomoléculas celulares, como carbohidratos, lípidos, proteínas, ácidos nucleicos, y sus derivados. Por estas razones, los radicales libres provocan un gran daño en dichas moléculas, ya que al colisionar con estas biomoléculas, las oxidan y hacen que pierdan su función en la célula, o cuando colisionan con los lípidos dañan las estructuras ricas en ellos como las membranas celulares, donde se afecta su permeabilidad, conduciéndolas al edema y después a la muerte celular (Matill, 1947; Moya y Criado, 2009).

La mayoría del tiempo, el cuerpo humano está utilizando el oxígeno para funcionar correctamente; sin embargo, durante la respiración celular el oxígeno es reducido a agua por acción del complejo citocromo-oxidasa de la cadena respiratoria mitocondrial. En este proceso, el oxígeno recibe al final cuatro electrones y forma dos moléculas de agua, como se indica en la reacción siguiente:



Este proceso tiene algunos radicales libres como intermediarios que son considerados como Especies Reactivas de Oxígeno (ERO), en los que resalta el más dañino que es el ión hidroxilo (OH^-), ión superóxido (O^{2-}) y el peróxido de hidrógeno (H_2O_2). También hay otros radicales llamados ERON que son Especies Reactivas de Oxígeno y Nitrógeno, como son el óxido de nitrógeno (II) (NO) y el dióxido de nitrógeno (NO_2) (Moya y Criado, 2009).

1.6 La capacidad antioxidante

Muchos alimentos que consumimos en la vida diaria como frutas, cereales, frutos secos, semillas, bayas, vegetales, raíces, especias, aceites, hongos, carnes y hierbas son sumamente importantes como fuentes de antioxidantes en la dieta humana. Dichos antioxidantes ayudan a mantener la homeostasis en el cuerpo, evitando procesos de estrés oxidativo y contrarrestando el envejecimiento celular, por medio de su capacidad antioxidante (Moya y Criado, 2009; Hirawan y col., 2010).

La capacidad antioxidante se basa en la intervención de reacciones químicas, del tipo óxido-reducción, producida en cadena y provocada por radicales libres. Donde algunas moléculas pueden donar un electrón o más para estabilizar la reacción. Sin embargo, la capacidad antioxidante está dada por la suma de las capacidades antioxidantes de cada una de las moléculas que presentan esta característica, la cual es llamada CAT o capacidad antioxidante total, que puede ser proporcionada por distintas moléculas. Se clasifican a los antioxidantes en endógenos, que son los que se producen dentro de la célula; y los exógenos, que son los que ingresan en la dieta o por suplementos con formulaciones antioxidantes (Pineda y col., 1999; Moya y Criado, 2009).

1.7 Métodos para medir capacidad antioxidante

Existen diversos métodos para medir la capacidad antioxidante *in vitro*, los cuales se dividen en dos grupos, los ensayos donde se hace una reacción de transferencia de un solo electrón, en donde normalmente se utiliza una sustancia cromogénea de naturaleza radical, en la cual hay una pérdida de color que es directamente proporcional a la concentración del antioxidante, y la otra que son ensayos donde se hace la reacción de transferencia de un átomo de hidrógeno, donde se mide la actividad de los antioxidantes de eliminar los radicales peróxido. Existen diversos compuestos de ambos grupos, que son destinados

para determinar la capacidad de captar los radicales libres generados, entre ellos están ABTS, DPPH, DMPD, DMPO y FRAP, del primer grupo, y TRAP, ORAC y LPSC del segundo grupo (Kuskoski y col., 2005; Muller y col., 2011).

1.7.1 Ensayo DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil)

Es una técnica espectrofotométrica que utiliza la capacidad de la molécula de DPPH de robar el electrón como un radical libre, al ser atrapado este electrón por la molécula antioxidante, el DPPH pierde sus características de cromóforo, lo que repercute en una pérdida de intensidad de color púrpura que es directamente proporcional a la concentración del antioxidante. Este ensayo es muy utilizado por la estabilidad del DPPH, simplicidad, reproducibilidad y disponibilidad comercial. La absorción máxima de esta molécula es a los 515 nm (Esparza, 2011; Muller y col., 2011).

EL 2,2-difenil-1-picrilhidrazil se caracteriza por ser una molécula del tipo radical libre que es estable, ya que tiene la deslocalización de un electrón en toda la molécula y es por eso que la molécula no se dimeriza como es el caso de otros radicales libres. La deslocalización también hace que la molécula tenga un profundo color violeta (Figura 13).

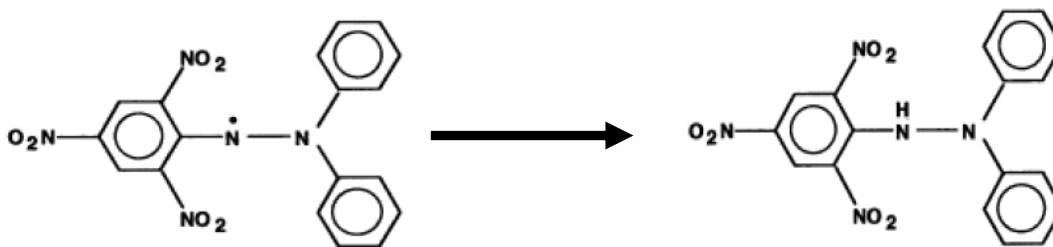


Figura 13. Imagen de la molécula de 2,2-difenil-1-picrilhidrazil de su forma oxidada a su forma reducida.

Cuando la solución de DPPH se mezcla con una sustancia que puede donar un átomo de hidrógeno, el DPPH pasa a su forma reducida y hay una pérdida de

color violeta. Dado que la molécula de DPPH siempre va a tender a robar los hidrógenos hay que tomar en cuenta el tipo de molécula a analizar, para conocer la relación estequiométrica, en el caso de la vitamina C, la cual tiene dos posibles hidrógenos por tomar, la relación sería 2:1, ya que se gastarían dos moléculas de DPPH para oxidar a una molécula de vitamina C por completo (Molyneux, 2004).

1.7.2 Ensayo de FRAP (Poder Antioxidante Reductor de Fierro)

Este método espectrofotométrico mide la absorción del complejo tripiridiltriazin-férrico ($\text{Fe}^{\text{III}} - \text{TPTZ}$) que es reducido a tripiridiltriazin-ferroso ($\text{Fe}^{\text{II}}-\text{TPTZ}$) a bajo pH, por la donación de un electrón de una molécula antioxidante. El color inicial de este compuesto en su forma oxidada es amarillo, y cuando se reduce a Fe^{II} el color cambia a un tono azul, el cual tiene su máxima absorción a 593 nm. Esta reacción no es selectiva, y cualquier molécula presente en el analito que logre una diferencia mínima de potencial positivo redox hará que la reducción del Fierro se lleve a cabo (Benzie y Straint, 1996).

1.8 Moléculas Antioxidantes

Las moléculas antioxidantes son capaces de retardar o prevenir la oxidación de otras moléculas, por medio de una reacción química en la que transfieren electrones de un agente reductor (cualquier molécula) a un agente oxidante (radicales libres). Estas reacciones pueden detener la producción de radicales libres, actuando como moléculas de sacrificio al donar el electrón, sin embargo estas no se convierten en radicales libres por su resonancia y así terminan la reacción en cadena (Rodríguez y col., 2001).

Las principales moléculas antioxidantes tienen abundantes electrones, y algunas de ellas son pigmentos como carotenoides y betalaínas, o incoloros como los Fenoles, vitaminas, péptidos, enzimas, coenzimas y cofactores, este último

porque aumenta la actividad de enzimas o son parte de ellas. Todas estas moléculas pueden actuar en sinergismo entre ellas para potencializar su poder antioxidante (Moya y Criado, 2009).

1.8.1 Betalaínas

El nombre de betalaínas surge del ácido betalámico, proveniente de *Beta vulgaris* (betabel), que fue el primer compuesto identificado de esta familia de pigmentos (Castellano-Santiago y Yahia, 2008). Estos pigmentos son una estrategia de las plantas para atraer a los polinizadores a sus flores y a los dispersores para sus frutos, además de que cuentan con propiedades antivirales y antimicrobiales, así como una buena capacidad antioxidante (Kanner y col., 2001;Moreno y col., 2002).

Las betalaínas son pigmentos de origen vegetal principalmente, almacenados en las vacuolas de las plantas (Moreno y col., 2002), también se han encontrado en animales y en algunos hongos. Son considerados metabolitos secundarios producidos por las plantas a través de la ruta del ácido shiquímico, a partir de la tirosina, generando compuestos que son nitrogenados, solubles en agua y tienen características de cromóforos con tonos de rojos a púrpuras y de amarillos a anaranjados (González, 2010).

Únicamente se encuentran en trece familias del orden Caryophyllales, en donde están incluidas las cactáceas. Existen dos importantes moléculas por su abundancia, que son las betacianinas (rojo-púrpura) y las betaxantinas (amarillo-anaranjado). Las betacianinas protegen a las plantas de los rayos UV. En general las betalaínas son excluyentes de las antocianinas, complementando el color en las frutas donde no hay betalaínas (Escribano y col., 1998).

Las betalaínas son compuestos antioxidantes que actúan en sinergia con otras moléculas, como son la vitamina C y E. Lo que les da la cualidad de compuesto

antioxidante es la capacidad de donar un electrón de su estructura en resonancia lo que es muy útil que se encuentre en los alimentos que ingerimos (Figura 14) (González, 2010).

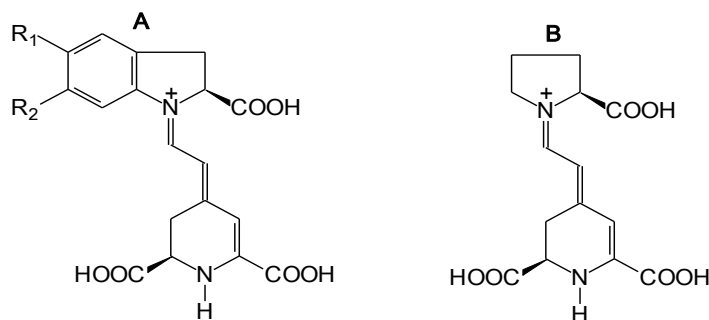


Figura 14. Estructuras de las betacianinas (Betanidina: R₁ = R₂ = OH; 5-O-glucosil betanidina: R₁ = glucosa, R₂ = OH) y B) de la indicaxantina.

1.8.1.1 Betalaínas presentes en los frutos de *Mammillaria spp.*

Se sabe que las cactáceas poseen betalaínas en sus frutos y otros tejidos. El caso de los chilitos de biznaga no es la excepción, en donde se han encontrado en un análisis por espectrometría de masas por electrospray hasta diez diferentes betalaínas, entre betacianinas y betaxantinas, además de una nueva betalaína la cual nombraron mammillarina por estar presente en varias especies del género (Wybraniec y Nowak, 2007).

1.8.2 Carotenoides

Los carotenoides son pigmentos lipofílicos, provenientes de los terpenoides. Estos compuestos están formados por ocho unidades de isopreno, 40 átomos de carbono, y se encuentran en hongos, algas, bacterias, insectos, aves, peces, crustáceos y diversos tejidos de plantas como frutos, raíces, tubérculos, semillas y flores (Meléndez y col., 2004; González, 2010).

Los carotenoides deben su acción de colorante poliénico que da aromas y coloraciones amarillas, anaranjadas y rojas, esto se debe a que estas moléculas

poseen un cromóforo de dobles enlaces conjugados en una cadena alifática ramificada. (Primo, 1995)

Existen más de 600 carotenoides identificados, los cuales se clasifican en dos subclases que dependen de la existencia de un enlace de oxígeno, que puede estar presente como: grupo hidroxilo, metóxilo, epoxi, carboxilo o carbonilo. A los que tienen este enlace se les llama xantofilas y a los que no, carotenos. Estas moléculas son sintetizadas en los cloroplastos y también pueden ser encontradas con clorofilas en las hojas y frutos verdes (Figura 15) (Meléndez y col., 2004; Yahia y Ornelas, 2010).

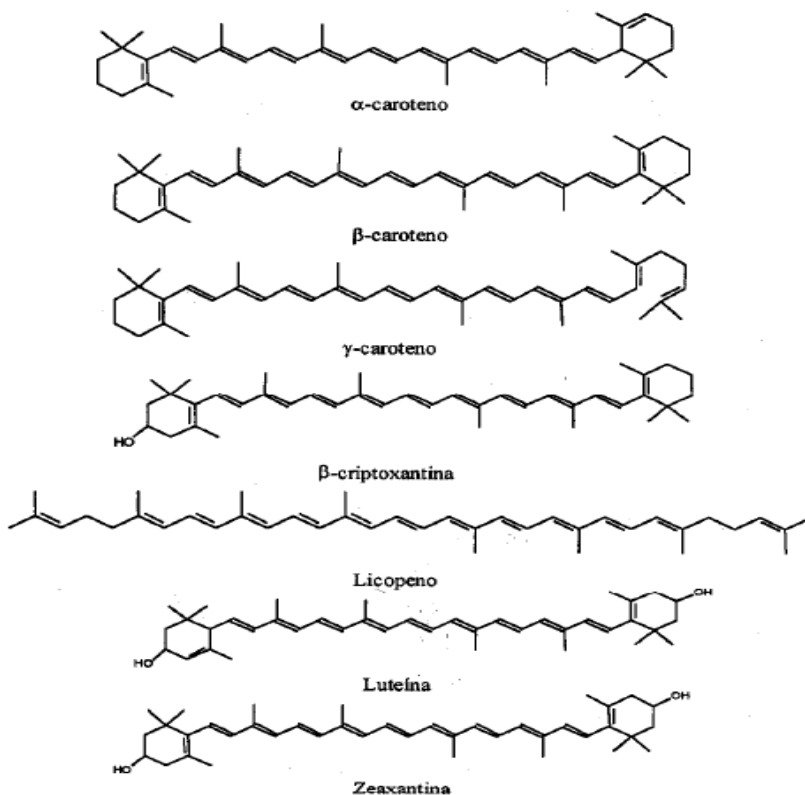


Figura 15. Estructuras de algunos carotenoides (Meléndez-Martínez, 2004).

