



Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América
Facultad de Farmacia y Bioquímica
Escuela Académico Profesional de Farmacia y Bioquímica

**Estudio de los principios bioactivos y obtención de
colorantes naturales de la cáscara de *Opuntia ficus -
indica* (L.) Miller “tuna”**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Químico Farmacéutica

AUTOR

Claudia Katherine ROSILLO ZEVALLOS

ASESOR

Nelson BAUTISTA CRUZ

Gladys Constanza ARIAS ARROYO

Lima, Perú

2016



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Rosillo C. Estudio de los principios bioactivos y obtención de colorantes naturales de la cáscara de *Opuntia ficus - indica* (L.) Miller “tuna” [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Farmacia y Bioquímica, Escuela Académico Profesional de Farmacia y Bioquímica; 2016.

278



UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS

(Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA)

FACULTAD DE FARMACIA Y BIOQUÍMICA

DECANATO



APELLIDOS

NOMBRES

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

CONSTANCIA N°

Los Miembros del Jurado Examinador y Calificador de la Tesis titulada:

“Estudio de los principios bioactivos y obtención de colorantes naturales de *Opuntia ficus - indica* (L.) Miller “tuna” ”

XIV
897



SAN MARCOS

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE

Que presenta la Bachiller en Farmacia y Bioquímica:

CLAUDIA KATHERINE ROSILLO ZEVALLOS

Que reunidos en la fecha se llevó a cabo la SUSTENTACIÓN de la TESIS, y después de las respuestas satisfactorias a las preguntas y objeciones formuladas por el Jurado, y practicada la votación ha obtenido la siguiente calificación:

19 Diecinueve (con mención)

en conformidad con el Art. 34.º del Reglamento para la obtención del Grado Académico de Bachiller en Farmacia y Bioquímica y Título Profesional de Químico Farmacéutico de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Lima, 22 de julio del 2016

[Signature]
Dra. Mafalda Nancy Lozano Reyes
Presidenta

[Signature]
Mgtr. Raúl Máximo Soria López
Miembro

[Signature]
Q.F. Teresa Celina Gallardo Jugo
Miembro

[Signature]
Q.F. Eva Ramos Llica
Miembro

FARMACIA ES LA PROFESIÓN DEL MEDICAMENTO, DEL ALIMENTO Y DEL TÓXICO

Av. Puno N° 1002, Jardín Botánico - Lima 1 - Perú
Telfs.: (511) 328-4737 / 328-4739 - Fax: (511) 619-7000 anexo 4819 - Ap. Postal 4559 - Lima 1
E-mail: decanofyb@unmsm.edu.pe - http://farmacia.unmsm.edu.pe

ISO 9001
BUREAU VERITAS
Certification
N° BR233265

DEDICATORIA

Dedico esta meta cumplida a mi madre Violeta Zevallos por inculcarme la fe en Dios, por enseñarme a nunca rendirme y por brindarme su amor y apoyo incondicional siempre.

AGRADECIMIENTOS

A Dios porque sé que siempre está a mi lado para protegerme y guiarme.

A mi madre Violeta, y a Iván Paredes Sakata por su amor y apoyo incondicional.

A la Universidad Nacional Mayor de San Marcos y a la Facultad de Farmacia y Bioquímica, por haber contribuido en mi formación como buena profesional de la salud.

A mi asesor de tesis, **Q.F. Nelson Bautista Cruz**, docente de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM, por su gran apoyo y colaboración durante el proceso de la investigación, y por compartir su amplia experiencia y conocimientos en un marco de confianza y amistad para culminar el presente trabajo.

A mi co-asesora de tesis, **Dra. Gladys Arias Arroyo**, docente de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM, por sus valiosos aportes científicos basados en su gran experiencia en el campo de los Alimentos, que hicieron posible la realización del trabajo, todo ello en un marco de confianza y amistad.

A la **Dra. Nancy Lozano**, docente de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM, por su colaboración y sus aportes de conocimiento para el presente trabajo.

A la **Q.F. Bertha Jurado Teixeira**, docente de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM, por su amistad, colaboración y sus aportes de conocimiento para el presente trabajo.

A la **Q.F. Eva Ramos LLica**, docente de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM, por su amistad, colaboración y sus aportes de conocimiento para el presente trabajo.

A la **Dra. Marielena Salazar**, docente de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM, por su colaboración y apoyo en la realización del presente trabajo.

Al **Mg. César Máximo Fuertes Ruitón**, docente de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM, por su amistad, enseñanzas y motivación constante durante mi vida universitaria.

Al **Bach. Nicky Delao Lizardo**, por su amor, amistad, motivación y apoyo incondicional durante todo el proceso de la realización de esta investigación.

A la **Mg. Maria Calixto Cotos**, docente de la UNMSM, por su colaboración y sus aportes de conocimiento para el presente trabajo.

Al Presidente(a) y a los miembros del Jurado Examinador y Calificador, nombrado por la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la UNMSM: **Dra. Mafalda Nancy Lozano Reyes, Mg. Raúl Máximo Soria López, Q.F. Eva Ramos LLica y Q.F. Teresa Celina Gallardo Jugo.**

ÍNDICE

	N° Pag.
RESUMEN	
ABSTRACT	
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivos	5
1.2.1 Objetivo general	5
1.2.2 Objetivos específicos	5
1.2 Hipótesis	5
II. GENERALIDADES	
2.1 <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”	6
2.1.1 Origen y variedades	7
2.1.2 Clasificación taxonómica	8
2.1.3 Descripción botánica	9
2.1.4 Usos	10
2.1.5 Composición Química	14
2.1.6 Producción	16
2.1.7 Potencial agroindustrial	17
2.2 Compuestos bioactivos de la tuna	18
2.2.1 Vitamina C	20
2.2.2 Polifenoles	21
2.2.3 Flavonoides	22
2.2.4 Antocianinas	23
2.2.5 Betalaínas	25
2.3 Actividad Antioxidante	29

2.4	Colorantes Naturales	30
2.4.1	Colorantes Alimentarios	32
2.4.2	Colorantes Permitidos	33
III. MATERIALES Y MÉTODOS		
3.1	Materiales, reactivos y equipos	36
3.1.1	Materiales de laboratorio	36
3.1.2	Equipos	36
3.1.3	Reactivos	38
3.2	Métodos	39
3.2.1	Recolección y transporte de la muestra	39
3.2.2	Selección y acondicionado de la muestra	39
3.2.3	Evaluación organoléptica	40
3.2.4	Estudio Químico Bromatológico	41
3.2.4.1	Humedad	41
3.2.4.2	Acidez total	41
3.2.4.3	Proteínas totales	41
3.2.4.4	Cenizas	41
3.2.4.5	Carbohidratos	42
3.2.4.6	Azúcares reductores directos y totales	42
3.2.4.7	pH	42
3.2.4.8	Minerales	42
3.2.4.9	Grasas	43
3.2.5	Determinación de los compuestos bioactivos	45
3.2.5.1	<i>Screening</i> fitoquímico	45
3.2.5.2	Antocianinas	46

3.2.5.3 Polifenoles totales	46
3.2.5.4 Flavonoides	46
3.2.5.5 Vitamina C	46
3.2.6 Determinación de la actividad antioxidante	47
3.2.7 Obtención de colorante	47
IV. RESULTADOS	53
V. DISCUSIÓN	63
VI. CONCLUSIONES	71
VII. RECOMENDACIONES	72
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	73
ANEXOS	84

ÍNDICE DE TABLAS

	N° Pag.
Tabla 1. Análisis Bromatológico de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	15
Tabla 2. Composición química de la pulpa de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	15
Tabla 3. Composición mineral de la pulpa de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	15
Tabla 4. Producción de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna” en el Perú – Año 2014.	16
Tabla 5. Características de la Betanina como colorante admitido para uso en productos farmacéuticos, cosméticos y alimentarios en Perú.	35
Tabla 6. Parámetros de evaluación organoléptica de la materia prima.	40
Tabla 7. <i>Screening</i> fitoquímico del extracto etanólico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	45
Tabla 8. Ensayos para definir los valores de T° y pH para la conservación del colorante de cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	48
Tabla 9. Sistemas de disolventes empleados para la separación del pigmento rojo de tuna por cromatografía en capa fina (TLC).	51
Tabla 10. Composición Químico Bromatológico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”, en muestra fresca y	53

muestra seca.

Tabla 11. Concentración de los principales minerales de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”, en muestra fresca y extracto seco.	54
Tabla 12. Ensayos de solubilidad del extracto etanólico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	55
Tabla 13. <i>Screening</i> fitoquímico del extracto etanólico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	56
Tabla 14. Concentración de los compuestos bioactivos de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”, en extracto seco.	57
Tabla 15. Actividad antioxidante del extracto etanólico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”, realizado por el método del Radical 2, 2-Difphenyl-1-picrylhydrazyl.	57
Tabla 16. Evaluación organoléptica de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	59
Tabla 17. Evaluación físico química de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	59
Tabla 18. Ensayos para definir los valores de T° y pH para la conservación del colorante de cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna” mediante la lectura de absorbancias a 538nm (betacianinas).	60
Tabla 19. Condiciones para la obtención del colorante de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	60

Tabla 20. Cuantificación de Betalaínas en el colorante de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	61
Tabla 21. Cromatografía en capa fina del colorante de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	61
Tabla 22. Ensayo de aplicación de colorante de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna” en yogurt natural.	62

ÍNDICE DE FIGURAS

	N° Pag.
Figura 1. Fruto de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna” en su etapa de maduración procedente del distrito San Bartolomé, provincia de Huarochirí, departamento de Lima	10
Figura 2. Producción de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna” en el Perú – Años 2008 - 2014.	17
Figura 3. Estructura general del ácido betalámico (a), betacianina (b) y betaxantina (c).	19
Figura 4. Estructura del ácido L-.ascórbico y ácido isoascórbico.	21
Figura 5. Estructura química de los principales flavonoides presentes en <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”.	24
Figura 6. Estructura más común de la antocianina glicosilada.	24
Figura 7. Estructura química de las betacianinas en <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller.	26
Figura 8. Estructura química de las betaxantinas en <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller.	26
Figura 9. Biosíntesis de las betalainas.	27
Figura 10. Diagrama para el estudio químico bromatológico de la muestra.	44
Figura 11. Diagrama de obtención del colorante natural de cáscara de tuna.	50
Figura 12. Composición químico bromatológico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”, en muestra fresca.	54

Figura 13. Comparación de la composición de minerales de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna”, en muestra fresca.	55
Figura 14. Comparación de la actividad antioxidante del extracto etanólico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna” a diferentes concentraciones.	58
Figura 15. Comparación de la capacidad de captación de radicales libres del extracto etanólico de la cáscara de <i>Opuntia ficus – indica</i> (L.) Miller “tuna” a diferentes concentraciones.	58

RESUMEN

En el presente trabajo se realizó la cuantificación de los principios bioactivos, la determinación químico bromatológico y obtención de colorantes naturales de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” procedente del distrito San Bartolomé, provincia de Huarochirí, región Lima. En la evaluación química bromatológica, utilizando métodos de la AOAC, se obtuvieron los siguientes resultados en g% de muestra fresca: 88,46 de humedad; 1,08 de proteína; 1,51 de grasa; 9,06 de carbohidratos; 0,99 de cenizas; 0,22 de fibra cruda; 2,40 de azúcares reductores directos. Minerales, por el método de Absorción Atómica en mg% de muestra fresca: 31,89 de Na; 1052,36 de K; 127,56 de Mg; 605,91 de Ca; 31,89 de P; 0,32 de Fe; 1,10 de Zn; 0,67 de Cu. Se obtuvo: betalaínas por método espectrofotométrico, 378 mg/L de betaxantinas y 637 mg/L de betacianinas; polifenoles totales, mediante el método de Folin-Ciocalteau, 132,89 mg%; flavonoides totales por el método espectrofotométrico, 33,45 mg%; Vitamina C por el método de la AOAC, 27,08mg%; y las antocianinas no se detectaron con el método de pH diferencial. La capacidad antioxidante utilizando el método del Radical 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) fue 0,901ug/mL expresados como estándar Trolox. Se obtuvo un colorante natural de color rojo a pH entre 5 y 6, lo cual muestra buena estabilidad en alimentos ácidos.

Palabras clave: tuna, *Opuntia ficus indica*, cáscara, betalaínas, colorante, bioactivos.

ABSTRACT

In this paper the quantification of bioactive principles, bromatológico chemical determination and obtaining natural dyes shell was performed *Opuntia ficus - indica* (L.) Miller “tuna”, with sample from San Bartolome district, province of Huarochiri, region Lima. In the bromatological chemical assessment using AOAC methods, the following results were obtained in g% of fresh sample: moisture 88,46; Protein 1,08; Fat 1,51; 9,06 carbohydrate; 0,99 ash; 0,22 of crude fiber; 2,40 direct reducing sugars. Minerals, by atomic absorption method in mg% of fresh sample: 31,89 Na; 1052,36 K; 127,56 Mg; 605,91 Ca; 31,89 P; 0,32 Fe; 1,10 Zn; 0,67 Cu. It was obtained: betalains by spectrophotometric method, 378 mg / L betaxanthins and 637 mg / L betacyanins; total polyphenols by the Folin-Ciocalteu method, 132,89 mg%; total flavonoids by the spectrophotometric method, 33,45 mg%; Vitamin C by the AOAC method, 27,08mg%; and anthocyanins were not detected with the method of differential pH. The antioxidant capacity using the method of Radical 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) was 0,901ug / mL expressed as Trolox standard.