Los carotenoides son muy consumidos en la dieta humana, por su gran abundancia en alimentos participan como micronutrientes mayoritarios, principalmente; β -caroteno, licopeno, luteína β -criptoxantina, zeaxantina y astaxantina, además su estructura en resonancia le permite donar un electrón a

un radical libre, dada la gran cantidad de dobles enlaces que tienen los carotenoides, lo que detendría la reacción en cadena que provocan estos radicales libres contra las células. Al igual que en los humanos los carotenos forman parte de las defensas antioxidantes de las plantas defendiéndolos de la fotooxidación y de los rayos UV (Johnson, 2002).

Estos compuestos son benéficos para los seres humanos, se ha visto que previenen enfermedades de los ojos, por la zeaxantina y luteína que absorben la nociva luz azul que penetra en el ojo. También contribuyen a prevenir algunos cánceres por la capacidad antioxidante que poseen dichas moléculas, principalmente el β -caroteno que tiene la cualidad de provitamina A, se ha visto que una ingesta de 15 a 50 mg/día es la necesaria para prevenir el desarrollo de las enfermedades mencionadas (Biesalski y col., 2007).

1.8.2.1 Carotenoides en *Mammillaria spp.*

No existen trabajos realizados en frutos de *Mammillaria spp.*, sin embargo se han encontrado en otros frutos como en el garambullo contenidos bajos de carotenoides por HPLC que no corresponden a β -caroteno, licopeno ni luteína (González, 2010).

1.8.3 Compuestos fenólicos

Los fenoles son compuestos producidos por el metabolismo secundario de las plantas, y tienen un gran beneficio para el hombre. Este grupo es uno de los más numerosos y abundantes en las plantas, se conocen aproximadamente 800 estructuras. Estas estructuras pueden ser moléculas simples, hasta moléculas altamente polimerizadas como son las ligninas (Esparza, 2011).

Los fenoles tienen mínimo un anillo bencénico y varios sustituyentes con 1 ó más grupos hidroxilo, mientras que hay otros que pueden ser variables, por

polimerizaciones como las ligninas. Además presentan una defensa contra procesos de oxidación, y tienen características de moléculas hidrosolubles las cuales se separan en dos grupos: flavonoides y no flavonoides (Martínez y col., 2002).

1.8.3.1 Flavonoides

Su nombre proviene de la palabra flavo, del latín *flavus* que significa “entre amarillo y rojo”. Sin embargo, los flavonoides hacen referencia a un grupo de pigmentos aromáticos y heterocíclicos, que están ampliamente distribuidos en las plantas, y han sido encontrados en más de dos mil especies. Se encuentran principalmente en sus frutos de colores vistosos como tunas, uvas, manzanas, cerezas, etc. (Escamilla y col., 2009) (Figura 16).

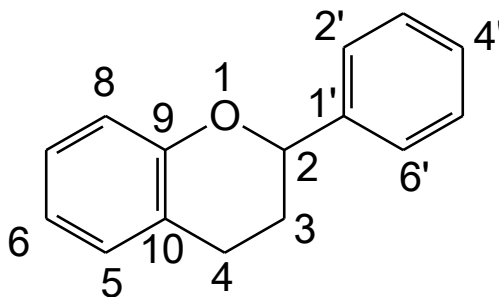


Figura 16. Imagen de la estructura básica de los flavonoides

Los flavonoides son compuestos fenólicos de bajo peso molecular que tienen un esqueleto común de difenil piranos, se encuentran generalmente en forma esterificada o glicosilada, consta de una estructura básica de 15 carbonos que tiene varias estructuras con capacidad antioxidante como los grupos hidroxilo en el anillo B, el doble enlace en la posición 2-3 en conjugación con un grupo 4-ceto del anillo C (Figura 11) (Martínez y col., 2002).

La actividad antioxidante de los flavonoides depende de sus grupos hidroxilo y de la relación que tengan las estructuras químicas de la molécula; como la

conjugación de los dobles enlaces, la estructura O-dihidroxi en el anillo B, que da estabilidad y ayuda en la deslocalización de los electrones, y los grupos 3-, 5-OH. Además tiene una gran capacidad de quelatar al hierro y metales de transición, esto es gracias a los grupos hidroxilo.

Los flavonoides tienen propiedades antiinflamatorias, antimicrobianas, antitrombóticas, antialérgicas, antitumorales, anticancerígenas y antioxidantes en humanos. En las plantas los flavonoides responden a la luz y controlan los niveles de auxinas reguladoras de crecimiento y diferenciación (Martínez y col., 2002; Kuskoski y col., 2005; Russo y Sánchez 2006; Escamilla y col., 2009).

Las moléculas más comunes de este grupo son la catequina, las quercetinas, el kaempferol, la epigenina, la naringenina, la luteína y sus correspondientes isómeros y glicósidos. La (+) catequina y la (-) epicatequina son los isómeros ópticos más comunes en la naturaleza.

Los flavonoides actúan en sinergismo con otras moléculas como la vitamina C y E, además de proteger a la vitamina E de la fotooxidación, también retiran el oxígeno reactivo, especialmente en las formas de superóxido, radicales hidroxilos y peróxidos lipídicos. Estas características hacen que la ingesta de alimentos que contengan flavonoides sea muy importante.

1.8.3.2 Compuestos fenólicos de *Mammillaria spp.*

Algunos estudios de compuestos fenólicos se han realizado en *Mammillaria spp.*, entre los cuales destacan perfiles fenólicos en el polen de estas plantas para hacer quimiotaxonomía, donde se han encontrado; 3-O-glicosilherbacetina, quercetina glicosilada y metilada, y glicosilcanferol (Almaraz y col., 2007).

2. HIPÓTESIS

El fruto de *Mammillaria* spp. es un alimento de alto valor nutraceútico debido a la cantidad de compuestos fitoquímicos y su capacidad antioxidante.

3. OBJETIVOS

3.1 General

Evaluar el contenido de fitoquímicos, capacidad antioxidante y aspectos físico-químicos de frutos de tres especies de biznagas de chilitos (*Mammillaria spp.*).

3.2 Específicos

- Evaluar el peso, tamaño y color de los frutos de *Mammillaria spp.*
- Determinar el contenido de los sólidos solubles totales, pH y acidez de los frutos.
- Determinar el contenido de fenoles, flavonoides, betalaínas y carotenoides totales.
- Determinar la capacidad antioxidante *in vitro*, por los ensayos de FRAP y DPPH.

4. METODOLOGÍA

4.1 Materiales

Colecta de Frutos de *Mammillaria spp.* Los frutos se colectaron en campo, en Querétaro en los municipios de Tolimán, Colón y San Juan del Río.

Los frutos a muestrear fueron de color intenso, lo que indicó su madurez, ya que ésta es la forma en que se colectan para su venta en los mercados locales.

Su colecta fue de forma manual directamente de la planta y los frutos se pusieron en bolsas de plástico con una etiqueta con su ubicación, el nombre de la especie, la fecha y se tomó material fotográfico. Se colocaron esas bolsas en una hielera y después se trasladaron al laboratorio para su preparación.

En el laboratorio, la muestra de cada especie se dividió en dos partes iguales, donde una fracción fue destinada a los análisis físicos y la otra a los fitoquímicos. Cada fracción se volvió a dividir en tres, y además los análisis fueron por triplicado.

4.1.1 Reactivos, estándares y solventes utilizados

Se obtuvieron los reactivos de J.T Baker (Baker Mallinckrodt, México): acetato de sodio, ácido acético glacial al 99.70%, ácido clorhídrico al 37.40%, ácido fórmico, cloruro de aluminio, hidróxido de sodio 98.3 %, nitrito de sodio, y por parte de la marca Aldrich (St. Louis. MO): el cloruro férrico hexahidratado al 97%, 2,2-difenil-1-picril-hidrazil (DPPH), Folin Ciocalteu 2N,2,4,6-tris(2-piridil)-5-triazin (TPTZ) al 98%.

Los estándares se obtuvieron de Sigma Aldrich (St. Louis. MO): ácido gálico, quercetina y el ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico (TROLOX)

al 97 %. Los solventes se obtuvieron de J.T. Baker (Baker Mallinckrodt, México) grado HPLC: metanol, ácido fórmico y agua destilada.

4.2 Métodos

4.2.1 Congelación, liofilización y determinación de humedad

Las muestras de los frutos de *Mammillaria spp.* se llevaron al laboratorio, donde se tomaron la mitad de las alícuotas obtenidas para las determinaciones físicas y la otra mitad fue para las pruebas fitoquímicas. Se colocaron en bolsas herméticas etiquetadas debidamente, después se congelaron con nitrógeno líquido y se almacenaron en un ultracongelador marca REVCO a -71° C. Después las muestras se sacaron del ultracongelador, se pesaron y se colocaron en frascos de liofilizadora Frezona 1 (Labconco Co., Kansas C., MO, EUA) durante 5 días. Pasados los 5 días, se calculó la humedad de la muestra, la cual se hizo tomando en cuenta el peso seco y se dividió entre el húmedo y se multiplicó por 100.

$$\% \text{ Humedad} = (\text{PS} / \text{PH}) \times 100$$

Donde:

PS= Peso seco de la muestra

PH= Peso húmedo de la muestra

4.2.2 Determinación de peso y tamaño

En cada muestreo se seleccionaron 10 frutos al azar, y se pesaron en una balanza

digital Explorer (OHAUS co., Nänikon, Suiza). Se midió el largo y el ancho en la

mitad del fruto con un vernier.

4.2.3 Determinación de color

Se midió el color el mismo día en que se colectaron las muestras; la medida se hizo

de una muestra de “chilitos”, la cual se homogeneizó en un mezclador de tejidos Ultra Turrax modelo T25 IKA Works (Laborerchnik Inc., Willmington, USA) hasta formar un puré, el cual se colocó sobre un plástico transparente y se midió tres veces el color, moviendo el puré entre cada medición.

Se utilizó un espectrofotómetro Minolta CM-2002 (Minolta Co., Tokio Japón) y el programa Spectra Match 3.3.7 para obtener los datos de los parámetros de color L^* , C^* , a^* , b^* y h° del sistema CIELAB. L^* es la luminosidad, o sea, qué tan claro u oscuro es el color, C^* es qué tan vivo es el color, a^* y b^* corresponden a L^* y representan los espacios uniformes de color (Figura 17), definidos por la CIE en 1976, y se refieren a las coordenadas del diagrama de cromaticidad y h° es el ángulo del color en los frutos de *Mammillaria spp.*

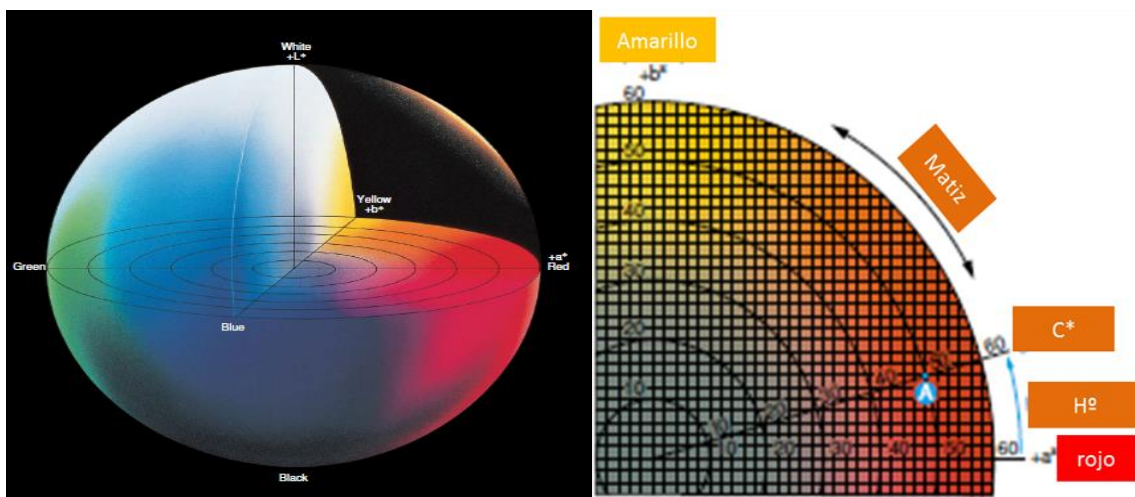


Figura 17. De lado izquierdo es una representación espacial de colores sólidos para L^* , a^* y b^* . Y de lado derecho es el diagrama de cromaticidad C^* y el ángulo de color h° .

4.2.4 Determinación de pH

El pH se midió en el puré que se hizo para la medición de color, y se hizo por triplicado. Se utilizó un instrumento Orión Research Digital pH / milivoltmeter 611.

4.2.5 Análisis de sólidos solubles totales y acidez

Se tomaron 5 g de pulpa fresca y se homogeneizó con 10 ml de H₂O destilada por un lapso de 3 min, empleando un mezclador de tejidos Ultra Turrax modelo T25 IKA Works (Laborerchnik Inc., Willmington, USA). Después, se centrifugó a 10,000 gravedades, a 25° C por 10 minutos en una centrífuga Hermlez 323 K (Labortechnik Inc., Wehing, Alemania).

A continuación se tomaron unas gotas del sobrenadante para evaluar los sólidos solubles totales (°Brix) mediante un refractómetro manual modelo ATC-1 (ATAGO, Tokio Japón). Se realizó la lectura por triplicado. Los cálculos para la determinación de los sólidos solubles totales (SST) se realizaron con la siguiente fórmula:

$$\text{SST} = \frac{(\text{SST de la muestra diluida}) (10 \text{ g de agua} + 5 \text{ g de "chilitos de biznaga"}) * 10}{5 \text{ g de "Chilitos de Biznaga"}}$$

La acidez se midió en 2.5 ml del sobrenadante, al cual se le agregaron 2.5 ml de H₂O mediante una titulación ácido-base con NaOH 0.0105 M y un indicador de fenolftaleína; la titulación se hizo por triplicado. Los cálculos que se realizaron para conocer la acidez fueron los siguientes:

$$C_1 = (V_2 C_2 * F_a / V_1) * DF * 100$$

Donde

V₁ = Volumen de la muestra de "chilitos de biznaga"

C1= Concentración de la muestra de “chilitos de biznaga”

V2= Volumen gastado de NaOH

C2= Concentración de NaOH

DF= Factor de dilución

Fa= Factor de acidez en base al ácido cítrico (0.064)

Los resultados se expresaron como acidez en equivalentes de ácido cítrico.

4.2.6 Determinación del contenido de betalaínas

Método de extracción

Se pesaron 0.5 g de muestra liofilizada y se agregaron 10 ml de agua destilada; se homogeneizó durante un minuto utilizando un mezclador de tejidos Ultra Turrax modelo T25 IKA Works (Laborerchnik Inc., Willmington, USA). Se mantuvo en reposo durante 10 minutos; después, se centrifugó a 12000 gravedades, a 15° C por 10 minutos en una centrífuga Hermlez 323 K (Labortechnik Inc., Wehing, Alemania). El extracto se decantó en otro recipiente y se hizo otro lavado con 10 ml de agua destilada; se agitó y se centrifugó por segunda ocasión y el extracto resultante se juntó con el primero.

Cuantificación de betalaínas totales

Para la cuantificación se llevó a cabo el procedimiento descrito por Castellanos-Santiago y Yahia (2008) con las modificaciones siguientes: se utilizó un espectrofotómetro UV/vis Beckman, USA equipado con UVWinlab V 2.85.04 software. El extracto se midió por triplicado en un espectro de absorción con longitudes de onda de 483 nm y 535 nm para betacianinas y betaxantinas, respectivamente.

El contenido de betacianinas (BC) se calculó con la siguiente ecuación:

$$BC \text{ (mg/g)} = [(A (DF) (MW) v_d / \epsilon L WD)]$$

Donde A es el valor de absorción, DF es el factor de dilución, v_d es el volumen total del extracto (ml), L es la longitud de celda (1cm), WD es el peso de la muestra, MW es el peso molecular de la betacianina y ϵ el coeficiente molar que para las betacianinas es MW = 550 g / mol; ϵ = 60000 L / (mol cm) en agua.

El contenido de betaxantinas (BX) se calculó con la siguiente ecuación:

$$BX \text{ (mg/g)} = [(A (DF) (MW) v_d / \epsilon L WD)]$$

En donde solamente cambia el coeficiente molar ϵ = 48,000 L / (mol cm) y MW = 308 g/mol, todo lo demás queda igual que la ecuación para betacianinas.

Las betalaínas totales (BT) se calcularon haciendo la sumatoria de betaxantinas y betacianinas.

$$BT \text{ (mg/g)} = BX + BC$$

4.2.7 Determinación de carotenoides totales

Extracción de carotenoides

Para la extracción se llevó a cabo el procedimiento como se reporta por Corral y col. (2008) con las siguientes modificaciones. Se pesaron 0.5 g de muestra liofilizada, por triplicado y se agregaron 10 ml de solvente lipofílico, que consta de hexano:acetona:tolueno:etanol en proporción (10:7:7:6); se homogeneizó durante un minuto utilizando un mezclador de tejidos Ultra Turrax modelo T25 IKA Works (Laborerchnik Inc., Willmington, USA). Posteriormente, se centrifugó a 19000 g por 10 minutos a 2 °C. El sobrenadante se decantó en otro recipiente y al residuo se le hizo otro lavado de 10 ml con el mismo solvente hidrofílico, y se repitió la extracción y se juntaron los extractos, apuntando el volumen de extracto final.

Cuantificación de carotenoides totales

Para la cuantificación, se llevó a cabo el procedimiento como se reporta por Corral y col. (2008) con las modificaciones siguientes: se utilizó un espectrofotómetro UV/vis Beckman, USA equipado con UV Winlab V 2.85.04 software. La absorción del extracto se midió por triplicado en un espectro de absorción con la longitud de onda de 450 nm. Se preparó una curva de calibración de β -caroteno con 0.008, 0.006, 0.004, 0.002, y 0.001 mg/ml, cuyas absorciones fueron también medidas a 450 nm.

4.2.8 Determinación del contenido de compuestos fenólicos

Extracción de compuestos fenólicos

Para la cuantificación, se llevó a cabo el procedimiento como se reporta por Corral y col. (2010) con las siguientes modificaciones. Se utilizaron 0.5 g de muestra y se agregaron 10 ml de solvente hidrofílico, que consta de 80% de metanol, 18% de agua y 2% de ácido fórmico; se homogeneizó durante un minuto utilizando un mezclador de tejidos Ultra Turrax modelo T25 IKA Works (Laborerchnik Inc., Willmington, USA). Se sonicó por 20 minutos en una sonicador Bransonic 2510 (Bransonic Ultrasonic Co., Danbury, CT). Posteriormente se centrifugó a 19,000 g por 10 minutos a 2 °C. El sobrenadante se decantó en otro recipiente y al residuo se le hizo otro lavado de 20 ml con el mismo solvente hidrofílico, se repitió la extracción y se juntaron los extractos, apuntando el volumen de extracto hidrofílico final.

Cuantificación de fenoles totales

Se utilizó una microplaca de 96 pozos. Las medidas se hicieron por triplicado y se puso en cada pozo los reactivos con el siguiente orden: 150 μ l de reactivo de Folin-Cilcateau 2N (diluido 1:10 con agua destilada), 30 μ l del extracto, 120 μ l de

Na_2CO_3 0.7 M y se dejó reaccionar por una hora en obscuridad. Después de la hora, se midió la absorbancia a 630 nm en un espectrofotómetro Dinex MRX microplate reader (Dinex Technol. Chantill, VA). La curva de calibración se realizó con ácido gálico en agua destilada, con diluciones de 0.1, 0.09, 0.08, 0.07, 0.06 y 0.05, y 0.04 mg/ml.

Cuantificación de flavonoides totales

Se utilizó una microplaca de 96 pozos. Las medidas se hicieron por triplicado. Se pusieron en cada pozo 300 μl de una solución que se preparó de la siguiente forma: 400 μl de agua destilada, 100 μl del extracto hidrofílico, 30 μl de NaNO_2 al 5% que se dejó reaccionar durante 5 minutos, 30 μl de AlCl_3 al 10% y se dejó reaccionar un minuto, 200 μl de NaOH 1 M, 240 μl de agua destilada para hacer un total de 1 ml. Se midió inmediatamente la absorbancia a 510 nm en un espectrofotómetro Dinex MRX microplate reader (Dinex Technol. Chantill, VA). La cuantificación se hizo por medio de una curva de calibración de catequina, con diluciones de 0.1, 0.05, 0.025, 0.0125, 0.00625 y 0.003125 mg/ml.

4.2.9 Determinación de la capacidad antioxidante

La capacidad antioxidante se determinó por dos ensayos diferentes, el ensayo DPPH (2,2-difenil-1-picril hidrazil) y el ensayo FRAP (poder antioxidante para la reducción del ion hierro). Ambos ensayos se hicieron por triplicado para cada muestra.

Para el ensayo de DPPH, se prepararon 50 ml de DPPH 100 μM . Se pesaron 1.97 mg de DPPH y se agregaron 50 ml de metanol; se midió la absorbancia a 490 nm, la cual fue de 1.00. Se tomaron alícuotas de 280 μl (por triplicado por cada submuestra) de la solución de DPPH y se colocaron en un pozo de las microplacas de lectura, luego se adicionó 20 μl del extracto hidrofílico y se dejó reaccionar la muestra en obscuridad. Pasado el tiempo, se midió la absorbancia

en un espectrofotómetro Dinex MRX microplate reader (Dinex Technol. Chantill, VA) a 490 nm.

Para la preparación del reactivo FRAP, se utilizó 50 ml de Buffer de acetatos (pH 3.7) 300 mM, 5 ml de TPTZ (2,4,6-tripiridil-2-triazina) a 10 mM en 40 mM de ácido clorhídrico y 5 ml de cloruro férrico hexahidratado 20 mM en agua grado HPLC. Para el ensayo, se utilizaron 280 μ l del reactivo FRAP y se colocaron en un pozo de las microplacas de lectura y 20 μ l del extracto hidrofílico. Se dejaron reaccionar durante 30 minutos en obscuridad y después se midió la absorbancia en un espectrofotómetro Dinex MRX microplate reader (Dinex Technol. Chantill, VA) a 630 nm.

La cuantificación para ambos ensayos se realizó a través de una curva de calibración de TROLOX hecha para cada ensayo y con las siguientes concentraciones: 0.1, 0.08, 0.06, 0.04, 0.02, 0.01 mg/ml.

4.2.10 Análisis estadístico

El análisis que se requirió para los datos fue una comparación de medias por la prueba de Tukey, utilizando el programa la cual se usa idealmente cuando todas las muestras son del mismo tamaño de datos; además, no es necesario tener un control para comparar, y permite hacer la comparación entre todos los grupos de datos (Sylvan y col., 1980). En el presente estudio, los datos analizados por esta prueba de Tukey se hicieron con un alfa igual a 0.05 para saber si había o no diferencias significativas entre los grupos de datos de las distintas especies de *Mammillaria*.

5. RESULTADOS

5.1 Humedad

El contenido de humedad en los chilitos de biznagas es mayor del 70%. De las tres especies, los frutos de *M. parkinsonii* tuvieron la mayor humedad (81.80 ± 0.13 %), mientras que entre *M. magnimamma* (77.85 ± 0.19 %) y *M. compressa* (78.04 ± 0.86 %) no hubo diferencia significativa (Figura 18).

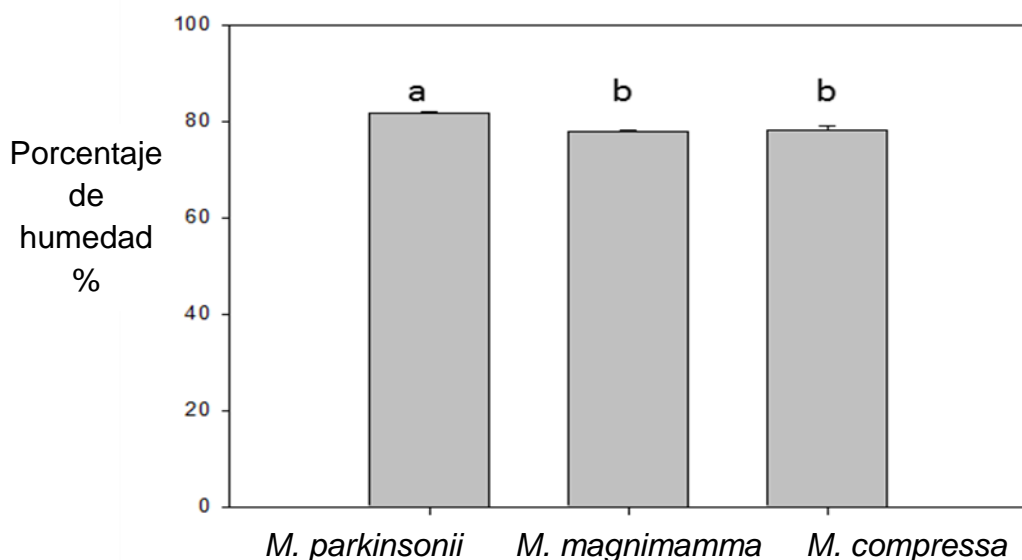


Figura 18. Gráfico de barras donde se muestra el promedio y la desviación estándar del porcentaje de la humedad de los frutos de *Mammillaria spp.*, las letras diferentes significan que hay una diferencia significativa con un $\alpha = 0.05$ según la prueba de Tukey.

5.2 Peso y tamaño

El tamaño del fruto de las especies de *Mammillaria* es muy variable aún dentro de la misma especie. En el caso de *Mammillaria parkinsonii* se encontró que el promedio del largo del chilito es de 1.76 ± 0.20 cm, para *M. compressa* el largo fue de 2.05 ± 0.30 cm que es mayor que *M. parkinsonii* y para *M. magnimamma* se encontró un largo de 2.97 ± 0.37 cm que es significativamente mayor que las otras dos especies. En cuanto al ancho del fruto no hubo diferencias

significativas entre *M. magnimamma* (0.84 ± 0.28 cm) y *M. compressa* (0.69 ± 0.08 cm), mientras que *M. parkinsonii* (0.42 ± 0.07 cm) tuvo el valor más bajo de las tres especies. *M. magnimamma* tuvo el fruto con mayor peso 0.70 ± 0.17 g, entre *M. compressa* 0.44 ± 0.10 g y *M. parkinsonii* 0.18 ± 0.05 g también hubo diferencias significativas (Figura 19).