A natural dye at pH between 5 and 6 was obtained, which shows good stability in acidic foods.

Keywords: Pricky Pear, *Opuntia ficus indica*, shell, betalains, dye, bioactives.

I. INTRODUCCIÓN

En las distintas actividades humanas, tanto domésticas como industriales, existe generación de residuos diversos que, a causa del volumen alcanzado y eventual peligrosidad, deben ser manejados adecuadamente con el fin de minimizar su impacto ambiental. Los residuos agroindustriales, a pesar de que no tienen carácter peligroso, pueden provocar problemas medioambientales importantes si no son dispuestos correctamente. Por tanto, la caracterización de los residuos es imprescindible no sólo con el fin de determinar los mecanismos adecuados para su disposición final, sino también para su evaluación como potenciales materias primas en otros procesos de producción o para la recuperación del potencial valor nutricional final. De este modo, es posible obtener productos a partir de residuos, aumentando la rentabilidad global del proceso productivo, contribuyendo así a la sostenibilidad de la actividad industrial y al mismo tiempo reduciendo sensiblemente el impacto medioambiental.¹

Nuestras ciudades generan cada vez más cantidad de residuos cuya disposición final se realiza en botaderos a cielo abierto o cuerpos de agua, constituyendo un problema para la salud pública, además, los elevados volúmenes suponen importantes costos de recolección y disposición final.

A nivel industrial se generan muchos residuos de frutas y hortalizas, como: cáscaras, semillas, tallos, hojas y flores. Estos residuos son fuentes potenciales de nutrientes como vitaminas y minerales, compuestos bioactivos como polifenoles, antocianinas, betalaínas, carotenoides, fibras, etc.

Uno de los frutos cuyo consumo ha aumentado en los últimos años por agradable sabor y color, es la tuna; su producción se encuentra ampliamente distribuida en el Perú, especialmente en los valles interandinos como: Ayacucho, Lima, La Libertad, Apurímac, Huancavelica, Huánuco, Ica, etc. Sus frutos son consumidos en forma natural y actualmente son comercializados en los principales mercados del país. Se comercializan productos derivados como mermeladas, néctares, bebidas alcohólicas, yogurt, helados y otros productos elaborados artesanalmente.²

El distrito de San Bartolomé, en la provincia de Huarochirí (Lima), se caracteriza por contar con miles de hectáreas de cultivos de tuna. Aquí se realiza el primer domingo de febrero de cada año, en homenaje a la fruta principal sustento de ingresos económicos de la población, una serie de actividades como presentaciones artísticas, diversos concursos, degustación de comidas y bebidas típicas, derivados de fruta de tuna y “penca”, tallo modificado de la planta, presentación de estampas folklóricas.²

La parte utilizada como fruta es solo la pulpa, se desecha la cáscara, esta representa casi el 40% del total de la fruta, esto indica la eliminación de una gran cantidad de residuos y como consecuencia la pérdida de una fuente potencial de nutrientes y componentes bioactivos.

Tanto la fruta como los cladodios de la tuna (*Opuntia ficus – indica* (L.) Miller) son una fuente importante de compuestos funcionales, entre los que destacan la fibra, los hidrocoloides (mucílago), los pigmentos (betalaínas, carotenoides), los minerales como calcio (15,4 –32,8 mg/100g), potasio (90,0

– 220,0 mg/100g) y fósforo (12,8 a 27,6 mg/100 g), y algunas vitaminas como la Vitamina C (20,0 – 24,1 mg/100g)³.

La tuna (*Opuntia ficus – indica* (L.) Miller) tiene una variedad de colores que son dadas por los pigmentos naturales como carotenoides, betalaínas, xantofilas, las cuales constituyen una fuente de colorantes naturales que pueden ser una alternativa para sustituir los colorantes sintéticos en industrias como la alimentaria, cosmética y farmacéutica; debido a que estos colorantes sintéticos tienden a generar alergias.⁴

En el Perú no existen estudios específicamente en la cáscara de la tuna; sin embargo, se reportan estudios en el continente africano (2009) en muestra seca, en donde se realiza la determinación de humedad (90,33g% ± 0,21), cenizas (3.05 g% ± 0.15), proteínas (1,45g% ± 0,08), sodio (1,1 mg%), calcio (15,7 mg%), potasio (98 mg%) y Mg (15,2 mg%).⁵ En Chile, Cerezal y Duarte (2005) elaboraron productos concentrados (mermelada) para aprovechar los polisacáridos como la pectina que se le atribuye a la cáscara de tuna⁶; y en México, Lozada (2007) realizó la extracción y caracterización reológica de la pectina de la cáscara.⁷

En la actualidad se busca aprovechar los subproductos industriales para aumentar la rentabilidad de la producción, la trascendencia del aprovechamiento radica de que muchos subproductos son fuentes importantes de nutrientes, compuestos funcionales y componentes que se pueden utilizar como aditivos alimentarios. Además, con esto se busca reducir la eliminación al medio ambiente de residuos que tienen un impacto

negativo. En tal sentido, en el presente trabajo se realizó la determinación química bromatológica en la cáscara de la tuna (*Opuntia ficus – indica* (L.) Miller) para conocer su valor nutricional, asimismo, el estudio de los componentes bioactivos, capacidad antioxidante y obtención de colorante natural. Con este trabajo se busca dar la debida importancia a la cáscara de la tuna para su aprovechamiento.

1.1 OBJETIVOS

Objetivo General:

- Estudiar los principios bioactivos y obtener colorantes naturales de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”.

Objetivos Específicos:

- Estudiar la composición química bromatológica de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”.
- Cuantificar los principios bioactivos como antocianinas, flavonoides y Vitamina C de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”.
- Obtener colorantes naturales a partir de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”.

1.2 HIPÓTESIS

La cáscara de *Opuntia ficus - indica* (L.) Miller “tuna” posee principios bioactivos importantes y es una buena materia prima para la obtención de colorantes naturales.

II. GENERALIDADES

2.1 *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”.

La *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller, cuyo nombre específico *ficus* = *higo*; *indica*=de la India, es una latinización del nombre común “*higo de las indias*” y alude al fruto, se desarrolla bien en climas áridos y muy áridos con lluvias de verano, por lo que se refiere a precipitación pluvial es poco exigente, ya que se le encuentra en zonas con lluvias de 125 o más milímetros al año, aunque los excesos de humedad pueden provocar enfermedades fungosas y daños por insectos. En lo que respecta a suelos, se adapta bien a diversas texturas y composiciones, pero se desarrolla mejor en suelos sueltos, arenosos, de profundidad media, con un pH preferentemente alcalino y a altitudes que varían entre los 800 y 2.500 m.s.n.m., aunque también pueden encontrarse a altitudes menores cerca de la costa. En terrenos apropiados con pH neutro y sin problema de plagas, la *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller puede llegar a vivir hasta 80 años. Las plantaciones comerciales de explotaciones intensivas, pueden durar 5 años.⁸

Opuntia ficus – indica (L.) Miller “tuna” es una cactácea endémica de América, siendo México considerado como centro de origen y diversificación debido a que en este país se encuentra la mayor variedad de especies de la familia *Cactaceae*. Fue introducida a los distintos países de Sudamérica y al resto del mundo en la época de la conquista. Actualmente, las plantas del género *Opuntia* son nativas de varios ambientes desde regiones tropicales donde las temperaturas están siempre por sobre los 5°C, áreas de donde la temperatura en invierno llega a –40° C, zonas áridas al nivel del mar hasta territorios de gran altura como los Andes del Perú (2012).⁹

2.1.1 Origen y variedades

La tuna o nopal es originaria de América tropical y subtropical y hoy en día se encuentra en una gran variedad de condiciones agroclimáticas en forma silvestre o cultivada, en todo el continente americano (Chile, Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Estados Unidos, México, Perú, Venezuela y otros países más, además se ha difundido a África, Europa y Oceanía, donde también se encuentra en forma silvestre o cultivada.⁹

Se conocen las siguientes variedades: tuna blanca (sus frutos son de color verde claro, muy jugoso, dulce y cristalino, es el fruto de mayor aceptación), morada, roja, púrpura, verde, amarilla (resistente a plagas y enfermedades, esta es la mejor tuna para la producción de cochinilla), anaranjada.^{3,9}

Nombres Comunes: ⁸

Algunos nombres comunes son muy ilustrativos acerca de su origen y distribución. El nombre tuna es de origen caribeño, tomado por los primeros españoles que conocieron estas plantas. Más exactamente es un vocablo Taíno. Con éste término se designa mayormente a los frutos aunque también se utiliza para la parte vegetativa de las especies de *Opuntia*. Lo extendido de este nombre sugiere que fue el primero conocido por los españoles, aún antes que los nombres mexicanos.

“nopal” es un término mexicano derivado del Náhuatl "Nopalli", con el que se designa a varias especies. La tuna es conocido como prickly pear, cactus pear, cactus fruti en Estados Unidos; fico d' India (Sicilia), figo morisca (Cerdeña), figo della barbarie en Italia; higo en España; chumbo en Francia;

tzabar en Israel; kaktusfeigen en Alemania; turksupurug en Sudáfrica, nopal en México y tuna en Perú y Latinoamérica.

Al retirarse de España, los moros llevaron esta especie al norte de África, llamándola "higo de los cristianos". Actualmente en Marruecos conocida como "tapia", ilustrativo de su utilidad como cerco. La forma cultivada fue llevada en 1769 a California por misioneros Franciscanos, provenientes de México, llamándosela hasta hoy "mission cactus". En el noreste brasilero se la utiliza como forraje, lo que se expresa claramente por su nombre local "palma forrageira". Su introducción en ese país no está registrada con exactitud. Su cultivo es muy importante en el oeste del Estado de Pernambuco.

2.1.2 Clasificación taxonómica

La muestra se clasificó por el Museo de Historia Natural (UNMSM-2015), según el sistema de clasificación de Cronquist (1988), la *Opuntia ficus indica* tiene la siguiente posición:

Reino : Plantae
División : Magnoliophyta
Clase : Magnoliopsida
Subclase : Caryophyllidae
Orden : Caryophyllales
Familia : Cactaceae
Género : *Opuntia*
Especie : *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller

2.1.3 Descripción botánica^{6, 8, 10}

La *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” es sin duda el cactus más conocido, son plantas arbustivas a arborescentes, de 1,70 m – 3,0 m de altura, con tallo primario lignificado, bien definido, castaño oscuro, verde o gris, cladodios usualmente elípticos, circulares, oblongos o romboidales con espinas, hasta 10 flores por cladodio, fruto esférico, cilíndrico o elíptico, amarillo o rojo, pulposa, jugosa y dulce, semillas duras, lenticulares, de 200 a 300 por fruto.

Tallo: En el Perú las variedades más usuales desarrollan portes de aproximadamente 1,5 a 2,00 m de altura. El tallo, a diferencia de otras especies de cactáceas, está conformado por un tronco y ramas aplanadas que posee cutícula gruesa de color verde de función fotosintética y de almacenamiento de agua en los tejidos.

Cladodios: miden de 30 a 60cm de largo x 20 a 40cm de ancho y de 2 a 3cm de espesor.

Hojas: transformadas en espinas en forma de garra, engrosadas en su base, para defensa.

Fruto: es una baya polisperma de forma ovoide esférica de color verde y toma diferentes colores cuando maduran, son comestibles, agradables y dulces; la pulpa es gelatinosa conteniendo numerosas semillas, sus dimensiones y coloración varían según la especie; presentan espinas finas y frágiles de 2 a 3 mm de longitud.

Pulpa: se compone mayoritariamente de agua (83%). De variados colores como blanco, rojo, verde, anaranjado, púrpura y rojo.

Cáscara: corresponde a la parte no comestible del fruto, por lo que a menor peso de esta, mayor será la calidad del fruto. Durante la primera semana después de floración es mayor el crecimiento de la cáscara que el del tejido que origina la pulpa, situación que luego se revierte y el lóculo empieza a expandirse, especialmente los últimos 30 días del desarrollo del fruto, por lo que es fundamental el aporte hídrico en esta etapa. Las semillas son de forma discoidal, poseen testa reticulada y arilo lateral angosto. Se encuentran de 100 a más de 400 semillas por fruto, con diámetro de 3 a 4 mm.



Figura 1. Fruto de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” en su etapa de maduración procedente del distrito San Bartolomé, distrito de Huarochirí, departamento de Lima

2.1.4 Usos ^{8,9}

- **Medicinales:** como astringente, antiinflamatorio, antipirético, analgésico, tonificante, afrodisíaco y laxante. Es utilizado en la medicina naturista como cataplasmas para golpes, contusiones, hinchazones, quemaduras,

analgésico, diurético y antiespasmódico. Las paletas de tuna deshidratadas se utilizan en tratamientos para la diabetes, hiperlipidemias y para disminuir peso corporal cuando se ingiere previamente a los alimentos. El jugo de la tuna ayuda a potenciar el sistema inmunológico y su eficiencia en el crecimiento y control de tumores. Aparte de las propiedades nutricionales a las que se le atribuyen, en años recientes se inició la comercialización de fibra deshidratada de tuna como auxiliar en trastornos digestivos y como recubridor de las paredes del estómago para evitar las úlceras gástricas. Se han hecho estudios para utilizarlo como repelente de insectos.