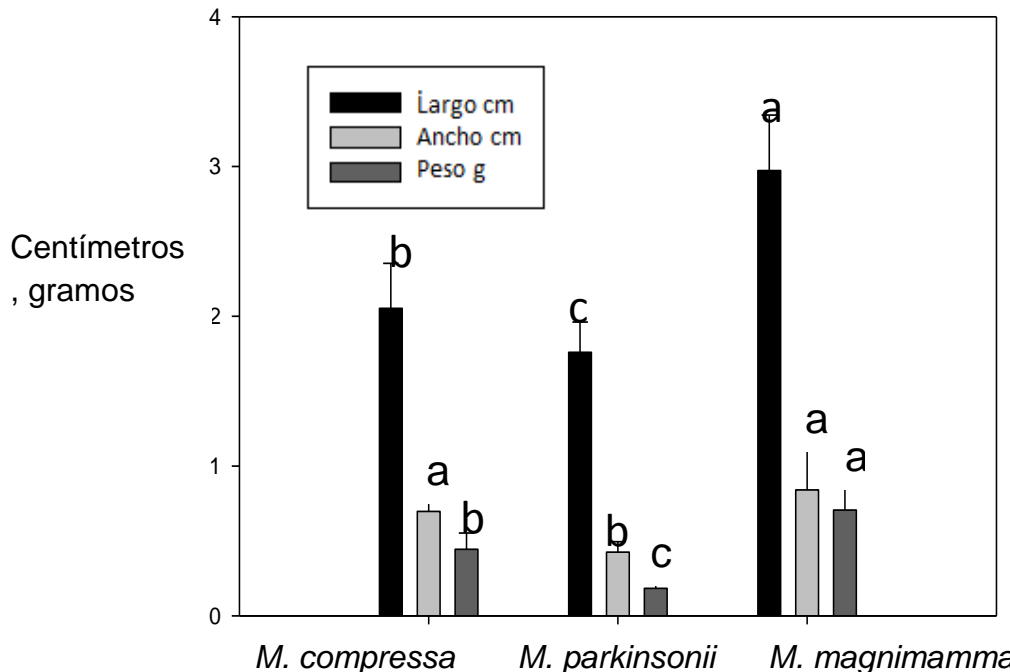


Figura 19. Gráfico de barras del promedio con desviación estándar del tamaño (largo y ancho) y el peso de *Mammillaria spp.* donde las letras diferentes significan que hay una diferencia significativa con un $\alpha = 0.05$ según la prueba de Tukey.

5.3 Color

En la determinación de color, el valor de luminosidad (L^*) en la muestra de *M. parkinsonii* fue de 41.33 ± 1.76 y fue el más brillante significativamente, mientras que *M. magnimamma* tuvo 19.99 ± 2.64 y *M. compressa* 18.24 ± 1.38 y no presentaron diferencias significativas. En el parámetro de (a^*) *M. parkinsonii* tuvo 25.32 ± 2.78 , *M. magnimamma* 41.94 ± 3.16 y *M. compressa* tuvo 46.50 ± 1.14 ; todas presentaron diferencias significativas. En el parámetro de (b^*), *M. parkinsonii* tuvo 0.62 ± 0.05 , *M. magnimamma* tuvo 9.91 ± 1.80 y *M. compressa* 25.45 ± 3.04 , aquí también hubo diferencias significativas entre las tres especies.

El promedio del ángulo del color (h°) de *M. parkinsonii* fue de 357.98 ± 0.90 , el de *M. magnimamma* fue de 13.29 ± 2.18 y el de *M. compressa* fue de 28.65 ± 3.16 , y todos son diferentes significativamente.

Según la rueda de color (Figura 28), estos resultados nos indican que *M. parkinsonii* se encuentra cerca del tono rojo purpúreo, que *M. magnimamma* está en el rojo y *M. compressa* está en un rojo parecido a *M. magnimamma* pero tiende ligeramente más al anaranjado.

5.4 pH y acidez

En la muestra de *M. parkinsonii*, se obtuvo un promedio de pH de 3.19 ± 0.02 , en *M. magnimamma* fue de 3.50 ± 0.07 y en *M. compressa* fue de 3.35 ± 0.05 , siendo todos diferentes significativamente. Entre estas tres especies, *M. parkinsonii* fue la que tuvo el pH más bajo y *M. magnimamma* el más alto (Figura 20).

El promedio de la acidez en base a ácido cítrico de *Mammillaria parkinsonii* es de 0.64 ± 0.03 %, en *M. magnimamma* fue de 0.55 ± 0.01 % y en *M. compressa* fue de 0.65 ± 0.03 %. Los frutos de *M. parkinsonii* y *M. compressa* son los más ácidos al no presentar diferencia significativa contra los de *M. magnimamma*.

5.5 Análisis de los sólidos solubles totales (°Brix)

La alícuota de *M. parkinsonii* presentó un contenido de sólidos solubles totales (SST) de 8.70 ± 0.60 °Brix, *M. magnimamma* tuvo 13.30 ± 0.62 y *M. compressa* tuvo 12.10 ± 0.75 . *M. magnimamma* y *M. compressa* no tuvieron diferencias significativas y *M. parkinsonii* si, la cual tiene las menores concentraciones de SST de las tres (Figura 20).

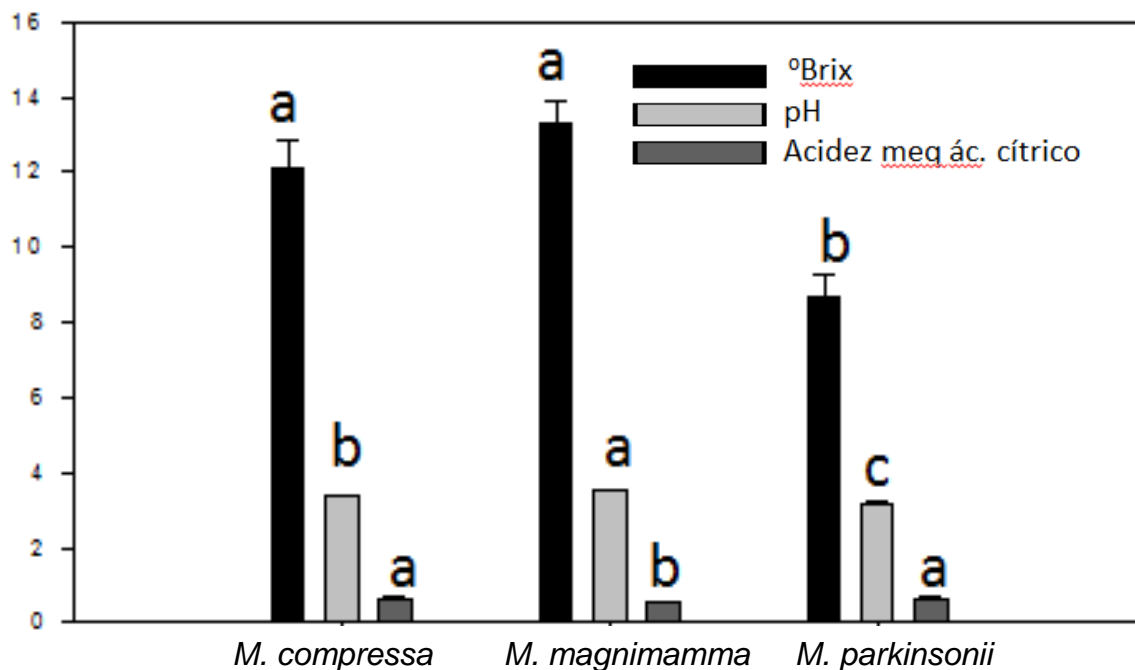


Figura 20. Gráfico de barras del promedio y desviación estándar de los °Brix, pH y acidez de los frutos de *Mammillaria spp.* donde las letras diferentes significa que hay una diferencia significativa con un $\alpha = 0.05$ según la prueba de Tukey.

5.6 Betalaínas totales.

La muestra de *Mammillaria parkinsonii* dio un contenido de betalaínas totales de 31.62 mg / 100g pf, en una proporción de betaxantinas del 54.46% y de betacianinas del 45.54% con valores de 17.22 ± 0.98 mg /100 g pf y 14.40 ± 2.49 mg /100 g pf respectivamente, en *M. magnimamma* se encontró el contenido más alto de betalaínas totales de las tres especies 43.96 ± 1.35 mg / 100g pf, y tiene una proporción de 45.29 % de betacianinas y 54.7 % de betaxantinas, con valores de 19.91 ± 0.21 mg /100 g pf y 24.05 ± 1.14 mg /100 g pf respectivamente. En *M. compressa* se obtuvo un valor de betalaínas totales de 28.86 ± 2.44 mg /100 g pf, con una proporción de betacianinas del 45.46 % y de betaxantinas de 54.53 % y los valores son 13.12 ± 0.32 mg /100 g pf y 15.74 ± 0.12 mg /100 g pf respectivamente, no se encontró diferencia significativa de *M. compressa* con *M. parkinsonii* y si con *M. magnimamma* (Figura 21).

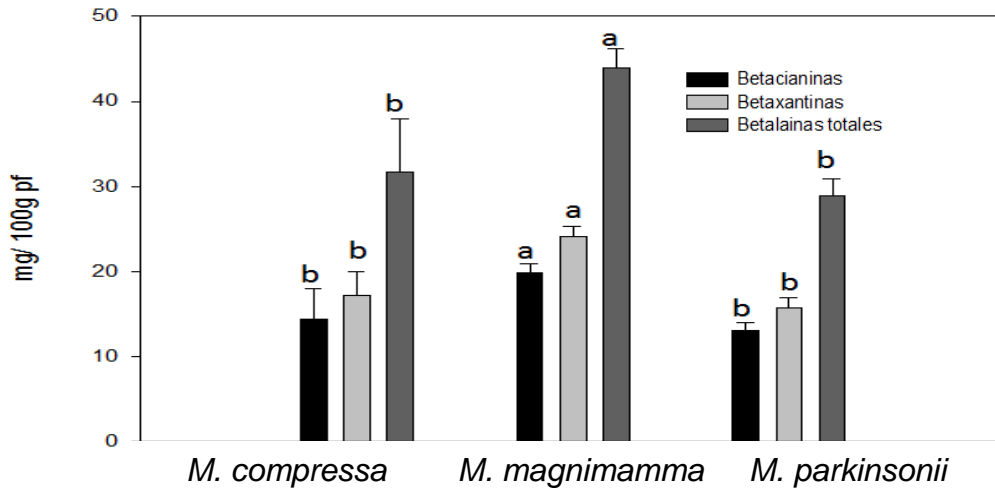


Figura 21 Gráfico de barras del promedio y desviación estándar de las betacianinas, betaxantinas y betalaínas totales de los frutos de *Mammillaria spp.* donde las letras diferentes significa que hay una diferencias significativas con un $\alpha = 0.05$ según la prueba de Tukey.

5.7 Carotenoides totales.

El contenido en general de carotenoides en las cactáceas es el más bajo comparando con otros fitoquímicos. La muestra de *M. parkinsonii* tuvo un valor de 0.58 ± 0.07 mg / 100 g pf, *M. magnimamma* tuvo un valor de 0.70 ± 0.09 mg / 100 g pf y *M. compressa* tuvo 0.62 ± 0.13 mg / 100 g pf y ninguna fue significativamente diferente (Figura 22).

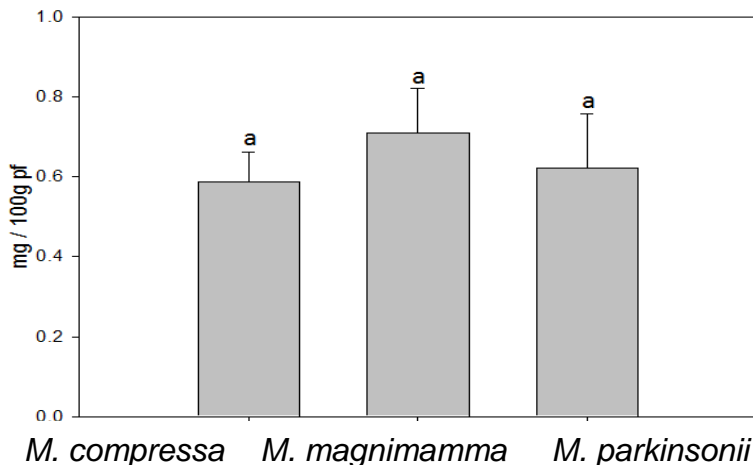


Figura 22 Gráfico de barras del promedio y desviación estándar de los carotenoides totales en mg /100 g pf de los frutos de *Mammillaria spp.* donde las letras diferentes significan que hay diferencias significativas con un $\alpha=0.05$ según la prueba de Tukey.

5.8 Compuestos fenólicos

5.8.1 Fenoles totales

El contenido de fenoles totales en la muestra de *M. parkinsonii* fue de 173.62 ± 18.38 mg EAG/ 100g pf, en *M. magnimamma* fue de 248.74 ± 29.23 EAG/ 100g pf y en *M. compressa* fue de 232.11 ± 21.26 EAG/ 100g pf, por lo que *M. compressa* y *M. magnimamma* no presentaron diferencias significativas y con *M. parkinsonii* si, siendo *M. parkinsonii* la que presenta la menor concentración de fenoles totales en sus frutos (Figura 23).

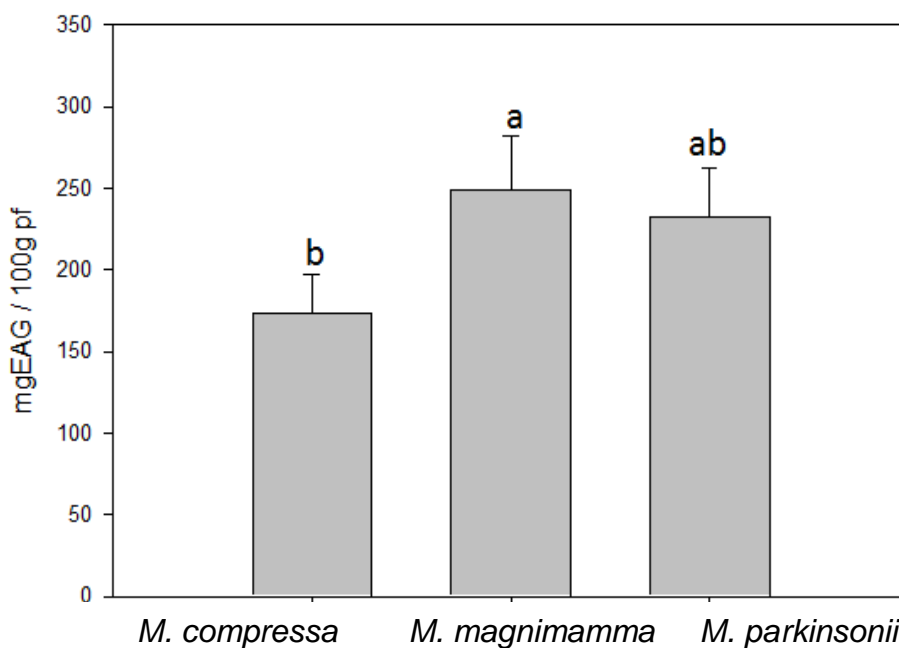


Figura 23 Gráfico de barras del promedio y desviación estándar de los Fenoles totales (mg eq. de ácido gálico / 100g pf) de los frutos de *Mammillaria spp.* donde las letras diferentes significan que hay diferencias significativas con un $\alpha = 0.05$ según la prueba de Tukey.

5.8.1 Flavonoides totales

La concentración de flavonoides totales del fruto de *M. parkinsonii* fue de 1.54 ± 0.72 mg EC/ 100g pf, en *M. magnimamma* fue de 6.6 ± 1.81 mg EC/ 100g pf y para *M. compressa* fue de 3.33 ± 2.3 mg EC/ 100g pf, siendo *M. magnimamma* la

que tiene la mayor concentración de flavonoides, y *M. parkinsonii* y *M. compressa* no presentaron diferencias significativas (Figura 24).

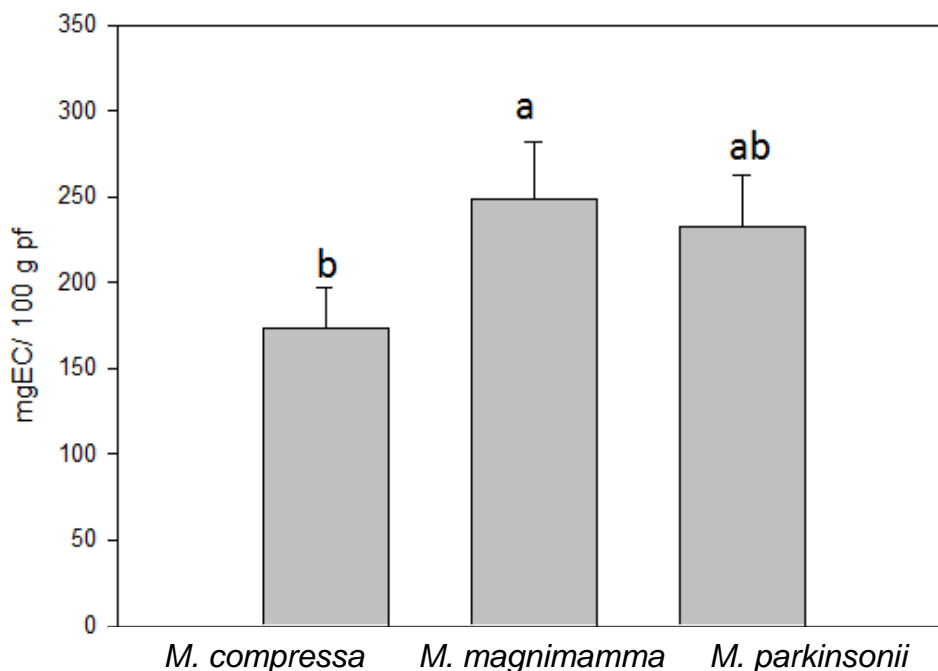


Figura 24 Gráfico de barras del promedio y desviación estándar de los flavonoides totales (mg de Eq de Catequina / 100g pf) de los frutos de *Mammillaria spp.* donde las letras diferentes significa que hay una diferencias significativas con un $\alpha=0.05$ según la prueba de Tukey.

5.9 Capacidad antioxidante

5.9.1 Capacidad antioxidante de los chilitos por el ensayo de DPPH

Los frutos de *M. parkinsonii* presentan en este ensayo una capacidad antioxidante de 95.12 ± 9.33 mg ET / 100g pf, *M. magnimamma* presenta concentraciones de 128.76 ± 13.87 mg ET / 100g pf y *M. compressa* de 109.29 ± 11.2 mg ET / 100g pf, siendo y *M. compressa* no presentan diferencias significativas en capacidad antioxidante y entre y *M. magnimamma* si hay diferencias, sin embargo entre *M. parkinsonii* y *M. compressa* tampoco hay diferencias significativas entre sí (Figura 25).

5.9.2 Capacidad antioxidante de los chilitos por el ensayo de FRAP

En el ensayo de FRAP *M. parkinsonii* tuvo una capacidad antioxidante de 164.66 ± 8.86 (mg ET/ 100 g pf), mientras que *M. magnimamma* obtuvo 196.92 ± 14.74 (mg ET/ 100 g pf) y *M. compressa* tuvo 189.17 ± 23.32 (mg ET/ 100 g pf). En el análisis estadístico se observan los mismos resultados en el ensayo de FRAP que con el ensayo de DPPH; entre *M. parkinsonii* y *M. compressa* así como entre *M. magnimamma* y *M. compressa* no hay diferencia significativa en CAO, mientras que entre *M. parkinsonii* y *M. magnimamma* si hay diferencias significativas en CAO (Figura 28).

Con estos dos ensayo de CAO se puede determinar que las especies de *Mammillaria* que tiene la mayor capacidad antioxidante son la *Mammillaria magnimamma* y *Mammillaria compressa*.

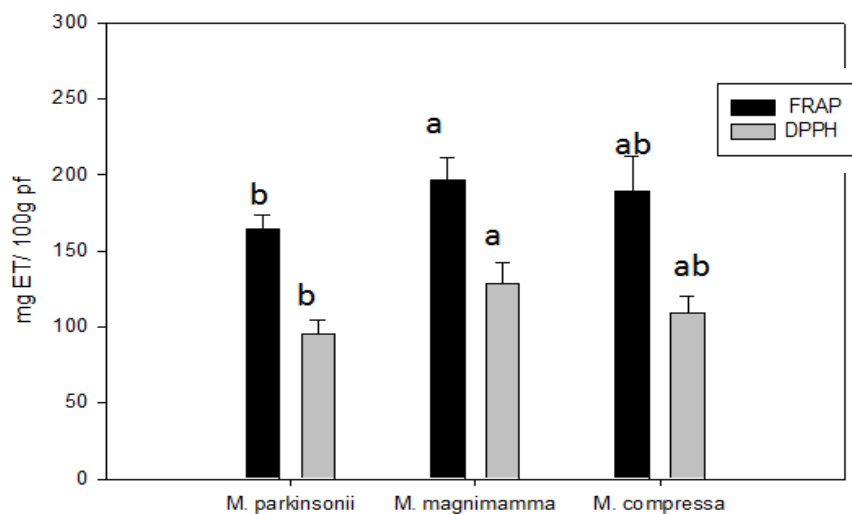


Figura 25 Gráfico de barras del promedio y desviación estándar de la capacidad antioxidante (mg Eq de TROLOX / 100g de pf) de los frutos de *Mammillaria spp.* donde las letras diferentes significa que hay una diferencias significativas con un *M. compressa* *M. magnimamma* *M. parkinsonii*

6. DISCUSIÓN

6.1 Humedad

No se tienen datos de estudios realizados anteriormente en los frutos de estas especies de *Mammillaria* con respecto a la humedad. Sin embargo, los análisis coinciden con los datos de otros frutos de la familia Cactaceae, sea el caso de la pitahaya (*Hylocereus* spp.) con 88.9 % (Esparza, 2011), que coincide con el valor reportado por Liaotrakoon y col., (2013) que tiene un valor de 89.07 % para *Hylocereus undatus* y de 89.99 % para *H. polyrhizus*, Corral- Aguayo y col. (2008) trabajaron con tuna (*Opuntia* spp.) y obtuvieron 80.53 %, en (*Opuntia ficus-indica*) 87.1 % en la variedad “Blanca” y 87.8 % en la variedad “Amarilla”; en el garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) se tiene un rango entre 75.5 y 84.4 % (González, 2010), este fruto es el que tiene una humedad similar a la de los chilitos de biznagas.

Los frutos de *Mammillaria* spp. y *Myrtillocactus* spp. son los que tienen el menor contenido de agua en comparación con los otros frutos de cactáceas, esto se puede deber a que sus funículos no se ensanchan de agua y azúcares los de las semillas como en frutos como la tuna, pitaya, etc. (Scheinvar, 2004)

6.2 Peso y tamaño

Para *M. parkinsonii* se registró casi el doble de largo de lo que indica la descripción botánica del fruto, donde se menciona que mide sólo 1 cm (Scheinvar, 2004), mientras que del ancho y el peso del fruto no hay registro; para *M. magnimamma*, la descripción dice que de largo mide 2 cm y de ancho 4 mm, siendo 1 cm más largo y el doble de ancho de lo que se registró en los frutos colectados para el presente estudio; en *M. compressa* se dice que de largo los frutos miden hasta 2.5 cm y 7 mm de ancho que es un valor de longitud más alto que el obtenido en este trabajo, y de ancho se obtuvo el mismo valor.

En otros frutos de cactáceas como en la pitaya, Campos-Rojas y col. (2011) midieron el tamaño y peso de los frutos de pitayas de distintos colores (amarilla, blanca, morada y roja) y obtuvieron un rango en la longitud polar de 5.62 a 8.10 cm y de diámetro ecuatorial un rango de 4.75 a 6.67 y un rango en el peso de la pulpa de 73.25 a 131.0 g.

Los frutos del género *Mammillaria* son mucho menores en cuanto a peso y tamaño que otros frutos de cactáceas como tuna, pitaya y pitahaya; sin embargo, es parecido en tamaño, mas no en forma, al fruto del garambullo.

6.3 Color

Los parámetros de (L^*), (a^*) y (b^*) nos llevan a tres diferentes espacios de color, uno para cada especie. Los frutos de *M. parkinsonii* fueron de un color que es una mezcla del rojo y el azul que genera tonalidades ligeramente púrpuras; *M. magnimamma* fue rojo intenso y *M. compressa* fue un color rojo púrpura, muy parecido al de *M. magnimamma* (Figura 26). Sin embargo, aún no se ha tomado en cuenta los parámetros de (C^*) y (h°) que afectan el color final del fruto.



Figura 26 Espacios de color de los parámetros (L^*), (a^*) y (b^*) para las tres especies de *Mammillaria* obtenidos con un calculador (Logicol, 1994)

En la descripción botánica Scheinvar (2004) menciona el color de los frutos de *Mammillaria* spp., el fruto de *M. parkinsonii* es descrito de color anaranjado rojizo, cosa que no puede ser, porque en tal caso, (b^*) debe ser un valor positivo y es negativo; para *M. magnimamma*, está descrito que los frutos son de color rojo purpúreo, lo cual está cerca del tono rojo vino que señalan los parámetros

de color; y para *M. compressa* está descrito que el fruto es de color rojo claro, en el presente trabajo se midió un color rojo purpúreo, contrario a lo dicho en la descripción.

El parámetro de saturación (C^*), que se refiere a qué tan vivo o apagado es el color, para *M. parkinsonii* 25.37 ± 2.82 , para *M. magnimamma* 43.12 ± 3.23 y para *M. compressa* 53.00 ± 1.32 . Todos son de colores diferentes significativamente, siendo *M. compressa* la que tiene el fruto con la mayor intensidad, luego sigue *M. magnimamma* y por último *M. parkinsonii*.

Los parámetros de color (C^*) y (L^*) nos ayudan a ubicar en un plano cartesiano las diferencias que hay en las tres especies de *Mammillaria* (Figura 27).