- **Alimentarios:** se utiliza el mucílago, la cáscara, la pulpa y sus compuestos químicos para la elaboración de aceites comestibles, pectinas y colorantes.

Se emplea también en la elaboración de vinos, licores, refresco "tuna" , miel de tuna tipo maple (que los conquistadores llamaron "melcocha"), queso de tuna, mermeladas, jaleas, deshidratados para dulces de alto valor energético, barras de cereales, alcohol industrial, vinagres, aromatizantes, pasta y harina forrajera.

Las paletas tiernas de la tuna pueden consumirse como verdura en fresco, procesado en salmuera y/o escabeche, preparados con salsas y ajíes para rosticerías, hoteles, restaurantes, etc. También puede utilizarse en la preparación de yogurt, sopas, salsas, ensaladas, jugos concentrados.

- **Cosméticos:** Como base para obtención de pigmentos de uso múltiple: shampoo, crema para manos y cuerpo, jabón, acondicionador, mascarilla

humectante, crema de noche, gel para el cabello, gel reductor, mascarilla estimulante y limpiadora, etc.

- **Cercos:** Las especies espinosas de tuna se utilizan tradicionalmente como cercos, para limitar huertos familiares o terrenos y esto se realiza desde tiempos muy antiguos.
- **Adhesivos:** Por las propiedades adhesivas de la tuna, se ha hecho uso de ellas en aditivos. Estudios recientes proponen utilización del polvo de nopal para la construcción con el fin de aumentar la dureza de las estructuras de concreto, habiendo logrado resultados sorprendentes con adiciones de 5g de mucílago de nopal liofilizado por cada 1,200g de materiales secos a utilizar, con lo que se logra una dureza del 56% mayor que la del concreto normal.
- **Pinturas e impermeabilizantes:** A partir del mucílago de la tuna, se fabrican pinturas impermeabilizantes, que pueden ser aplicados en cualquier construcción con tierra, cemento u otros materiales, para protegerla. La protección de la construcción se da contra el frío, la humedad del ambiente, del agua, de los insectos y otros.
- **Combustible:** El tronco y las pencas secas pueden utilizar como combustible en zonas desérticas. Las paletas de los nopales tienen una gran cantidad de lignina, son leñosas, y se pueden usar como leña, en zonas donde no hay electricidad ni petróleo ni energía comercial.
- **Forraje:** En zonas áridas y semiáridas de todo el mundo se utiliza mucho a la planta de tuna como alimento forrajero, debido a sus cualidades nutricionales y a su contenido de agua. Este alimento puede ser utilizado para diversos tipos de ganado y, pues través de diversos estudios, se ha

comprobado su calidad y sus cualidades en esta aplicación. La tuna puede ser una alternativa altamente viable en una tercera parte del territorio terrestre del mundo, el cual está cubierto de zonas áridas y semiáridas.

- **Producto ecológico:** La siembra de grandes superficies de tunales permitiría la recuperación y regeneración del suelo, la preservación de biodiversidad de zonas desérticas y semidesérticas, en donde habitan víboras, zorrillos, conejos, liebres y una gran diversidad de aves, como halcones, águilas, búhos, entre otros. Es una alternativa para contrarrestar cambios climáticos globales y desertificación. Otros beneficios provenientes de *Opuntia* son la conservación del suelo y el agua, así como la protección de la fauna local en zonas áridas y semiáridas. Debido a que crece en tierras severamente degradadas, su uso es importante por su abundancia en áreas donde muy pocos cultivos pueden lograrse.
- **Restauración de terrenos:** Un producto adicional es el mucílago o goma, obtenible por el prensado de la penca o cladodio. Es una especie muy usada en las prácticas agroforestales, asociado con cultivos con especies agrícolas y/o forrajeras, en cercos vivos espinosos, barreras vivas para la retención de suelos, protección de taludes contra la erosión y en general como parte de prácticas de protección de suelos.
- **Aplicaciones industriales.** En la industria es usado como anticorrosivo, fuente de pigmentos y como colorante natural.
- **Paisajismo y control de contaminación.** El cultivo de la tuna frena la desertificación e impide la erosión del suelo, pero además consume CO₂

por las noches en grandes cantidades, por lo que disminuye significativamente la contaminación del aire. Por ello debe recomendarse la plantación de esta especie en los parques y jardines de las ciudades. Se están estudiando sus capacidades para actuar como un agente anticontaminante para limpiar el agua sucia y también como una fuente sustituta del petróleo.

2.1.5 Composición química

La composición química de la *Opuntia ficus – indica* “tuna” consiste de 85 % de agua, 14 % de azúcares y de 1 % de proteína. En la pulpa los compuestos bioactivos encontrados en mayor cantidad son la vitamina C, vitamina E y polifenoles; algunos aminoácidos que se presentan en la pulpa son la prolina, la glutamina y en mayor cantidad la taurina. Además, tiene altas cantidades de minerales como calcio y magnesio.¹¹

Tabla 1. Análisis Bromatológico de *Opuntia ficus- indica* “tuna”

ANÁLISIS	RESULTADO
Humedad	85 - 90%
Cenizas	0,25 - 0,44%
Proteína	0,75 - 5,41%
Grasa bruta	0.12 - 0.25%
Carbohidratos	19%
Fibra cruda	0,02%

Fuente: Gerencia Regional Agraria La Libertad (2009) ⁸

Tabla 2. Composición química de la pulpa de *Opuntia ficus - indica* (L.)

Miller “tuna”

Parámetros	(1)	(2)	(3)	(4)	(5)	(6)
Humedad	85,1	91,0	85 -90	85,6	83,8	84,2
Proteínas	0,8	0,6	1,4 - 1,6	0,21	0,82	0,99
Grasas	0,7	0,1	0,5	0,12	0,09	0,24
Fibra	0,1	0,2	2,4	0,02	0,23	3,16
Ceniza	0,4	-	-	0,44	0,44	0,51
Azúcar total	-	8,1	10 -17	12,8	14,06	10,27
Vitamina C (mg/100g)	25,0	22,0	4,6 - 41	22,00	20,33	22,56
B-caroteno (mg/100g)	-	-	trazas	trazas	0,53	-

Nota: **(1)** Askar y El-Samahy (1981); **(2)** Muñoz de Chavez *et al.* (1995); **(3)** Pimienta (1990); **(4)** Sawaya *et al.* (1983); **(5)** Sepulveda y Saenz (1990); **(6)** Rodriguez *et al.* (1996).

Fuente: Boletín de Servicios Agrícolas de la FAO (2006) ³

Tabla 3. Composición mineral de la pulpa de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller

“tuna”

Mineral	(1)	(2)	(3)	(4)	(5)
Ca	24,4	49,0	27,6	12,8	-
Mg	98,4	85,0	27,7	16,1	-
Fe	-	2,6	1,5	0,4	-
Na	1,1	5,0	0,8	0,6	1,64
K	90,0	220	161	217,0	78,72
P	28,2 ^a	-	15,4	32,8	-

Nota: **(1)** Askar y El-Samahy (1981); **(2)** Muñoz de Chavez *et al.* (1995). **(3)** Sawaya *et al.* (1985); **(4)** Sepulveda y Saenz (1990); **(5)** Rodriguez *et al.* (1996).
a) Fosfato PO₄ mg/100g.

Fuente: Boletín de Servicios Agrícolas de la FAO (2006) ³

2.1.6 Producción

a) A nivel nacional ¹²

En nuestro país la producción de tuna se da principalmente en los departamentos de Ayacucho, Huancavelica, Lima y Cusco. El área total de producción es muy variable, estimándose en unas 10,000 hectáreas aproximadamente. Dependiendo de la zona de producción, de la variedad y del manejo cultural, los rendimientos son entre 4 y 11 toneladas/ hectárea. Las zonas productoras de tuna de Lima son las que poseen la mejor tecnología, lográndose altos rendimientos especialmente en la variedad tuna blanca. Se exporta principalmente a países como España, Inglaterra, Dinamarca y Suiza.

Tabla 4. Producción de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” en el Perú – Año 2014

Región Nacional	Producción (miles de toneladas métricas)
Pasco	44
Junín	201
Ica	233
Huánuco	261
Tacna	589
Lima Metropolitana	619
Cajamarca	627
La Libertad	1,193
Moquegua	2,203
Ancash	2,517
Apurímac	6,862
Arequipa	7,404
Huancavelica	8,383
Lima	12,436
Ayacucho	15,907
Cusco	24,944
Total	84,423

Fuente: Ministerio de Agricultura y Riego, 2014 ¹²

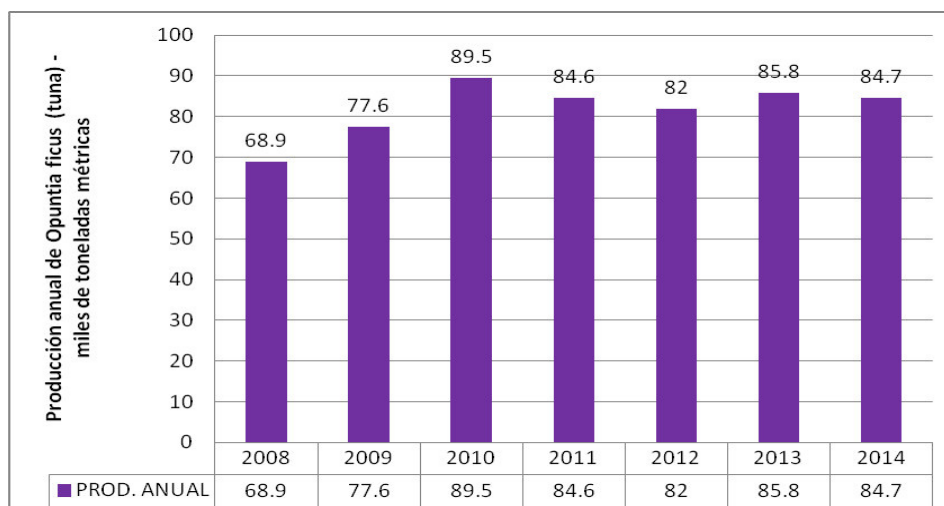


Figura 2. Producción de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” en el Perú – Años 2008 - 2014

Fuente: Ministerio de Agricultura y Riego, 2014 ¹²

b) A nivel internacional

En México, la producción de tuna, en la que participan alrededor de 20 mil productores, ocupa una superficie aproximada de 65 000 hectáreas y se concentra principalmente en tres regiones: Puebla (Acatzingo y Quecholác), Valle de México (Estado de México e Hidalgo) y el Altiplano Potosino-Zacatecano (Aguascalientes, Jalisco, Guanajuato, San Luis Potosí y Zacatecas). La última, aporta cerca de 50% del volumen total de la producción nacional. El rendimiento promedio es de alrededor de 7 toneladas por hectárea con oscilaciones entre las distintas regiones productoras de entre 5 y 20 toneladas por hectárea.¹³

2.1.7 Potencial agroindustrial

Por los altos rendimientos y calidad nutricional y medicinal de los frutos, la tuna está destinada a convertirse en un cultivo potencial para la exportación. El alto potencial productivo de la tuna bajo condiciones de déficit hídrico,

coloca a esta especie como una importante fuente de forraje para bovinos, ovinos y caprinos, principalmente, en zonas de clima mediterráneo árido. La tuna utiliza el agua de lluvia del período invernal y la almacena en sus tejidos. El consumo de la planta por rumiantes en períodos de sequía convierte a esta especie en una real fuente de agua para el ganado, con lo que se reduce considerablemente los requerimientos de agua, muy importante en zonas áridas y semiáridas. El cultivo de la tuna para forraje es una opción muy interesante desde un punto de vista productivo, en la zona árida y semiárida de Perú, especialmente en explotaciones de cabras de leche.⁸

En la agroindustria de alimentos y bebidas para consumo humano (producción de diversos alimentos, bebidas alcohólicas y analcohólicas de tuna y nopalitos); agroindustria de alimentos para animales (suplementos y piensos de cladodios y de desechos de la industria procesadora de tuna, como las cáscaras y las semillas), y en la Industria de aditivos naturales (gomas de cladodios; colorantes de la fruta).⁹

2.2 Compuestos bioactivos de la tuna

La especie *Opuntia ficus-indica* se caracteriza por tener frutos dulces, jugosos, de distintos colores (púrpura, rojo, anaranjado o amarillo), con abundante pulpa, numerosas semillas y cáscara generalmente delgada, cubierta de pequeños grupos de espinas.

Tanto los frutos como los cladodios de la tuna son fuente de compuestos bioactivos, entre los que destacan la fibra dietética, que incluye hidrocoloides como los mucílagos; pigmentos de diversos colores como las betalaínas, y

en menor proporción, carotenoides (frutos anaranjados); también minerales, como calcio y potasio y algunas vitaminas, como la vitamina C; aminoácidos libres (en particular prolina, glutamina y taurina) y polifenoles¹⁴. Todos estos compuestos son apreciados desde el punto de vista de una dieta saludable y también como ingredientes para el diseño de nuevos alimentos.