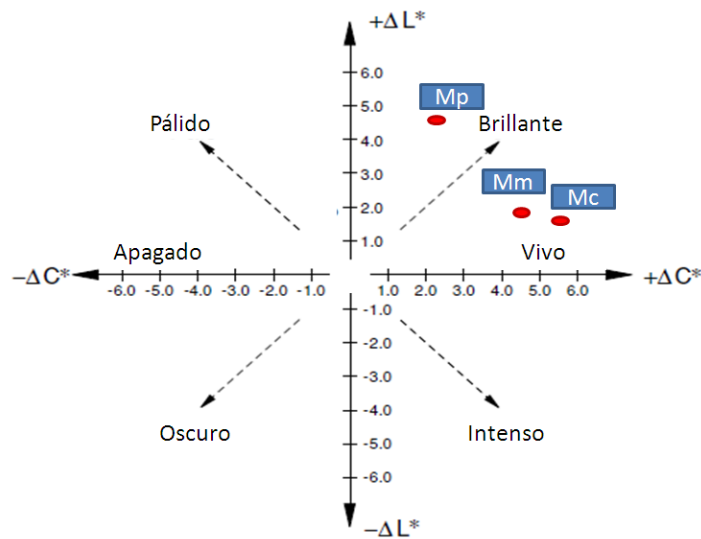


Figura 27. Ubicación en el plano cartesiano de los parámetros C^* y L^* de las tres especies de *Mammillaria*.

En comparación con otros frutos de cactáceas, el color del fruto de *Mammillaria* spp. es de mayor saturación (C^*); El de la pitahaya blanca (*Hylocereus* sp.) que tiene valores de 2.87 y 3.14, que el garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) que tiene entre 9.9 y 16.1, y que la tuna (*Opuntia ficus-indica* M. cv Milpa Alta) que tiene 14.68, y algunas especies como *M. magnimamma* y *M. compressa* están

en el rango de la pitahaya rosa (*Hylocereus sp.*) que tiene entre 43.69 y 48.03 (Scheinvar, 2004; Corral-Aguayo y col., 2008; Esparza, 2011; González, 2010).

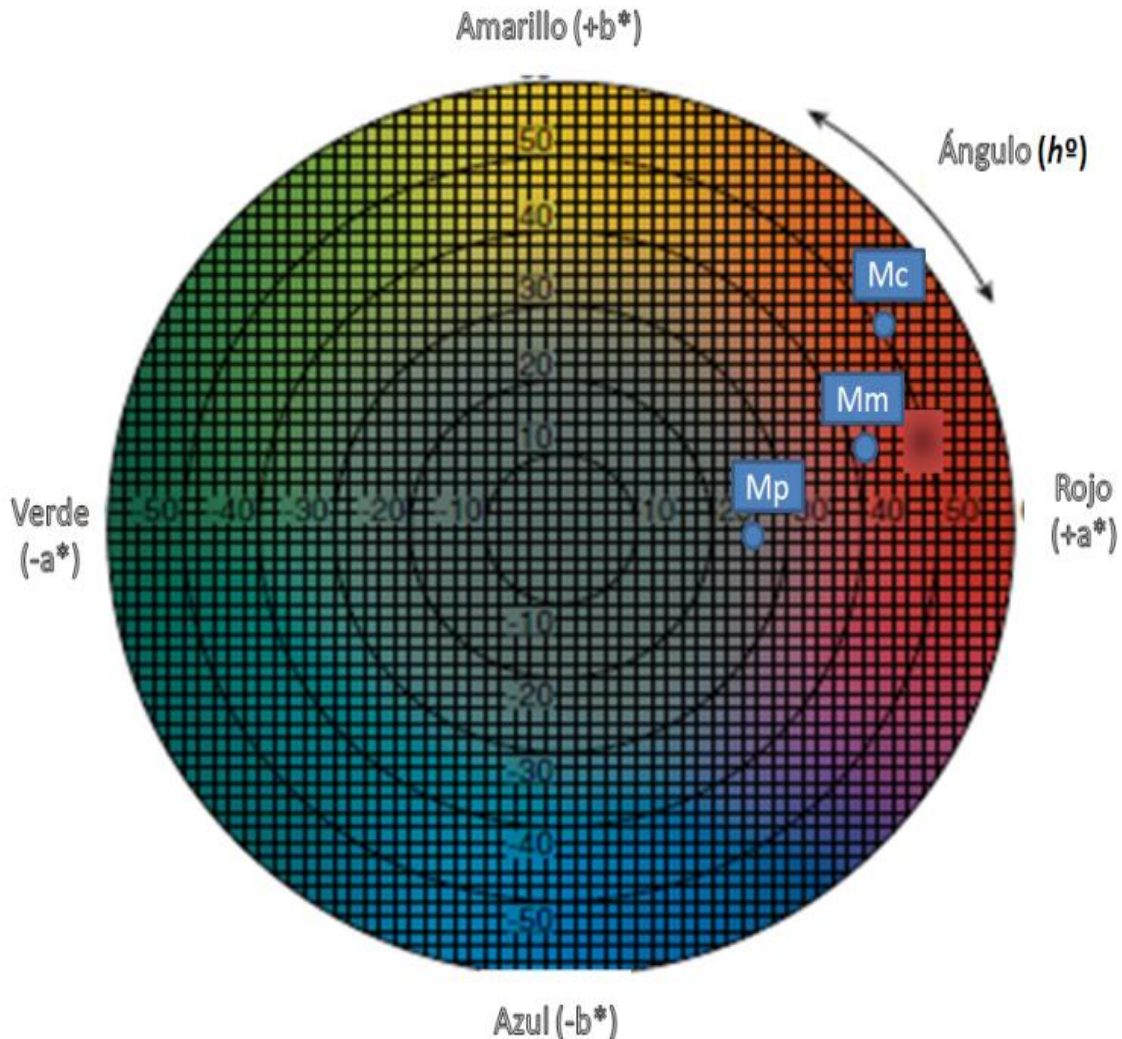


Figura 28. Rueda de color donde se muestra el lugar donde se posicionan los frutos de biznagas de chillitos según los parámetros de (a^*) y (b^*). *M. parkinsonii* **Mp**, *M. magnimamma* **Mm** y *M. compressa* **Mc**.

6.4 pH y acidez

Las especies del género *Mammillaria* tienen el pH más bajo junto con el fruto del garmbullo (*Myrtillocactus geometrizans*) el cual fue de 3.47 a 3.9 de acuerdo con González (2010), siendo estos los únicos que están en el rango de pH de las *Mammillaria spp.* Los demás frutos de cactáceas son de un pH menos ácido; en

la tuna (*Opuntia ficus-indica*), Sawaya y col. (1983) encontraron un pH de 5.75, mientras que Stintzing y col. (2005) encontraron en 3 cultivares de *Opuntia ficus-indica* valores de pH de 6.5 en el cultivar de tuna verde, de 6.3 en el de tuna naranja, de 5.6 en el de tuna roja y de 6.3 en *Opuntia robusta*. Grurrieri y col. (2000) mencionan un pH de 6.4 y 6.5 como la tuna de cultivar verde del experimento de Stintzing y col. (2005); mientras que Esparza (2011) menciona que en la pitahaya (*Hylocereus spp.*) el pH es de 3.7 a 5.3 el cual se acerca al límite inferior de pH de las *Mammillaria spp.* y coincide con Liaotrakoon y col. (2013) que menciona un pH de 4.57 en *Hylocereus undatus* y de 4.40 en *Hylocereus polyrhizus*; Lozano (2011) realizó una tesis sobre el fruto de pitaya (*Stenocereus griseus*) donde el pH de este fruto fue de 5.8 ± 0.01 y Campos-Rojas y col. (2011) encontraron mediciones de pH más bajos en 4 frutos de pitayas (*Stenocereus spp.*) de diferentes colores que están en el rango de 4.10 a 4.25. Estos valores reflejan que los frutos de *Mammillaria spp.* tienen un pH más bajo que la mayoría de los frutos de cactáceas comestibles.

6.5 Análisis de los sólidos solubles totales (°Brix)

Comparando con otros frutos de cactáceas comestibles como; la tuna (*Opuntia ficus-indica*) Grurrieri y col. (2000) obtuvieron una acidez en el jugo de tuna de 0.02% es de 0.18%; en pitahaya (*Hylocereus undatus*) es de 0.038%; en 4 especies de pitaya (*Stenocereus spp.*) Campos-Rojas y col. (2011) encontraron un rango de acidez de 0.25 a 0.28%. Por lo que se puede ver claramente que las *Mammillaria spp.* tienen un pH bajo y una acidez elevada en comparación los demás frutos, y esto es una característica que le agrada a la gente que los consume, y que los describe como “chilitos aciditos” (Centurión y col., 2008; González, 2010; Guzmán y col., 2010; Esparza, 2011).

Otros frutos de cactáceas comestibles como la pitahaya (*Hylocereus undatus*) tiene un valor de 10.10 °Brix de acuerdo con Esparza (2011) que es menor que el valor de *M. magnimamma* y *M. compressa*.

En la tuna (*Opuntia ficus-indica*) Sawaya y col. (1983) obtuvieron un valor de 14.2 °Brix, mientras que en el mismo fruto, Yahia y Mondragón-Jacobo (2011) analizaron 10 cultivares y líneas en donde encontraron un rango de SST de 11.60 ± 0.40 °Brix en *Opuntia streptacantha* hasta 15.30 ± 0.61 °Brix en *Opuntia robusta*. Stintzing y col. (2005) analizaron 3 cultivares de *Opuntia ficus-indica*, en el cultivar de tuna verde obtuvo 14.2 °Brix, en la tuna anaranjada 12.6 °Brix y en la tuna roja 14.8 °Brix y en *Opuntia robusta* 12.8 °Brix que tiene una tuna color morado y difiere con lo obtenido por Yahia y Mondragón-Jacobo (2011), aunque Nerd y col. (1991) observaron que con fertilización y sequías cortas en cultivos de verano los SST son de 12.8 ± 0.02 °Brix y en cultivos de invierno son de 11.8 ± 1.2 °Brix, por lo que estos SST puede variar dependiendo de las condiciones del cultivo, y comparando con las especies de *Mammillaria*, se observa que están en el rango de SST de la tuna , y que hay casos de tunas muy dulces como *O. robusta*, entre otras.

En el garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) González (2010) y Guzmán y col. (2010) midieron los SST que van del rango de los 11.7 hasta 34.5 °Brix, lo cual deja muy por debajo a los frutos de chilitos de biznagas.

En el caso del fruto de pitaya (*Stenocereus griseus*) Lozano (2011) menciona que tiene 10.26 ± 0.115 °Brix y Campos-Rojas y col. (2011) midieron los SST de 4 variedades de pitayas y obtuvieron un rango de 9.75 a 11.0 °Brix. Siendo los frutos de *Mammillaria spp.* más dulces que la pitahaya, pitaya y algunas tunas, y menos dulces en comparación con garambullo y algunas especies de tuna. Sin embargo su dulzura es suficiente para funcionar como un fruto atractivo para el paladar humano y para cumplir con estrategias por dispersión de aves y mamíferos (Novoa y col., 2005).

Los aspectos fisicoquímicos están resumidos para su fácil apreciación. Se identificó que *Mammillaria magnimamma* tiene los resultados más sobresalientes en la mayoría de los aspectos a caracterizar de los frutos, perfilándose como la *Mammillaria* que tiene las mejores características fisicoquímicas (Cuadro 2).

Cuadro 2. Aspectos fisicoquímicos de los frutos de *Mammillaria* spp.

Determinación	<i>Mammillaria parkinsonii</i>	<i>Mammillaria magnimamma</i>	<i>Mammillaria compressa</i>
Humedad (%)	81.80 ± 0.13 a	77.85 ± 0.19 b	78.04 ± 0.86 b
Peso (g)	0.18 ± 0.05 c	0.70 ± 0.17 a	0.44 ± 0.10 b
Tamaño			
Largo (cm)	1.76 ± 0.20 c	2.97 ± 0.37 a	2.05 ± 0.30 b
Ancho (cm)	0.42 ± 0.07 b	0.84 ± 0.28 a	0.69 ± 0.08 a
Color			
Saturación (C*)	25.37 ± 2.82 c	43.12 ± 3.23 b	53.00 ± 1.32 a
Brillantes (L*)	41.33 ± 1.76 a	19.99 ± 2.64 b	18.24 ± 1.38 b
Ángulo de color (h°)	357.98 ± 0.90 a	13.29 ± 2.18 c	28.65 ± 3.16 b
(a*)	25.32 ± 2.78 c	41.94 ± 3.16 b	46.50 ± 1.14 a
(b*) (-)	0.04 ± 1.7 c	9.91 ± 1.80 b	25.45 ± 3.04 a
SST (°Brix)	8.70 ± 0.60 b	13.30 ± 0.62 a	12.10 ± 0.75 a
pH	3.19 ± 0.02 c	3.50 ± 0.07 a	3.35 ± 0.05 b
Acidez (Eq. Ácido cítrico)	0.64 ± 0.03 a	0.55 ± 0.01 b	0.65 ± 0.03 a

Los resultados son fuente de tres muestras de cada especie, en el caso del color se tomaron cuatro mediciones. Los resultados tienen ± desviación estándar y los que tienen diferente letra son significativamente diferentes con un $\alpha = 0.05$, según la prueba de Tukey.