En el ecotipo púrpura los pigmentos responsables del color son las betalaínas, los cuales derivan del ácido betalámico (a) y son solubles en agua. Dentro de las betacianinas de la tuna púrpura (*Opuntia ficus-indica*) se han identificado principalmente la betanina (b) y en menores niveles la isobetanina. Dentro de las betaxantinas se ha identificado sólo la indicaxantina (c). Betacianinas y betaxantinas se encuentran presentes tanto en la cáscara como en la pulpa del fruto.

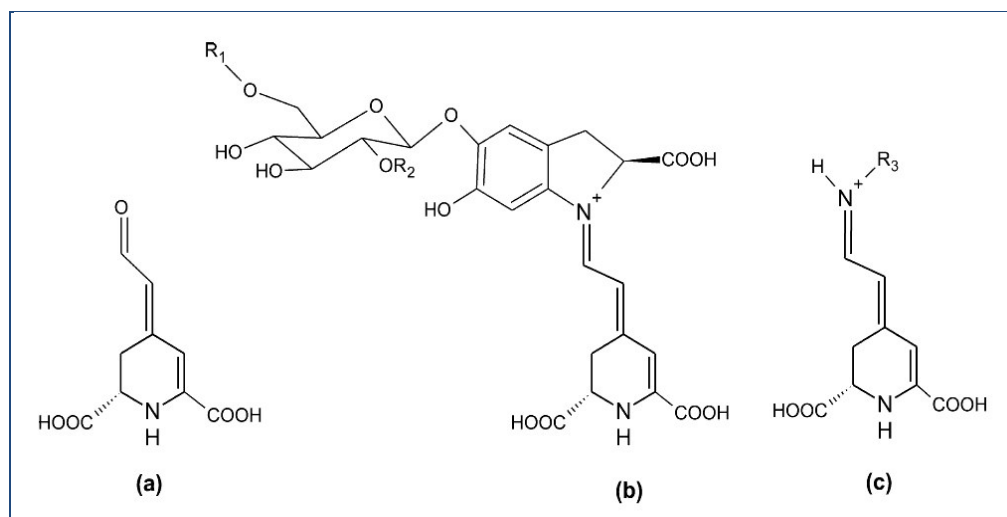


Figura 3. Estructura general del ácido betalámico (a), betacianina (b) y betaxantina (c)¹⁵

Actualmente, la betarraga (*Beta vulgaris*) es la fuente comercial de betanina, la cual se utiliza como colorante natural en la industria de alimentos desde hace años. La betanina, también llamada “rojo-betarraga” se encuentra aceptada en diversas legislaciones y clasificada como aditivo E-162 (EU) y

73.40 (FDA, EEUU). Se utiliza principalmente para colorear alimentos que no son tratados térmicamente como yogurt, helados, jarabes, etc.¹⁶

La tuna púrpura comparada con la betarraga al ser una fruta y no una raíz, presenta considerables ventajas tecnológicas y sensoriales, no contiene nitratos, es más aromática, no posee el olor presente en la betarraga debido a la geosmina y el 3 sec-butil-2-metoxipirazina, no muestra toxicidad y sus pigmentos no provocan ninguna reacción alérgica.¹⁴ Además, la tuna púrpura posee compuestos fenólicos, lo cual también contribuye a la actividad antioxidante. El ecotipo púrpura (*Opuntia ficus-indica*), es el que presenta la mayor concentración de polifenoles totales, alrededor de 660 mg/L de jugo. Otros autores han reportado valores más elevados del orden de 777,4 mg L⁻¹ y 900 mg L⁻¹ de pulpa.¹⁶

2.2.1 Vitamina C

La vitamina C es un importante antioxidante hidrosoluble intracelular por su gran capacidad para donar electrones. Su deficiencia se conoce como escorbuto y se asocia a una mayor susceptibilidad a infecciones, debilidad muscular y fatiga. En niños puede causar anomalías y hemorragias óseas.¹⁷

Acciones de la vitamina C: ¹⁸

- Antioxidante (anti-radicales libres)
 - Primaria (inactivación directa de especies reactivas y metales oxidados)
 - Secundaria (restablecimiento sistemas redox)
- Sobre el tejido conjuntivo (fibras de colágena)

- Síntesis de carnitina
- Incremento absorción y depósitos de hierro corporal
- Síntesis de hormonas esteroides y prostaglandinas
- Síntesis y metabolismo de neurotransmisores
- Acción inmunoestimulante
- Curación, cicatrización y consolidación de lesiones óseas

Casi el 90% de la vitamina C ingerida en la dieta procede de vegetales frescos, verduras y frutas, de carácter ácido, preferiblemente crudas o cocidas muy poco tiempo y servidas de inmediato. Las principales fuentes son los cítricos, fresas, pimientos, tomates, cucurbitáceas, coles y brócoli.

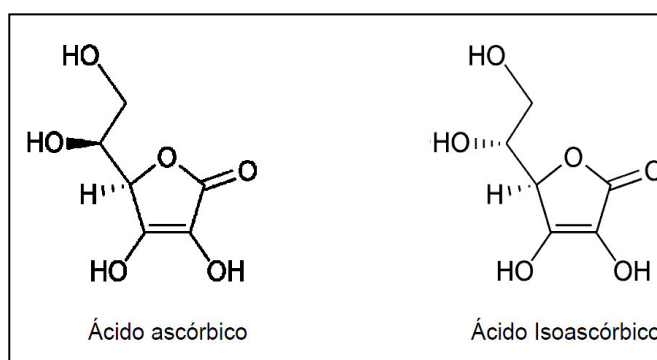


Figura 4. Estructura del ácido L-.ascórbico y ácido isoascórbico¹⁸

2.2.2 Polifenoles

Los compuestos fenólicos presentan un número variable de grupos hidroxilo fenólicos y excelentes propiedades de quelación del hierro y otros metales de transición, lo que les confiere una gran capacidad antioxidante.¹⁹

Los compuestos fenólicos constituyen uno de los más numerosos y representativos grupos de metabolitos secundarios de las plantas y su relevancia radica en su participación en la fisiología y el metabolismo celular

como morfología, crecimiento, reproducción defensa contra plagas y predadores, procesos germinativos²⁰; protegen al organismo contra lesiones celulares y subcelulares, inhibición del crecimiento de tumores, activación de los sistemas de detoxificación hepáticos y bloqueo de las vías metabólicas que pueden ocasionar carcinogénesis²¹, adicionalmente actúan en casos de dermatitis, gonorrea, fiebre, hiperlipidemia, arterioesclerosis e inflamaciones.²²

Existen varias clases y subclases de polifenoles que se definen en función del número de anillos fenólicos que poseen y de los elementos estructurales que presentan estos anillos. Los principales grupos de polifenoles son: ácidos fenólicos (derivados del ácido hidroxibenzoico o del ácido hidroxicinámico), estilbenos, lignanos, alcoholes fenólicos y flavonoides.²³

2.2.3 Flavonoides

Estas sustancias tienen en común las estructuras C6-C3-C6, consisten de dos anillos aromáticos enlazados por un heterociclo oxigenado, Dentro de los muchos flavonoides descritos, las mayores clases son los flavonoles, catequinas o flavonas, antocianidinas e isoflavonas, sin embargo, en estas clases hay grandes variaciones estructurales, dependiendo del nivel de hidrogenación, hidroxilación, metilación y sulfonación de las moléculas.²⁴

Los flavonoides más comunes son las flavonas y flavonoles, presentes en muchos vegetales, ampliamente distribuidos en todos los pigmentos amarillos de las plantas, entre tanto, las flavononas y los flavanoles existen en muy pocas cantidades, son incoloros o ligeramente amarillos; las antocianinas son pigmentos que se encuentran siempre como glucósidos;

los isoflavonoides son todas coloreadas y están menos distribuidas en las plantas.²⁵

De todos los flavonoides presentes en las plantas en las cactáceas, en específico en la tuna, se ha reportado la presencia de flavonol 3-O-glicosidos: quercetina, kaempferol e isohermetina, dihydroflavonoles, flavonones y flavanonoles. Aunque este tipo de componentes han demostrado potencial para provocar efectos benéficos en el consumidor son compuestos térmicamente sensibles, por lo que el procesamiento térmico de estos puede causar degradación y por lo tanto cambio en la bioactividad de los mismos.²⁶

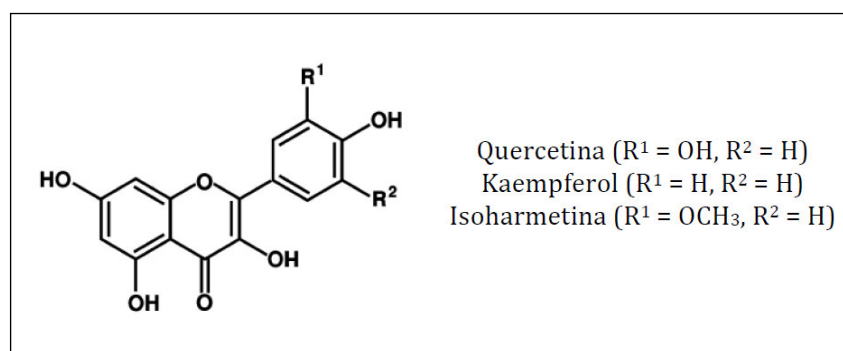


Figura 5. Estructura química de los principales flavonoides presentes en *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”²⁶

2.2.4 Antocianinas

Las antocianinas son pigmentos hidrosolubles ampliamente distribuidos en el reino vegetal, con características de glicósidos; están constituidos por una molécula de antocianidina, que es la aglicona (antocianidina), a la que se le une un azúcar (generalmente glucosa) por medio del enlace β – glicosídico y en algunos casos el enlace α – glicosídico. La estructura fundamental de

estas agliconas es el ión flavilio (o catión 2 – fenilbenzopirilo, que consta de dos grupos aromáticos, compuesta por tres anillos).²⁷

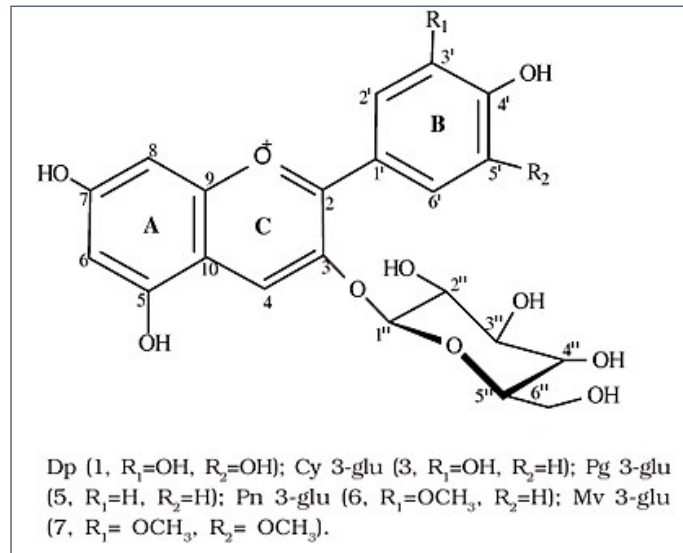


Figura 6. Estructura más común de la antocianina glicosilada.²⁸

Las antocianinas destacan por sus propiedades farmacológicas y terapéuticas²⁹, entre las que se pueden mencionar, antioxidante y propiedades antiinflamatorias³⁰, antihipertensivo, al inhibir a la enzima convertidora de la angiotensina (ECA)³¹, preventivo en enfermedades asociadas a la obesidad³², etc.

Las antocianinas, de manera general, son compuestos lábiles y sus estabilidad es muy variable en función de sus estructura y la composición de la matriz en la que se encuentra, afectan su estabilidad la temperatura a la que se almacena, el pH, la luz, presencia de enzimas, el oxígeno, otros componentes como flavonoides o proteínas³³.

Entre los métodos para la cuantificación, que consideramos en este estudio se encuentra el de pH diferencial, que se fundamenta en las diferencias de

absorbancias (en la región UV y visible) de las antocianinas a pH = 1,0 y a pH = 4,5 ³⁴.

2.2.5 Betaláinas

Las betaláinas son un grupo de pigmentos vegetales que contienen un nitrógeno y son solubles en agua. La presencia de betalainas en plantas es mutuamente excluyente de la presencia de antocianinas.¹⁵

Las plantas que contienen estos pigmentos se limitan a diez familias del orden Centrospermae las cuales son: Chenopodiaceae, Amaranthaceae, Portulacaceae, Nyctaginaceae, Phytolacaceae, Stegnospermaceae, Arizoaceae, Bascallaceae, Mesembryanthemaceae, Cactaceae y Didieraceae. Entre las hortalizas comunes que contienen betaláinas está la remolacha roja (betabel). También se han encontrado en algunas especies de amaranto (*Amaranthus* sp.), flores de bugambilia y en algunas especies de hongos *Amanita*, *Hygrocybe*³⁵ e *Hygrosporus*³⁶, *Amanita muscaria*; en algunos frutos de cactáceas como la pitaya, el garambullo y en flores del cactus de navidad.³⁷

Se clasifican principalmente en dos grupos: las betacianinas, responsables del color rojo-púrpura y las betaxantinas, de coloración amarillo-anaranjado. En las betacianinas el ácido betalámico está unido al grupo 3,4-dihidroxifenilalanina (DOPA), que puede estar o no glicosilado, mientras que en las betaxantinas está unido con aminoácidos o derivados aminos³⁵. Ambos pigmentos absorben a distintas longitudes de onda; las betacianinas a 535 - 550 nm y las betaxantinas a 475 - 480 nm en el rango de luz visible.^{16, 35}

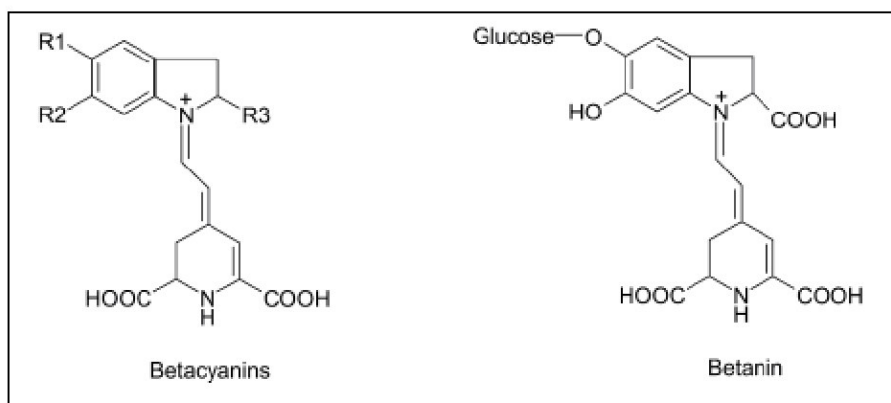


Figura 7. Estructura química de las betacianinas en *Opuntia ficus – indica* (L.)
Miller³⁸

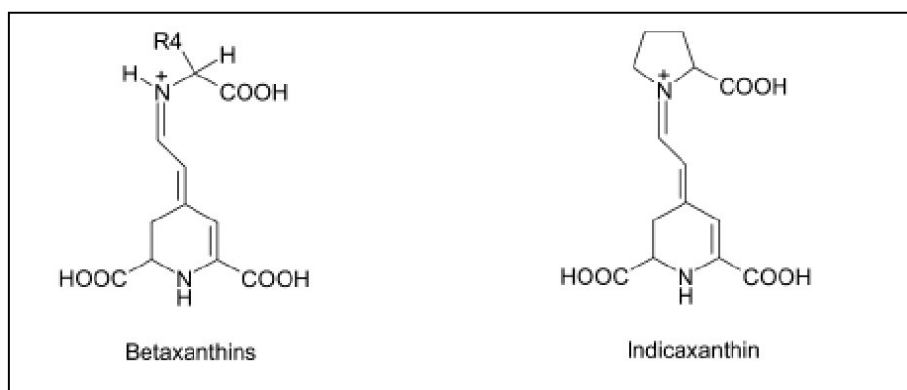


Figura 8. Estructura química de las betaxantinas en *Opuntia ficus – indica* (L.)
Miller³⁸

Las betalaínas podrían ser utilizados potencialmente como colorantes (rojos y amarillos), poseen además actividad antioxidante. Sin embargo, estos pigmentos son inestables frente a factores ambientales como luz, oxígeno, pH y temperatura, entre otros.^{15, 16}

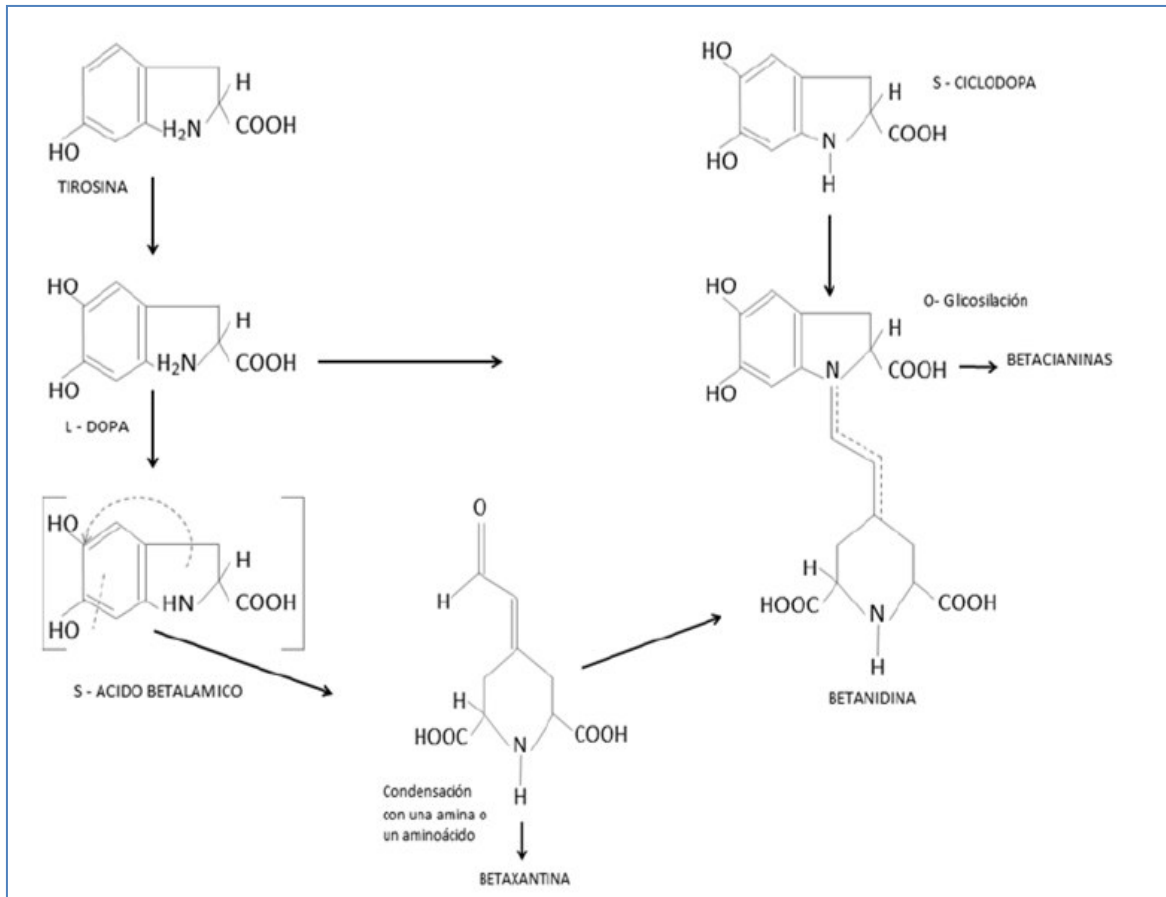


Figura 9. Biosíntesis de las Betalainas⁴

La aplicación de las betalainas se da principalmente en el área de los alimentos, pues son sustitutos de colorantes sintéticos empleándose en la elaboración de gelatinas, confituras, yogurt de fresa, helados de cremas, cocktails de frutas, caramelos y galletas, siendo el más empleado comercialmente, el colorante rojo de remolacha, el cual es aceptado por la Comunidad Económica Europea y E.E.U.U clasificándolos con el código E162 y aditivo 73,40 de la sección CFR 21 de la "*Food and Drugs Administration*" (FDA) respectivamente.³⁹

a) Estabilidad de las betalaínas

Factores que afectan la estabilidad:

La estabilidad es un factor importante a considerar para la utilización de estos pigmentos como colorantes y/o antioxidantes en alimentos.

Se ha establecido que los principales factores que influyen en la estabilidad de las betalaínas son: temperatura, pH, actividad de agua, luz, presencia o ausencia de oxígeno y de metales, acción enzimática, siendo la temperatura el factor más influyente en la degradación de las betalaínas.

- **Temperatura:** La degradación de las betalaínas depende de la temperatura y sigue una cinética de reacción de primer orden, dependiente del pH.¹⁶ Si bien, el color de la betanina se mantiene, se produce un efecto hipsocrómico al desplazar el pico de absorción de 538 a 505 nm, lo que resulta en un color naranja-rojo.¹⁵ La deshidrogenación e hidrólisis de la betanina e isobetanina genera un color amarillo brillante, obteniéndose producto de la hidrólisis el ácido betalámico y ciclodopa-5-O-glucósido.³⁸
- **pH:** las betalaínas son estables en el rango de pH entre 3,5-7, rango en el que se encuentran la mayoría de los alimentos¹⁵, fuera de este rango el color decrece. El pH óptimo para la máxima estabilidad de la betacianina y betaxantina en presencia de oxígeno está entre 5,5-5,8 y entre 5,0-6,0, respectivamente.³⁸
- **Actividad de agua (aw):** Las betalaínas presentan mayor estabilidad en alimentos o sistemas modelo con un bajo contenido de humedad y aw,

debido a que el agua está menos disponible para que ocurran reacciones químicas.¹⁶

- **Luz:** Existe una relación inversa entre la estabilidad de las betalaínas de betarraga y la exposición a la luz. La degradación de betalaínas sigue una cinética de primer orden que es oxígeno dependiente, ya que los efectos de la exposición a la luz son insignificantes bajo condiciones anaerobias.¹⁶
- **Oxígeno:** Las betalainas son severamente afectadas por el oxígeno; la reacción entre betalainas y oxígeno molecular parece ser una de las principales causas de la pérdida del pigmento. Se ha observado que el oxígeno causa un oscurecimiento del producto y la pérdida de la capacidad colorante. La sensibilidad de la betanina al oxígeno sugiere la posibilidad de emplear antioxidantes que mejoren la estabilidad como el ácido ascórbico e isoascórbico.³⁷

2.3 Actividad Antioxidante

Los antioxidantes son nutrientes capaces de neutralizar la acción oxidantes de los radicales libres, sin perder su estabilidad electroquímica. Actúan donando electrones y evitando que los radicales libres los capten de las células. Los antioxidantes utilizados en alimentos, previenen o inhiben el desarrollo de la rancidez o la aparición de otros compuestos de deterioro debido a la oxidación.⁴⁰

El antioxidante al colisionar con el radical libre le cede un electrón oxidándose a su vez y transformándose en un radical libre débil no tóxico y

que en algunos casos como la vitamina E, puede regenerarse a su forma original por la acción de otros antioxidantes.⁴¹

Entre las sustancias antioxidantes se pueden mencionar al ácido lipoico, bilirrubina, bioflavonoides, vitamina E, vitamina C, vitamina A, carotenoides, compuestos fenólicos y flavonoides.⁴²

La actividad antioxidante no puede ser medida directamente, pero puede determinarse por los efectos del compuesto antioxidante en un proceso de oxidación controlada. En la medición de una muestra oxidante, pueden usarse intermediarios o productos finales para valorar la actividad antioxidante. Sánchez y Sotomayor (2015) demostraron el efecto hepatoprotector del zumo de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller frente a la exposición de paracetamol.⁴³

Entre los ensayos de captación de radicales libres, el método del DPPH es el más rápido, simple y de menor costo en comparación con otros modelos. Por otro lado, el ensayo de decoloración ABTS+ se puede aplicar a antioxidantes hidrofílicos y lipofílicos. Por lo anterior, estos dos métodos son los más utilizados.¹⁹

2.4 Colorantes Naturales

El color es un factor que influye bastante en la aceptabilidad de los consumidores, debido al hecho que los consumidores siempre asocian el color de los alimentos con otras cualidades tales como la frescura, madurez y seguridad alimenticia.

“Los colorantes son aditivos que se utilizan para dar color y embellecer los alimentos o sus superficies. Su objetivo es simplemente el de proporcionar

un aspecto agradable a la vista, que llame la atención, que abra el apetito, estimulando así la venta”.⁴⁴

De esta manera a muchos alimentos procesados se les han añadido colorantes alimenticios para hacerlos más deseables puesto que los alimentos para su industrialización pasan por diversas etapas donde la mayoría se someten a tratamientos térmicos, lo que conlleva a que los alimentos generen tonalidades que van desde un ligero amarillo hasta un intenso café, mediante las reacciones de Maillard, de caramelización y en otras ocasiones, los pigmentos que contienen se alteran y cambian de color debido a su inestabilidad o a su degradación, perdiendo su buen aspecto.³⁹

Los colorantes pueden ser de origen natural ó sintético, siendo estos últimos los más utilizados. Sin embargo, las regulaciones oficiales de la Unión Europea y EEUU han restringido el uso de colorantes artificiales debido a sus posibles efectos adversos sobre la salud. Los colorantes sintéticos poseen efectos tóxicos para el ser humano, entre ellos es que pueden conllevar al desarrollo de alergias.¹⁶

En la actualidad existe un creciente interés en el desarrollo, utilización y consumo de colorantes naturales, sin embargo, para su producción industrial, los colorantes naturales se han de extraer del material que los contiene, lo que los hace más caros, menos estables, y con menor poder colorante que sus correspondientes artificiales. Las principales fuentes de estos colorantes son la mayoría de las frutas y vegetales.³⁹

Entre los principales pigmentos están las clorofilas, los carotenoides, las antocianinas, los flavonoides, los taninos y las betalaínas, siendo uno de los más utilizados en la industria éste último grupo de pigmentos.

Se discute la estabilidad de los colorantes naturales, encontrándose que los factores que más la afectan son la temperatura, la luz, el oxígeno y el pH, lo cual limita mucho su aplicación en alimentos. No obstante, la tendencia actual es seguir investigando para sustituir parcial o totalmente los colorantes sintéticos.⁴⁵

2.4.1 Colorantes Alimentarios

El color es la primera sensación que se percibe de un alimento y la que determina el primer juicio sobre su calidad, ya que tiende a veces a modificar subjetivamente otras sensaciones como el sabor y el olor, condicionando el éxito o fracaso de un producto en el mercado.