6.6 Betalaínas totales.

En otros frutos de cactáceas como el garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*), González (2010) encontró valores de betalaínas totales de 23.3 ± 2.0 mg / 100g pf en un estado de madurez parecido al colectado en esta tesis, sin embargo, al congelar los frutos sus betalaínas aumentaron a 42.02 ± 0.02 mg / 100g pf, siendo este último valor menor todavía al de *M. magnimamma*, que fueron los frutos más sobresaliente en betalaínas totales. Además en el garambullo la

mayor cantidad de betalaínas se debe a las betacianinas mientras que en los frutos de *Mammillaria spp.* hay una mayor cantidad de betaxantinas que de betacianinas.

En tuna Stintzing y col. (2005) analizaron las betaxantinas y betacianinas de 3 cultivares de *Opuntia ficus-indica* en donde el cultivar de tuna color verde dio 0.4 ± 0.02 mg/L (equivalentes de incaxantina) y 0.1 ± 0.01 mg/L (equivalentes de betanina), en la tuna color anaranjada 76.3 ± 0.38 mg/L (equivalentes de incaxantina) y 6.6 ± 0.04 mg/L (equivalentes de betanina), en la tuna color roja 67.9 ± 0.19 mg/L (equivalentes de incaxantina) y 120.0 ± 0.44 mg/L (equivalentes de betanina) y en *Opuntia robusta* que es color púrpura 195.8 ± 0.46 mg/L (equivalentes de incaxantina) y 431.0 ± 1.04 mg/L (equivalentes de betanina) la cual fue la de mayor contenido de betalaínas totales.

En un experimento con 10 cultivares y líneas Yahia y Mondragón-Jacobo (2011) encontraron un rango aproximado de $6000 \mu\text{g} / 100\text{g}$ pf de betalaínas totales en *Opuntia robusta*, lo cual coincide con Stintzing y col. (2005), y de $1000 \mu\text{g} / 100\text{g}$ pf de *Opuntia ficus-indica* var. "Roja Lisa". El contenido de betalaínas totales de *Opuntia robusta* que es la que tiene la mayor cantidad de betalaínas totales, tiene un contenido mucho menor que el de los frutos de *Mammillaria spp.*, los cuales tiene un valor mínimo en este estudio de $28\ 860 \mu\text{g} / 100\text{g}$ pf. Castellar y col. (2003) encontraron por técnicas en CLAR que en *Opuntia stricta* no se detectó presencia de betaxantinas, sin embargo tiene una cantidad elevada de betaninas e isobetaninas de $80\text{ mg} / 100\text{g}$ pf, este valor de dos veces la concentración del de betalaínas totales de *Mammillaria magnimamma* que fue la más sobresaliente en este estudio.

En la pulpa de los frutos de pitahayas (*Hylocereus spp.*), la pitahaya blanca y rosa tienen un contenido de betalaínas totales de 0.92 y $0.44\text{ mg} / 100\text{g}$ pf respectivamente, y ambas tienen casi la misma proporción, 2.16% y 4.54% , pero más de betaxantinas que betacianinas, los frutos de *Mammillaria spp.* tienen

una concentración más elevada que la pulpa de pitahaya, sin embargo, en el caso de los chilitos el pericarpelo también es comestible y analizado, y en los otros frutos sólo se come la pulpa (Esparza, 2011).

El tipo de betalaínas tiene una gran relación con el color de los frutos de cactáceas, por ejemplo; la pitahaya rosa tiene un ángulo de color (h°) de 342.59° pero su proporción en porcentaje de betacianinas/betaxantinas es contrario a lo que debería de proyectar en cuanto al color, esto se puede deber a la influencia que tiene el tipo de betacianinas del fruto, ya que también en el fruto de *Mammillaria parkinsonii* las betaxantinas fueron mayores y sin embargo el ángulo del color está orientado hacia el rojo-púrpura y no al amarillo-anaranjado como indica la bibliografía (Escribano y col., 1998; González, 2010; Guzmán y col., 2010; Esparza, 2011).

La concentración de betalaínas parece tener una relación inversamente proporcional al contenido de humedad de los frutos de *Mammillaria* spp. (Alemán y col. (2010), sin embargo el análisis de correlación no indicó tal relación, puede que se necesiten más datos para que se pudiera ver una tendencia. La prueba se hizo mediante el coeficiente de Pearson.

6.7 Carotenoides totales

Mientras que en otros frutos de cactáceas como en el garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) la concentración de carotenoides es de 2.44 ± 0.026 mg /100g pf, en la tuna variedad "Blanca cristalina" (*Opuntia albicarpa*) es de 0.04 ± 0.01 mg /g pf, en el fruto de una Pitahaya silvestre en Brasil (*Selenicereus C.F. setaceus*) se encontraron valores de 0.0106 mg /100g pf. Haciendo la comparación con éstos, los frutos de *Mammillaria* spp. sólo son mayores en concentración que la pitahaya (*Selenicereus C.F. setaceus*) (Hernández-Pérez y col., 2005; Torres y col., 2009; González, 2010).

6.8 Compuestos fenólicos

Haciendo la comparación de fenoles totales de los chilitos de biznagas con otros frutos de cactáceas se encontró que Torres y col. (2009) en una Pitahaya silvestre en Brasil (*Selenicereus C.F. setaceus*) encontraron valores de 22.89 mg / 100 pf, que son concentraciones menores que las existentes en los chilitos de biznaga, pero Rebecca y col. (2010) encontraron en otro tipo de pitahaya (*Hylocereus polyrhizus*) que por métodos de Cromatografía Líquida de Alta Resolución (CLAR) tiene valores de 172.258 ± 34.032 mg EAG / g, que son valores más altos que los contenidos en los chilitos de biznaga; González (2010) encontró en el garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) concentraciones de 198.00 ± 0.79 mg / 100g pf, Beltrán-Orozco y col. (2008) hallaron en los frutos de pitaya roja (*Stenocereus stellatus*) valores de 1384.3 ± 10.4 mg EAG / 100 g ps; y Stintzing y col. (2005) en 3 cultivares de *Opuntia ficus-indica* encontró 242 ± 13.4 mg EAG /L en la tuna verde, 247 ± 23.1 mg EAG /L en la tuna anaranjada, 335 ± 19.3 mg EAG /L en la tuna roja y 660 ± 35.8 mg EAG /L *Opuntia robusta* que es color morada. Esto nos indica que los frutos de *Mammillaria spp.* tienen más concentración de fenoles totales que la pitahaya silvestre de Brasil y el garambullo, y tienen menor concentración que, la pitaya roja y los cultivares de tuna.

En la comparación de flavonoides totales de los chilitos de biznagas con otros frutos de cactáceas se encontró que en la pulpa de tuna (*Opuntia lindheimeri*) se obtuvieron por CLAR concentraciones de 93.5 ± 12.4 µg / g pf, sin embargo la extracción se hizo únicamente con metanol; González (2010) en el fruto de garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) cuantificó por CLAR los flavonoides más comunes, siendo la suma de concentraciones de flavonoides de 17.1 mg / 100g pf. Además en la pitahaya Rebecca y col. (2010) cuantificaron por CLAR el total de flavonoides en equivalentes de catequina y obtuvo concentraciones de 2.3 ± 0.40 mg / g catequina, lo cual nos dice que los chilitos de *Mammillaria*

parkinsonii tienen concentraciones muy reducidas de flavonoides en comparación con los demás frutos de cactáceas.

En los Frutos de *Mammillaria spp.* se obtuvo que los compuestos más abundantes son los fenoles totales y los menos abundantes fueron los carotenoides totales. A estos fenoles se les puede atribuir gran parte de la capacidad antioxidante medida mediante los ensayos de FRAP y DPPH.

6.9 Capacidad antioxidante

Los frutos de otras cactáceas como la pitahaya Rebecca y col. (2010) poseen valores en equivalentes de vitamina C de 2.9 ± 0.4 mM EVC / g ps; En *Opuntia spp.* se ha encontrado en distintos tejidos del joconostle (*O. joconostle*) que el % de inhibición del fruto completo es de 59.35 ± 0.55 %, mientras que en *Mammillaria spp.* hay un rango de 43.65 a 48.50 % de inhibición de que es menor al del xoconostle (Osorio-Esquivel y col., 2011); en la pitahaya (*Hylocereus undatus*) se han encontrado valores de 17.56 ± 0.56 μ g GA / g y en otra especie de pitahaya (*Hylocereus polyrhizus*) se encontró 22.65 ± 0.67 μ g GA / g (Liaotrakoon y col., 2013) estos valores son menores que los obtenidos con *Mammillaria spp.*; González (2010) encontró en el garambullo concentraciones de 6644.5 ± 464.9 μ mol ET/100g pf, y en *Mammillaria magnimamma* (la especie con mayor capacidad antioxidante) se obtuvo una concentración menor de 514.16 μ mol ET/100g pf.

Los resultados fisicoquímicos se muestran todos agrupados para reconocer fácilmente que *Mammillaria magnimamma* tiene características sobresalientes también en la parte fitoquímica (Cuadro 3).

Cuadro 3. Contenido de fitoquímicos en los frutos de *Mammillaria spp.*

	<i>Mammillaria parkinsonii</i>	<i>Mammillaria magnimamma</i>	<i>Mammillaria compressa</i>
Betalaínas totales (mg /100g pf)	31.62 ± 3.47 b	43.96 ± 1.35 a	28.86 ± 0.44 b
Betacianinas	14.40 ± 2.49 b	19.91 ± 0.21 a	13.12 ± 0.32 b
Betaxantinas	17.22 ± 0.98 b	24.05 ± 1.14 a	15.74 ± 0.12 b
Carotenoides totales (mg / 100g pf)	0.5875 ± 0.07a	0.7092 ± 0.095 a	0.62 ± 0.13 a
Fenoles totales (mg EAG / 100g pf)	173.62 ± 18.38 b	248.74 ± 29.23 a	232.11 ± 21.26 ab
Flavonoides totales (mg EC / 100g)	1.54 ± 0.72 b	6.6 ± 1.81 a	3.33 ± 2.3 ab

Los resultados son fuente de tres muestras de cada especie, cada una analizada por triplicado, en el caso de fenoles y flavonoides totales además se hicieron las reacciones por triplicado. Los resultados tienen ± desviación estándar y los que tienen diferente letra son significativamente diferentes $\alpha = 0.05$ según la prueba de Tukey.

7. CONCLUSIONES

Los chilitos de *Mammillaria* spp. fueron caracterizados como pequeños y su coloración es de las más intensas en comparación con los frutos comestibles de cactáceas.

Los frutos tienen la humedad, el pH y la acidez más baja entre los frutos de cactáceas más comercializados y comestibles (garambullo, pitaya, pitahaya y la tuna), y sus SST están presentes en suficiente proporción con la acidez para que el fruto sea consumido por la gente.

Se recomienda el consumo de estos frutos típicos de México por las determinaciones de fitoquímicos y capacidad antioxidante que tienen *in vitro*, y pueden ser considerados como un alimento de alto valor nutraceútico, que puede ayudar a prevenir enfermedades

M. magnimamma es la especie que reúne las mejores características fisicoquímicas y fitoquímicas de las tres especies analizadas, y puede ser importante para la explotación comercial de sus frutos en zonas áridas marginadas y rurales, ya que sus frutos tienen un peso y tamaño mayor que las otras especies, tiene el fruto más dulce, presenta una coloración muy intensa, tiene el pH más alcalino y la menor acidez, además tienen la mayor concentración de betalaínas, fenoles totales, flavonoides y capacidad antioxidante *in vitro*, también es de muy fácil propagación sexual y asexual, es un cultivo de poca agua comparado con los cultivos comerciales, y es muy ampliamente distribuida en México, por lo que tiene buena adaptabilidad a distintos ecosistemas. Además su consumo puede ayudar a remediar algunos problemas que tienen las *Mammillaria* spp. como la cultura de su consumo, prioridad en su propagación y así evitar la extinción de estas especies tan valiosas.

8. REFERENCIAS

Almaraz AN, Da Graca CM, Delgado AA, Ávila RA, Naranjo JN, Herrera CJ, Tomatas FA, Almeida AJ, Vieira A. Fenoles del polen de *Stenocactus*, *Echinocereus*, y *Mammillaria* (cactaceae). Polibotánica **2007**;23:37-55.

Beltrán-Orozco MC, Oliva-Coba TG, Gallardo-Velázquez T, Osorio-Revilla G. Ascorbic acid, phenolic content, and antioxidant capacity of red, cherry, yellow and White types of pitaya cactus fruit (*Stenocereus stellatus* Riccobono). Agrociencia **2008**;43:153-162.

Benzie IF, **Strain JJ**. The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": The FRAP assay. Anal. Biochem, **1996**;239:70-76.

Biesalski HK, Grimm P, Nowitzki S. Nutrición texto y atlas. Buenos aires: Editorial panamericana, **2007**: 380.

Bravo H. Las cactáceas de México. Segunda Edición. Univ. Nac. Autónoma de México, **1978**; Vol 3:643.

Bravo H, **Scheinvar L**. El interesante mundo de las cactáceas. 2a edición. D.F.: Fondo de Cultura Económica, **1999**:233.

Campos-Rojas E, Pinedo-Espinoza JM, Campos-Montiel RG, Hernández-Fuentes AD. Evaluación de plantas de pitaya (*Stenocereus spp.*) de poblaciones naturales de Monte Escobedo, Zacatecas. Revista Chapingo. Serie Horticultura, **2011**;17(03):173-181.

Castellanos-Santiago E, **Yahia KE**. Identification and quantification of betalains from the fruits of 10 mexican prickly pear cultivars by high-performance liquid chromatography and electrospray ionization mass spectrometry. J Agric Food Chem., **2008**;56:5758-5764.