Según recoge el Real Decreto 2001/1995 de 7 de Diciembre de 1996, se entiende por colorantes alimentarios:⁴⁶

a) Aquellas sustancias que añaden o devuelven color a un alimento e incluyen componentes naturales de sustancias alimenticias y otras fuentes naturales que no son normalmente consumidos como alimentos por sí mismos y no son habitualmente utilizados como ingredientes característicos en alimentación.

b) Los preparados obtenidos a partir de los alimentos y otras materias naturales obtenidas mediante extracción física o química que ocasione una selección de los pigmentos que se usan como componentes nutritivos o aromáticos.

De manera general, los colorantes son adicionados a los alimentos por las siguientes razones:³⁷

- Devolver al producto la apariencia original cuando el color natural ha sido destruido por tratamientos tecnológicos del proceso: tratamientos térmicos, pelados, desecaciones.
- Asegurar uniformidad en tonos, evitando variaciones naturales en la intensidad de los mismos.
- Conservar la identidad y el carácter de los alimentos.
- Como indicador visual de la calidad del producto.

2.4.2 Colorantes Permitidos

En los Estados Unidos de Norteamérica la ley marco de carácter federal que regula todo lo relacionado con la seguridad de los alimentos es la Ley Federal de Alimentos, Drogas y Cosméticos de 1938 (conocida como FDCA). En ella se otorga a la Administración de Alimentos y Medicamentos (FDA) la autoridad legal sobre los alimentos, sus ingredientes incluidos los aditivos y define requisitos de etiquetado. A partir de esta ley marco, se han introducido enmiendas y se han desarrollado diversas regulaciones específicas de aplicación de la ley.⁴⁷

Enmienda sobre aditivos colorantes de 1960:⁴⁷

Aunque los colorantes tienen la consideración de aditivos, al igual que ocurre en la UE, éstos cuentan con un desarrollo legislativo específico, del que destaca la enmienda de 1960. De forma análoga a la enmienda de 1958,

esta enmienda exige que todo colorante que vaya a ser utilizado en alimentación, sea sometido previamente a un proceso de autorización por parte de la FDA.

Contrariamente a lo que sucedió con los aditivos alimenticios, los colorantes que se utilizaban antes de la legislación debieron someterse sin excepción a nuevas evaluaciones para confirmar su seguridad. De los 200 aditivos colorantes listados originalmente, 90 fueron confirmados como seguros y el resto fueron eliminados o retirados por las industrias.

Los colorantes cuyo uso está permitido se clasifican en:

a) Colorantes certificados: son colorantes artificiales y cada lote debe ser comprobado por el fabricante y la FDA para asegurar que cumplen con las especificaciones de pureza necesarias.

Actualmente existen nueve colorantes artificiales certificados cuyo uso en alimentación está aprobado en Estados Unidos. Son los siguientes: FD&C Blue No. 1, FD&C Blue No. 2, FD&C Green No. 3, Orange B, Citrus Red No. 2, FD&C Red No. 3, FD&C Red No. 40, FD&C Yellow No. 5 y FD&C Yellow No. 6.

b) Colorantes exentos de certificación: no requieren la comprobación que se exige a los colorantes certificados y en este grupo se incluyen los pigmentos derivados de fuentes naturales como por ejemplo los vegetales, minerales o animales. Sin embargo, al igual que ocurre con los colorantes certificados, también deben cumplir con sus correspondientes especificaciones de pureza y limitaciones de uso previstos en la

legislación. Un ejemplo de colorante exento de certificación es el color caramelo, producido comercialmente calentando azúcar y otros carbohidratos bajo condiciones controladas, y usado en salsas, bebidas carbonatadas, productos de panadería, etc.

En el Perú dentro de la lista de colorantes permitidos por la Dirección de Autorizaciones Sanitarias, se encuentra la betanina. Así mismo, se cuenta con la Norma Técnica Peruana NTP 209.038.2009, la cual regula el etiquetado de los Alimentos Envasados, y los requisitos que debe cumplir cada aditivo, entre ellos colorantes, acorde con el Codex Alimentario (CODEX STAN 1-1985 Emd. 6:2008).⁴⁸

Tabla 5. Características de la Betanina como colorante admitido para uso en productos farmacéuticos, cosméticos y alimentarios en Perú.

N°	Otras S/N Color Index	Color	Nombre Color Index	Número CAS	Número o Nombre en Comunidad Europea	Código EC	Otros Nombres	Usos	Observ.
219	BETAN	Rojo	No listado	89957-89-1	BEETROOT RED	E162	BEETROOT RED, BETANINA, BETERRAGA.	MED Y COS	Sin restricciones

Fuente: RD 139-2012-DIGEMID-DG-MINSA, 2012⁴⁹

III. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES, REACTIVOS Y EQUIPOS

3.1.1. Materiales

- Balón Kjeldahl de 0.5 L.
- Buretas de 25 mL y 50 mL.
- Crisoles.
- Desecadores.
- Embudo Buchner.
- Embudos de vidrio y plástico.
- Fiolas de 10, 25, 50, 100, 250 y 500mL.
- Matraces de 100, 250 y 500mL.
- Mechero.
- Soporte Universal
- Picetas.
- Mortero
- Pipetas de 1, 2, 5 y 10mL.
- Micropipetas de 100ul, 1000uL.
- Papel filtro WHATMAN® N° 4
- Probetas de 50 y 100mL.
- Placas Petri de 9 cm de diámetro
- Tapas rosca de plástico.
- Botellas de vidrio.

3.1.2. Equipos

- Balanza analítica OHAUS Modelo Pioner TM, escala: 0,1mg – 100g.

- Balanza analítica ELECTRONIC SCALE Modelo YP1003, escala: 0,01g – 100g
- Equipo de Baño María digital, Sensibilidad 1°C, Rango de temperatura de 0 -100°C.
- Equipo de filtración al vacío Marca CPS PRO-SET
- Espectrofotómetro UV Marca GENESIS
- Estufa de secado. Rango: 20 – 200 °C
- Campana extractora.
- Mufla RELES. Rango: 0 – 1500 °C.
- Sistema extracción Soxhlet.
- Termómetro, sensibilidad: 1 °C, escala: -10 – 150 °C.
- Centrífuga, Marca PLC SERIES, Modelo PLC-05, 2000-8000rpm.
- Licuadora Marca Oster.
- Digestor Kjeldahl, Marca Buchi, Modelo K-425.
- Espectrofotómetro UV Marca MERCK, modelo Spectroquant® Pharo 300.
- Espectrofotómetro de Absorción Atómica PERKIN ELMER Modelo 3200.
- Balanza analítica, Marca Sartorius, Modelo CPA2245, capacidad 220 g.
- Potenciómetro METTLER TOLEDO, Modelo MP120 FK, rango de medición 0,00 – 14,00 y resolución 0,01
- Refractómetro Giardina Italy
- Agitador de tubos (vortex), Marca Boeca Germany, Modelo XH-D

3.1.3. Reactivos

- H_2SO_4 q.p
- CuSO_4 p.a.
- K_2SO_4 p.a.
- HCl q.p.
- Cl_3Al
- Solución de NaOH 0,1N
- Solución de NaOH al 40%
- Metanol grado reactivo
- Solución de H_2SO_4 0,1N
- Solución de fenolftaleína 0,1% en etanol p.a.
- Solución de rojo de metilo p.a.
- Solución de Fehling A, B p.a.
- Azul de metileno 1% en etanol p.a
- Éter etílico p.a.
- Glucosa estándar p.a.
- Estándar de Quercetina, Marca MERCK, pureza: 99,9%
- Estándar de Rutina, Marca MERCK, pureza: 99,9%
- 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl Radical Libre, Marca SIGMA-ALDRICH
- 2,6 diclorofenolindofenol Marca SIGMA-ALDRICH
- Estándar de Ácido Ascórbico, Marca SIGMA-ALDRICH
- Estándar de Ácido Gálico, Marca SIGMA-ALDRICH
- Estándar de Betanina, Marca SIGMA-ALDRICH

3.2 MÉTODOS

Este trabajo fue desarrollado en el Laboratorio de Bromatología, Laboratorio de Farmacognosia y Medicina Tradicional, y en el Instituto de Ciencias Farmacéuticas y Recursos Naturales de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

3.2.1 Recolección y transporte de la materia prima

La materia prima se recolectó en el distrito de San Bartolomé, provincia de Huarochirí, departamento de Lima en el mes de julio del año 2015.

3.2.2 Selección y acondicionado de la muestra

Se realizó la selección de la muestra, para lo cual se consideró madurez firme, frutos sanos libres de daños y abolladuras, en seguida se lavó con agua destilada y se secó. Luego se separó la cáscara de la pulpa, realizándose en forma manual utilizando cuchillos de acero inoxidable de buen filo. Para la separación de la cáscara se efectuaron tres cortes, dos de ellos para la separación y eliminación de los extremos, cuidando no incluir pulpa, y un tercero en forma longitudinal de extremo a extremo, por el contorno externo e introduciendo solamente la punta del cuchillo retirando así la pulpa completamente. Se tuvo cuidado de no dejar la pulpa pegada a la cáscara.

Los ensayos del presente trabajo se realizó en muestra fresca y muestra estabilizada. Los ensayos realizados en la muestra fresca fueron: pH, % acidez, vitamina C, humedad, azúcares reductores directos, proteínas y

compuestos bioactivos, asimismo, la obtención del colorante se realizó con muestra fresca.

Para la preparación de la muestra estabilizada, la cáscara fresca de la tuna se cortó con cuchillo en tamaños de 0,5 cm aproximadamente, luego se secó en una estufa con aire circulante a 45 °C hasta obtener un peso constante. La muestra seca se trituró en un molino de cuchillas, luego se guardó en bolsas con cierre ziploc en cantidades de 2 g.

En la muestra estabilizada se realizó la cuantificación de grasas, cenizas, fibra cruda, minerales.

3.2.3. Evaluación organoléptica

Los atributos analizados fueron: color, olor, sabor y aspecto.

Tabla 6. Parámetros de evaluación organoléptica de la materia prima

Características Organolépticas
Color
Olor
Sabor
Aspecto general

3.2.4 Estudio Químico Bromatológico

Se realizó en el laboratorio de Bromatología de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, los estudios realizados fueron:

3.2.4.1 Humedad

Método: Gravimétrico (A.O.A.C.2012)⁵⁰

Fundamento: Pérdida de peso de la muestra por calentamiento en estufa a 105 °C hasta peso constante.

3.2.4.2 Acidez total

Método: Acidez titulable (A.O.A.C. 2012)⁵⁰

Fundamento: Neutralización de la acidez producida por la muestra en dilución acuosa con soda utilizando fenolftaleína como indicador.

3.2.4.3 Proteínas totales

Método: Kjeldahl (A.O.A.C. 2012)⁵⁰

Fundamento: Digestión de la muestra en H₂SO₄ q.p., usando catalizadores, para liberar el nitrógeno de la proteína y retenerlo como sal de amonio. El nitrógeno es liberado en forma de NH₃ en un medio altamente básico, lo cual es destilado y colectado en ácido de normalidad conocida, para su posterior titulación.

3.2.4.4 Cenizas

Método: Calcinación directa (A.O.A.C. 2012)⁵⁰

Fundamento: Destrucción y volatilización de la materia orgánica formando residuos óxidos y sales minerales.

3.2.4.5 Carbohidratos

Método: Matemático (A.O.A.C. 2012) ⁵⁰

Fundamento: Se obtiene por diferencia, restando el 100 % de la suma de proteínas, fibra cruda, extracto etéreo, cenizas y humedad.

3.2.4.6 Azúcares reductores directos y totales

Método: Volumétrico de Lane y Eynon (A.O.A.C. 2012) ⁵⁰

Fundamento: Propiedad de los azúcares de la muestra de reducir el cobre de la solución de Fehling en proporción volumétrica y formación de óxido cuproso en solución alcalina hirviente.

3.2.4.7 pH

Método: Potenciométrico (EGAN H. 1991) ⁵¹

Fundamento: Evaluación de las diferencias de potencial entre un electrodo estándar de Calomel previamente calibrados usando sus sales amortiguadoras.

3.2.4.8 Minerales

a) Sodio, Potasio, Calcio, Magnesio, Zn, Fe, Cu

Método: Absorción Atómica (PERKIN E. 1996 – SKOOG D: 1993) ^{52, 53}

Fundamento: Absorción de la luz producida cuando los iones de una solución se evaporizan en una llama. La muestra en solución es quemada,

las partículas de sal se evaporizan y por disociación del elemento de interés de la muestra, de sus enlaces químicos y su posterior colocación en estado de no excitación, no ionización y mínimo de energía, se producen átomos neutros, siendo en estas condiciones el elemento capaz de absorber radiaciones. Se utiliza lámparas de cátodo hueco. Esta lámpara emite solo el espectro del elemento buscado. La absorción es selectiva, se produce una longitud de onda determinada y sigue la Ley de Lambert y Beer.

c) Fósforo

Método: Espectrofotométrico con Molibdovanadato (A.O.A.C. 2012)⁵⁰

Fundamento: Sustitución de los átomos de oxígeno del radical del fosfato por radicales Oxivanadio y oximolibdeno para dar un compuesto coloreado cuya intensidad se lee a 400 nm.

3.2.4.9 Grasas

Método: Extracción continua en Soxhlet con éter etílico. (A.O.A.C. 2012)⁵⁰

Fundamento: Propiedad de la grasa de solubilizarse en solventes orgánicos, generándose una extracción hasta agotamiento.

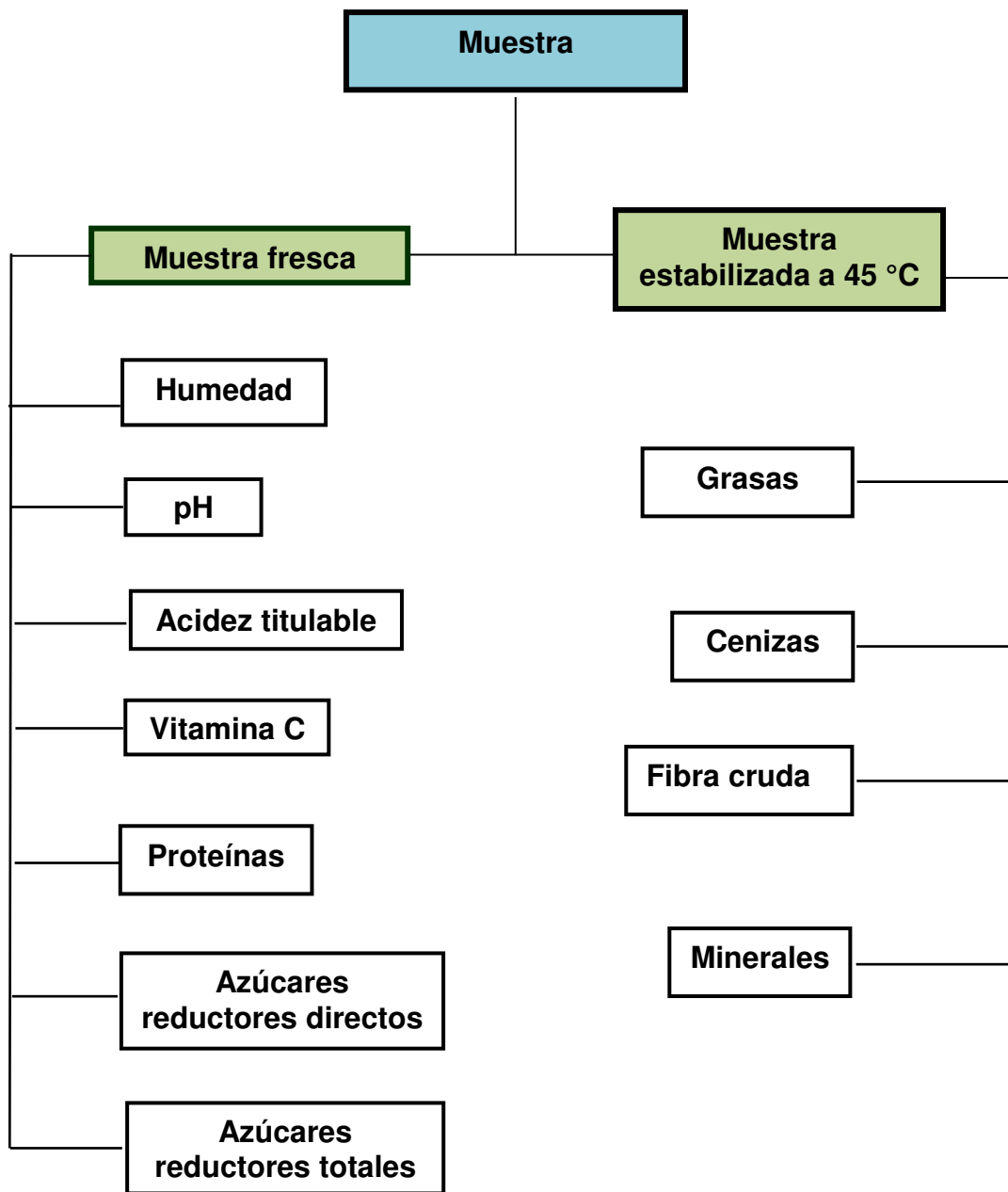


Figura 10. Diagrama para el estudio químico bromatológico de la muestra

3.2.5 Determinación de los compuestos bioactivos

3.2.5.1 *Screening* fitoquímico según Olga Look⁵⁴.

Tabla 7. *Screening* fitoquímico del extracto etanólico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”.

Metabolito	Reactivo
Carbohidratos (azúcares).	R. Molish
Carbohidratos (azúcares).	R. Antrona
Taninos.	R. Cl ₃ Fe
Taninos.	R. Gelatina
Aminoácidos libres y amino grupos.	R. Ninhidrina
Flavonoides, chalconas, auronas. Catequinas e isoflavonas dan negativo.	R. Shinoda
Triterpenoides y esteroides.	R Lieberman - Bouchardat
Naftaquinonas, antronas y antranonas.	R. Bortranger
Alcaloides.	R. Dragendorff

3.2.5.2 **Antocianinas**

Método: pH diferencial.³⁴

Fundamento:

Los pigmentos antocianicos sufren transformaciones estructurales reversibles por el cambio de pH, ello se evidencia en el espectro de absorbancia. La forma oxonio es coloreado y predomina en el pH 1,0; y la forma hemiacetal sin color a pH 4,5.

3.2.5.3 Polifenoles Totales

Método: Folin-Ciocalteu. ⁵⁵

Fundamento:

El reactivo de Folin-Ciocalteu contiene una mezcla de wolframato sódico y molibdato sódico en ácido fosfórico. El ácido fosfomolibdotúngstico (formado por las dos sales en el medio ácido), de color amarillo, es reducido por restos fenólicos, dando lugar a la formación de un complejo de color azul intenso.

3.2.5.4 Flavonoides

Método: Espectrofotométrico para cuantificar flavonoides totales expresados como Quercetina. ⁵⁶

Fundamento:

Se fundamenta en la extracción ácido etanólica de flavonoides.

3.2.5.5 Vitamina C

Método: Volumétrico 2,6 diclorofenolindofenol. (A.O.A.C. 2012)⁵⁰

Fundamento:

La vitamina "C" o ácido ascórbico posee la propiedad de ser altamente reductora, de tal forma que cuando reacciona con colorantes oxidantes como el 2,6 diclorofenolindofenol produce un compuesto incoloro perceptible a simple vista.

3.2.6 Determinación de la Actividad Antioxidante

Método: Radical 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl⁵⁷

Fundamento:

El método se basa en la medición de la capacidad antioxidante para estabilizar el radical DPPH[•] (radical libre inestable debido a la deslocalización de un electrón desapareado). Cuando la solución de 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) reacciona con el sustrato antioxidante que puede donar un átomo de hidrógeno, el color violeta cambia de azul-violeta a amarillo pálido o incoloro. El cambio de color es monitoreado espectrofotométricamente a 517nm. La diferencia de absorbancias, permite obtener el porcentaje de captación de radicales libres.

3.2.7 Obtención de colorante

a) Materia prima

Los frutos de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” se recolectaron en el distrito de San Bartolomé – Chosica, departamento de Lima en el mes de julio del año 2015.

b) Ensayo de conservación del extracto natural.

Previamente a la elaboración del colorante, y teniendo en cuenta que las betalaínas son inestables frente a variaciones de pH y temperatura, se realizó ensayos al extracto acuoso al 10% de muestra (p/v). Para cada temperatura se realizó la conservación a diferentes pH, realizándose en total 3 ensayos a temperatura ambiente y 3 en refrigeración (2°C - 8°C).

Tabla 8. Ensayos para definir los valores de T° y pH para la conservación del colorante de cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

Temperatura	pH
T° Ambiente	3 - 4
	4 - 5
	5 - 6
Refrigeración (2°C - 8°C)	3 - 4
	4 - 5
	5 - 6

c) Obtención del colorante

Se lavó los frutos y se separó la cáscara de la pulpa, realizándose en forma manual con ayuda de cuchillos de acero inoxidable de buen filo. Para la separación de la cáscara se efectuaron tres cortes, dos de ellos para la separación y eliminación de los extremos, cuidando no incluir pulpa, y un tercero en forma longitudinal de extremo a extremo, por el contorno externo e introduciendo solamente la punta del cuchillo retirando así la pulpa completamente.

Las cáscaras obtenidas se pasaron a través de una licuadora provista de cuchillas de acero inoxidable Marca Oster, y de este homogenizado se pesó 100 g de muestra en un beacker y se realizó la extracción sucesiva en tres tiempos con un total de 200 mL de agua destilada, ajustando en cada tiempo el pH entre 5 y 6 con ácido ascórbico y citrato de sodio. Se filtró primero con

un tamiz de malla N°40 y luego con papel filtro lento al vacío. Luego se envasó en frasco de vidrio, se pasteurizó el extracto a 85°C por 10 minutos y se almacenó en refrigeración (2°C – 8°C) protegido de la luz hasta el momento de su uso para el ensayo y aplicación.

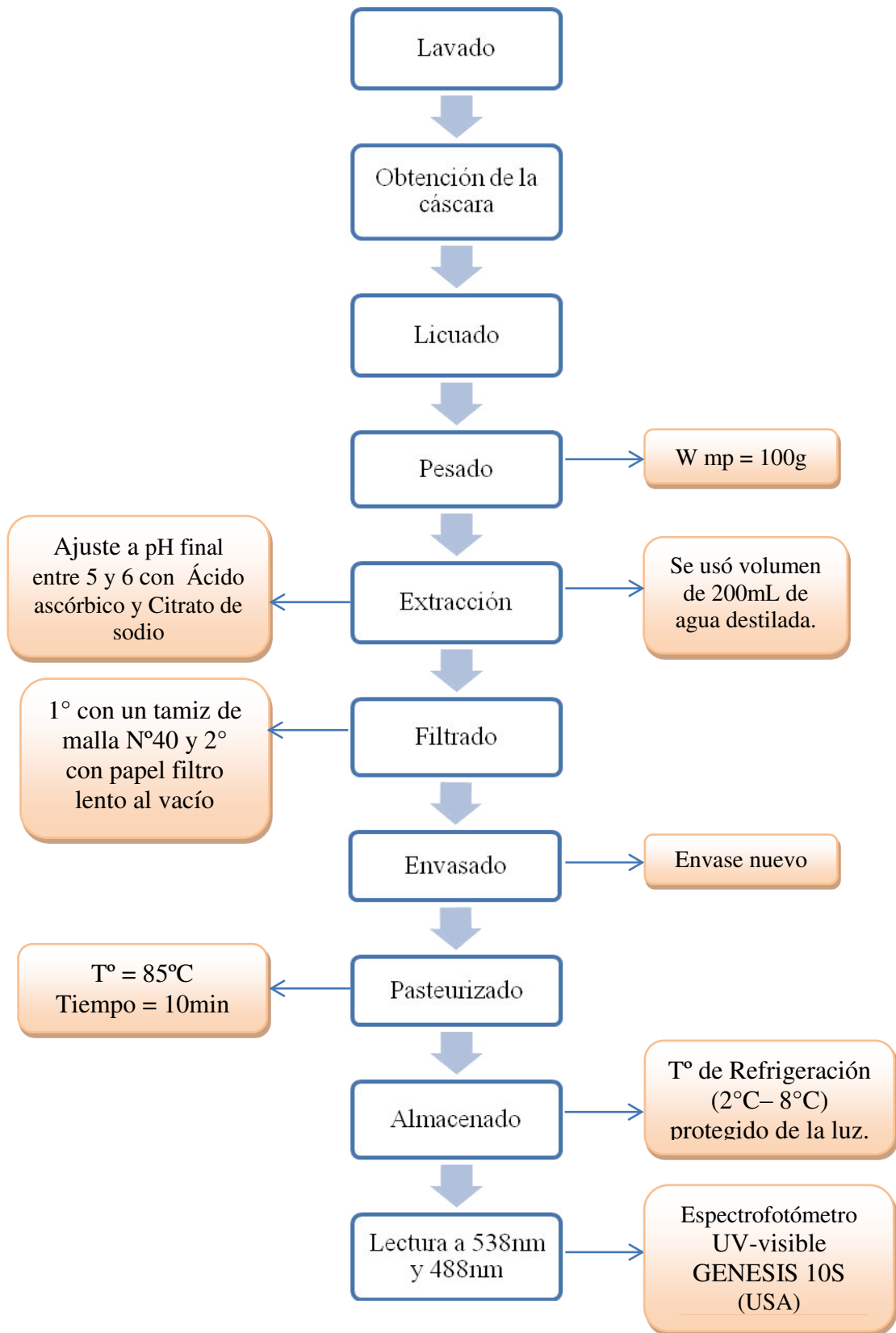


Figura 11. Diagrama de obtención del colorante natural de cáscara de tuna.

d) Determinación de los espectros de absorción:

Con el propósito de cuantificar los pigmentos de la cáscara de *Opuntia ficus* – *indica* (L.) Miller “tuna”, se determinaron los espectros de absorción a 538 nm y 488 nm para betaninas y betaxantinas respectivamente, utilizando un espectrofotómetro UV-visible GENESIS 10S (USA) con celdas de cuarzo de un centímetro de paso óptico.