Castellar R, Obón JM, Alacid M, Fernández-López JA. Color properties and stability of betacyanins from Opuntia Fruits. J. Agric. Food Chem., **2003**;51(09):2772-2776

Centurión YA, Solís PS, Saucedo VC, Báez SR, Sauri DE. Cambios físicos, químicos y sensoriales en frutos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) durante su desarrollo. Rev. Fitotec. Mex., **2008**;31(01):1-5.

Corral–Aguayo R, Yahia E, Carrillo–López A, González–Aguilar G. Correlation between some nutritional components and the total antioxidant capacity measured with six different assays in eight horticultural crops. J Agric Food Chem, **2008**;56:10498–10504.

Correa-Betanzo J, Jacob KJ, Pérez-Pérez C, Paliyath G. Effect of a sodium caseinate edible coating on berry cactus fruit (*Myrtillocactus geometrizans*) phytochemicals. Food Research International, **2011**;44:1897-1904.

Escamilla J, Cuevas ME, Guevara FJ. Flavonoides y sus acciones antioxidantes. Revista de la Facultad de Medicina UNAM, **2009**;52(2):73-75.

Escribano J, Pedreño M, García F, Muñoz R. Characterization of the antiradical activity of betalains from beta vulgaris roots. Phytochemical analysis, **1998**;9:124–127.

Esparza MF. Caracterización fisicoquímica y fitoquímica de la pitahaya (*Hylocereus spp.*). Celaya Gto: Instituto tecnológico de Celaya, **2011**:13-2.

García AO, Aparecida SA, de Souza L. Flower morpho-anatomy in *Epiphyllum phyllanthus* (cactaceae). Revista Mexicana de Biodiversidad, **2010**;81:65-80.

García BFJ. Biología y botánica programada de la asignatura. [Monografía en internet]. Valencia, Universidad Politécnica de Valencia, **2003** [(consultado 2012, 08, 03]. Disponible en: www.euita.upv.es/varios/biologia/Temas/tema_11.htm#LasPlantasCAM.

González NC. Caracterización físico-química del fruto de garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*). Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro, **2010**: 5-22.

Gurrieri S, Miceli L, Lanza M, Tomaselli F, Bonomo RP, Rizzarelli E. Chemical characterization of sicilian prickly pear (*Opuntia ficus-indica*) and perspectives for storage of its juice. J. Agric.Food Chem., **2000**;48(11):5424-5431.

Guzmán MS, Herrera HG, Hernández LD, Reynoso CR, Guzmán TA, Vaillant F, Brat P. Physicochemical, nutritional and functional characteristics of two

underutilized fruit cactus species (*Myrtillocactus*) produced in Mexico. Food Chemistry, **2010**;121:381-286.

Hans K, Biesalski P, Grimm P, Nowitzki S. Nutrición texto y atlas. Madrid: Editorial Panamericana, **2007**:360.

Hernández-Pérez T, Carrillo-López A, Guevara-Lara F, Cruz-Hernández A, Paredes-López O. Biochemical and nutritional characterization of three prickly pear species with different ripening behavior. Plant Foods for Human Nutrition, **2005**;60:195-200

Hirawan R, Yuin WS, Arntfield SD. Antioxidant properties of commercial, regular- and whole-wheat spaghetti. Trust Beta Food Chemistry, **2010**;119(1):258–264.

Harpke D, **Peterson A**. Non-concerted ITS evolution *Mammillaria* (cactaceae). Mol Phylogenet Evol, **2006**; 41(03):579-593.

Johnson EJ. The role of carotenoids in human health. Nutrition in clinical care **2002**;5(2):56-65.

Kanner J, Harel S, Granit JR. Betalains a new class of dietary cationized antioxidants. Agric Food Chem **2001**;49(11):5178–5185.

Kuskoski EM, Asuerol AG, Troncosol AM, Mancini FJ y Fett R. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. Cienc Tecnol Aliment **2005**;25(4).

Liaotrakoon W, De Clereq N, Van HV, Van de Walle D, Lewille B, Dewettinck K. Impact of thermal treatment on physicochemical, antioxidative and rheological properties of White-flesh and red-flesh dragon fruit (*Hylocereus spp.*) purees. Food Bioprocess Technol, **2013**;6:416-430.

Logicol. S.R.L. <http://www.easyrgb.com/index.php?X=CALC#Result>

Loza-Cornejo S, Terrazas T, López-Mata L. Fruits, seeds and germination in five species of globose cactaceae (Cactaceae). Interciencia, **2012**;37(03):197-203.

Lozano PLMC. Estudio de la viabilidad de *Lactobacillus casei* Shirota en una gelatina de pitaya (*Stenocereus griseus* H.). México D.F., **2011**:88.

- Luna MC, Aguirre RR.** Clasificación tradicional, aprovechamiento y distribución ecológica de la pitaya mixteca en México. *Revista de Ciencia y Tecnología de América*, **2001**;26(001):18-24.
- Martínez FS, González GJ, Culebras JM, Tuñón MJ.** Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutr Hosp*, **2002**;17(06):271-278.
- Marzocca A.** Nociones básicas de taxonomía vegetal. San José, Costa Rica: IICA, **1985**:272.
- Matill HA.** Antioxidants. *Annu Rev Biochem*, **1947**;16:177-192.
- Meléndez MAJ, Vicario MI, Hereida FJ.** Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. *ALAN*, **2004**; 54(02).
- Meléndez-Martínez AJ, Vicario MI, Hereida FJ.** Importancia nutricional de los pigmentos carotenoides. *ALAN*, **2004**; 54 (02).
- Molyneux P.** The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *JSci Technol*, **2004**;26(02):211-219.
- Moreno A, Vilorio MJM, Belén CA, Douglas R.** Degradación de betalaínas en remolacha (*Beta vulgaris* L.) estudio cinético. *Revista Científica*, **2002**;07(02).
- Moya MM, Criado DC.** Vitaminas y Antioxidantes. Saned. Madrid, **2009**:6-22.
- Muller L, Fröhlich K, Böhm V.** Comparative antioxidant activities of carotenoids measured by ferric reducing antioxidant power (FRAP), ABTS bleaching assay (α TEAC), DPPH assay and peroxy radical scavenging assay. *Food Chemistry*, **2011**;129(01):139-148.
- Nerd A, Karady A, Mizrahi Y.** Out-of-season prickly pear: fruit characteristics and effect of fertilization and short droughts on productivity. *HortScience*, **1991**;26(5):527-529.
- Novoa S, Ceroni A, Arellano C.** Contribución al conocimiento de la fenología del cactus *Neoraimondia arequipensis* subsp. *Roseiflora* (werdermann & Backeberg) Ostozala (Cactaceae) en el valle del Río Chillón, Lima-Perú. *Ecol. Apl.*, **2005**;4(01-02):35-40.
- Pérez GR, Vargas SR.** Actividad antiurolitiásica del extracto acuoso de *Mammillaria compacta* en ratas. *Revista Salud Pública y Nutrición*, **2006**;7(04):10.

Osorio-Esquivel O, Alicia-Ortiz-Moreno, Álvarez BV, Dorantes-Álvarez L, Giusti MM. Phenolics, betacyanins and antioxidant activity in *Opuntia joconostle* fruits. Food Research International, **2011**;44:2160-2168.

Pineda AD, Salucci M, Lázano R, Madani G, Ferro-Luzzi A. Capacidad antioxidante y potencial de sinergismo entre los principales constituyentes antioxidantes de algunos alimentos. Revista Cubana de Alimentos y Nutrición, **1999**;13(2):104-11.

Pinkava DJ, **McLeod M**. Chromosome numbers in some cacti of western north America. Brittonia, **1971**; 23:171-176.

Primo YE. Química orgánica básica y aplicada: De la molécula a la industria. España: Editorial REVERTÉ, **1995**;2:1263.

Rebecca OPS, Boyce AN, Chandran S. Pigment identification and antioxidant properties of red dragon fruit (*Hylocereus polyrhizus*). Afr. J. Biotechnol., **2010**;9(10):1450-1454.

Rodríguez PJM, Menéndez LJR, Trujillo LY. Radicales libres en la biomedicina y estrés oxidativo. Revista Cubana de Medicina Militar, **2001**;30(01).

Russo M, Sánchez RO. Los flavonoides en la terapia cardiovascular. Rev Costar Cardiol, **2006**;8(1).

Sawaya WN, Khatchadourian H A, Safi W M, Al-Muhamma H M. Chemical characterization of prickly pear pulp, *Opuntia ficus-indica*, and the manufacturing of prickly pear jam. International Journal of Food Science & Technology, **1983**;18(02):183-193.

Scheinvar L. Flora cactológica del Estado de Querétaro. Distribución y riqueza. Distrito Federal: Fondo de cultura económica, **2004**:390.

Soto G, Yahia EM. Antioxidants compounds and postharvest treatments. Horticultura, **2002**;160(3):48-54.

Stintzing FC, **Carle R**. Cactus stems (*Opuntia spp.*): A review on their chemistry, technology, and uses. Molecular Nutrition & Food Research **2005**;49:175:194.

Stintzing FC, Herbach KM, Mosshammer MR, Carle R, Yi WG, Sellappan S, Akoh CC, Bunch R, Felker P. Color, Betalain pattern, and antioxidant properties of cactus pear (*Opuntia spp.*) clones. J Agric Food Chem, **2005**;53:442-451.

Taiz L, Zeiger E. Plant Physiology. Estados Unidos: Benjamin/Communings Publishing Company, **1991**:1338.

Torres LBV, Silva SM, Felix LP. Fruit characterization of a *Selenicereus* c.f. *setaceus* native from Brejo micro region, Paraiba state, Brazil. Acta Hort. (ISHS), **2009**;811:149-154.

Villañoa D, Fernández-Pachóna MS, Moyáb ML, Troncosoa AM, García-Parrilla MC. Radical scavenging ability of polyphenolic compounds towards DPPH free radical. Talanta, **2007**;71(1):230–235.

Wallenstein S, Zucker C L, Fleiss J L. Some methods useful in circulation research. Circ. Res., **1980**;47:1-9.

Wybraniec S, **Nowak** B. Mammillarinin: a new malonylated betacyanin from fruits of *Mammillaria*. J Agric Food Chem, **2007**;55(20):8138–8143.

Anexo. Categorías de riesgo de *Mammillaria* spp. y su distribución según la NOM-059-SEMARNAT-2010.

Especie	Distribución	Categoría de riesgo
<i>Mammillaria albicans</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria albicoma</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria albilanata</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria anniana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria aureilanata</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria aurihamata</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria backebergiana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria baumii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria blossfeldiana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria bocasana subsp. bocasana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria bocasana subsp. eschauzieri</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria bombycina</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria boolii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria brandegeei subsp. glareosa</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria candida</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria capensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria carmenae</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria carretii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria cerralboa</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria coahuilensis</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria columbiana subsp. yucatanensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria crinita crinita</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria crinita subsp. leucantha</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria crinita subsp. painteri</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria crucigera</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria decipiens subsp. decipiens</i>	Endémica	Pr

<i>Mammillaria deherdtiana</i> subsp. <i>deherdtiana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria deherdtiana</i> subsp. <i>dodsonii</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria dioica</i> subsp. <i>angelensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria dixanthocentron</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria duoformis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria duwei</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria erythrosperma</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria evermanniana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria fittkaii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria gaumeri</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria goodridgii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria grusonii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria guelzowiana</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria guerreronis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria haageana</i> subsp. <i>san-angelensis</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria hahniana</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria heidiai</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria hernandezii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria herrerae</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria hertrichiana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria huitzilopochtli</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria humboldtii</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria insularis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria johnstonii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria karwinskiana</i> subsp. <i>beiselii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria klissingiana</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria knippeliana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria kraehenbuehlii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria laui</i> subsp. <i>dasyacantha</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria laui</i> subsp. <i>laui</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria lenta</i>	Endémica	A

<i>Mammillaria lindsayi</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria longiflora</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria longimamma</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria magnifica</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria marksiana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria mathildae</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria matudae</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria melaleuca</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria melanocentra subsp. rubrograndis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria mercadensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria meyranii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria microhelia</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria miegiana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria moelleriana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria multidigitata</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria nana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria napina</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria neopalmeri</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria orcuttii</i>	Endémica	Pr
<i>CaMammillaria oteroi</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria parkinsonii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria pectinifera</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria peninsularis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria pennispinosa</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria perezdelarosae</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria pilispina</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria plumosa</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria rettigiana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria rhodantha subsp. aureiceps</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria rhodantha subsp. pringlei</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria roseoalba</i>	Endémica	Pr

<i>Mammillaria saboae</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria sanchez-mejoradae</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria schiedeana subsp. dumetorum</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria schiedeana subsp. schiedeana</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria schwarzii</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria senilis</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria solisioides</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria spinosissima subsp. pilcayensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria stella-de-tacubaya</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria surculosa</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria tayloriorum</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria tepexicensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria theresae</i>	Endémica	P
<i>Mammillaria thornberi subsp. yaquensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria tonalensis</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria varieaculeata</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria weingartiana</i>	Endémica	A
<i>Mammillaria wiesingeri subsp. wiesingeri</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria xaltiangueensis</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria zeilmanniana</i>	Endémica	Pr
<i>Mammillaria zephyranthoides</i>	Endémica	A