Se realizó la dilución necesaria de la muestra para la respectiva cuantificación.

e) Cromatografía en capa fina (TLC)

Con la finalidad de conocer la cantidad de pigmentos presentes en el colorante obtenido, se realizó la separación mediante cromatografía en capa fina. Se tomaron 210 uL del extracto acuoso de tuna, los cuales fueron aplicados por medio de capilares en papel filtro lento de 12x20 cm.

También se realizó otra cromatografía en Celulosa F y se compararon los colores con un extracto de *Beta vulgaris* (betarraga) obtenido mediante extrusión. (Ver anexos).

Tabla 9. Sistemas de disolventes empleados para la separación del pigmento rojo de tuna por cromatografía en capa fina (TLC)³⁷

Solventes	%
Isopropanol	20
Etanol	35
Agua destilada	40
Ácido acético	5

f) Aplicación del colorante en yogurt

Se realizó un ensayo de aplicación de colorante de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” en yogurt natural en donde se evaluó las características organolépticas: color, olor, sabor y aspecto durante 5 días.

Para lo cual se preparó el yogurt en proporción de 1: 10, colorante y yogurt natural.

IV. RESULTADOS

Tabla 10. Composición Químico Bromatológico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”, en muestra fresca y muestra seca.

DESCRIPCIÓN	Muestra fresca	Muestra seca
Humedad (g%)	88,46	--
pH	5,7	--
Proteínas totales (g%)	1,08	--
Grasas (g%)	0,19	1,51
Carbohidratos (g%)	9,28	--
Cenizas (g%)	0,99	--
Fibra cruda (g%)	0,22	1,69
Acidez titulable *	0.053	--
A.R.D. (g/% glucosa) * *	2,40	--
A.R.T. (g/% glucosa) * * *	3,11	--
Energía total (Kcal/100g de muestra)	43,15	--

* En forma de ácido cítrico

** A.R.D: Azúcares reductores directos

* * * A.R.T: Azúcares reductores totales

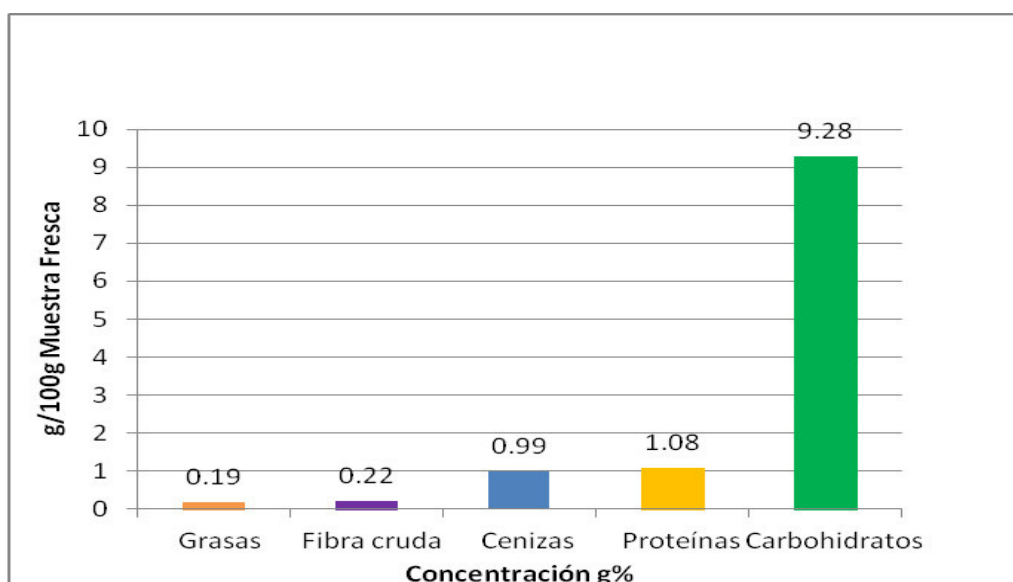


Figura 12. Composición química bromatológica de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”, en muestra fresca.

Como se evidenció en la **Figura 12** la muestra fresca de cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” posee un alto contenido de carbohidratos y un bajo contenido de grasas, asimismo las proteínas se encuentran en mínima concentración.

Tabla 11. Concentración de los principales minerales de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”, en muestra fresca y extracto seco

Descripción	Muestra fresca (mg%)	Muestra seca (mg%)
Na	31,89	276,34
P	31,89	276,34
Mg	127,56	1105,37
Ca	605,91	5250,52
K	1052,36	9116,12
Fe	0,32	2,77
Cu	0,67	5,81
Zn	1,10	9,53

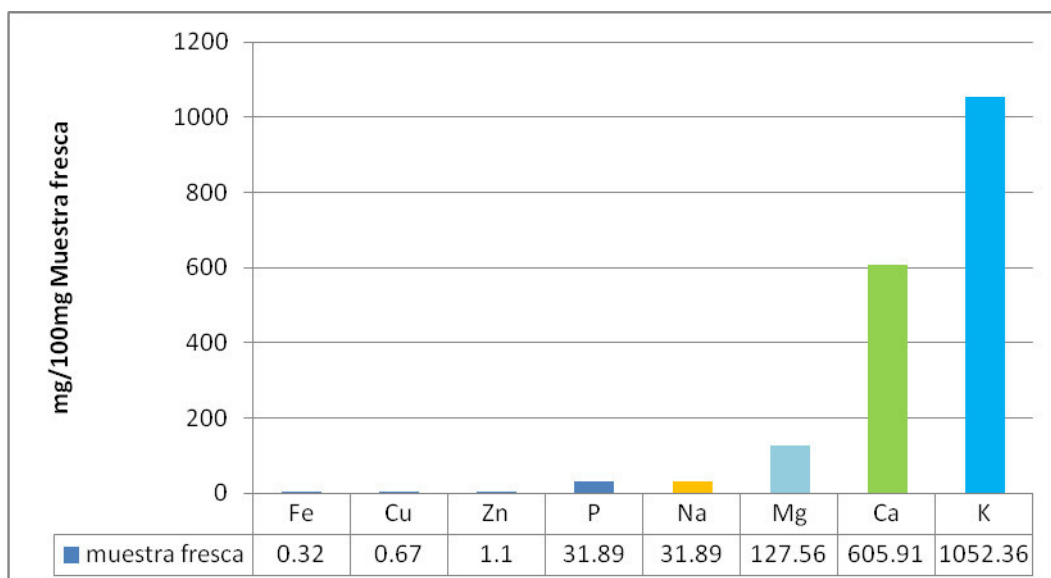


Figura 13. Comparación de la composición de minerales de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” en muestra fresca.

Se observó en la **Figura 13** la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller, en referencia a los macroelementos posee un alto contenido de potasio, seguido por calcio, mientras los micronutrientes se encuentran en bajas concentración.

Tabla 12. Ensayos de solubilidad del extracto etanólico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

Nº	Solvente	Solubilidad
1	Etanol 96°	++++
2	Etanol 70°	++
3	Metanol	++
4	Agua destilada	+
5	n-Hexano	-
6	Cloroformo	-

Se evidenció en la **Tabla 12** que el extracto et tiene mayor solubilidad en etanol 96°, mientras en cloroformo ni n-hexano no se disuelve.

Tabla 13. *Screening* fitoquímico del extracto etanólico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

Metabolito	Reactivo	Resultado
Carbohidratos (azúcares).	R. Molish	+++
Carbohidratos (azúcares).	R. Antrona	+++
Alcaloides.	R. Dragendorff	+++
Aminoácidos libres y amino grupos.	R. Ninhidrina	++
Taninos.	R. Cl ₃ Fe	+
Triterpenoides y esteroides.	R Lieberman - Bouchardat	+
Flavonoides, chalconas, auronas. Catequinas e isoflavonas dan negativo.	R. Shinoda	-
Naftaquinonas, antronas y antranonas.	R. Bortranger	-
Taninos.	R. Gelatina	-

Leyenda:

+++ Abundante

++ Moderado

+ Leve

(-) Ausencia

Tabla 14. Concentración de los compuestos bioactivos de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”, en extracto seco

Descripción	Valores
Polifenoles Totales*	132.89mg%
Vitamina C	27.08mg%
Flavonoides Totales**	33.45mg%
Antocianinas	N.D

N.D: No detectable con el método utilizado de pH diferencial

(*)Expresados como Ácido gálico

(**)Expresados como Quercetina

Tabla 15. Actividad Antioxidante del extracto etanólico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”, realizado con método del Radical 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl

Muestra	Código	Concentración µg/mL	% Capacidad Antioxidante	IC 50 (µg/mL)
Cáscara de <i>Opuntia ficus</i> (tuna) 2400µg/mL	A	600	80,03	417,125
	B	500	70,51	
	C	400	59,31	
	D	300	48,12	
	E	200	34,59	

El IC50 de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” representa una capacidad antioxidante de 0,901µg/mL equivalentes a estándar de Trolox.

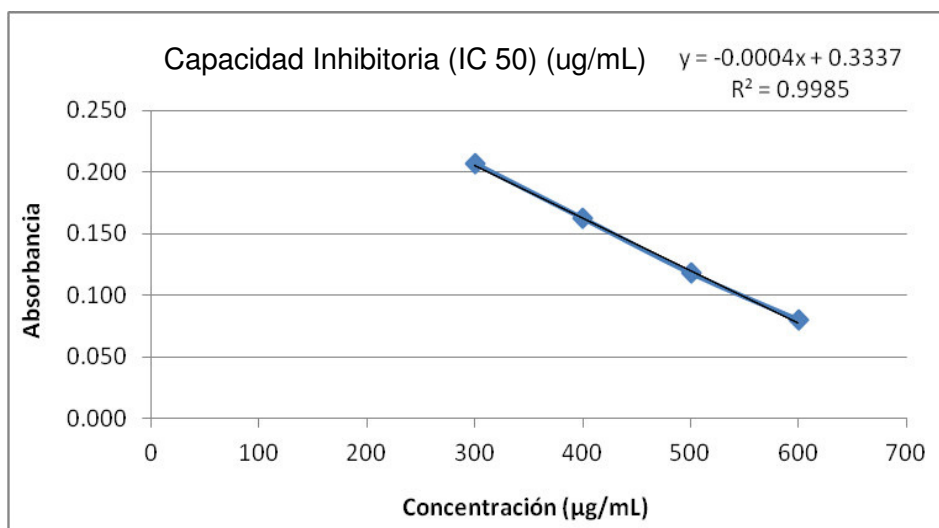


Figura 14. Comparación de la actividad antioxidante del extracto etanólico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” a diferentes concentraciones.

Como se observó en la **Figura 14** hubo una mayor capacidad antioxidante a una concentración de 600ug/mL.

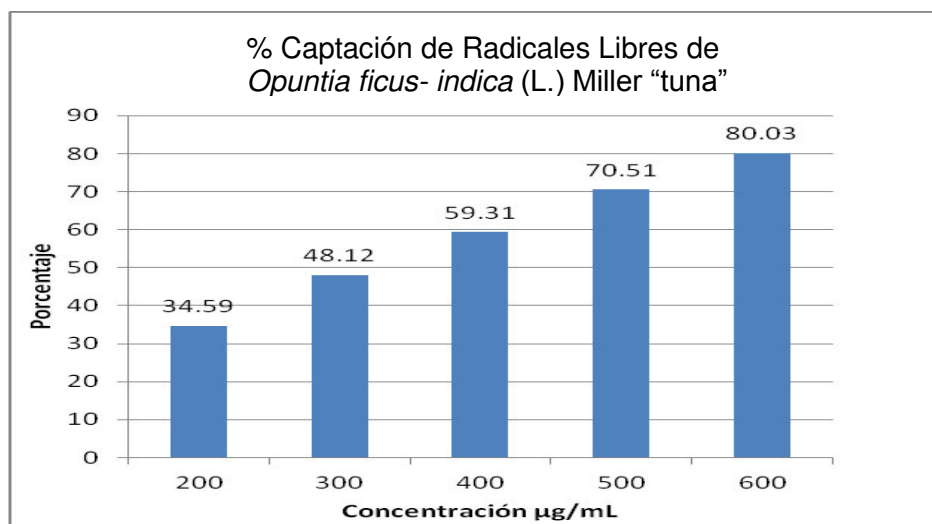


Figura 15. Comparación de la capacidad de captación de radicales libres del extracto etanólico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” a diferentes concentraciones.

Como se evidencia en la **Figura 15** el extracto etanólico de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” mostró un mejor resultado con una concentración de 600 ug/mL.

4.1.4 Obtención de colorante

Tabla 16. Evaluación Organoléptica de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

Características	Resultado
Color	Parte externa verde, interior rojo oscuro
Olor	Característico al fruto
Sabor	Ligeramente dulce
Aspecto	Fibroso

Tabla 17. Evaluación Físico química de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

Características	Resultados
pH	5,7
Grados Brix	8,5
Acidez titulable	0,054

Tabla 18. Ensayos para definir los valores de T° y pH para la conservación del colorante de cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” mediante la lectura de absorbancias a 538nm (betacianinas)

Extracto acuoso al 10% (p/v)			
pH	Temperatura		Coloración observada
	T° Refrigeración (2°C - 8°C)	T° Ambiente	
3 - 4	0,151	0,135	amarillo
4 -5	0,246	0,233	anaranjada
5 - 6	0,323	0,285	rojo

De acuerdo a las lecturas de absorbancia mostradas en la **Tabla 18**, las condiciones óptimas de T° y pH para la conservación del colorante de cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” son pH entre 5 y 6, y temperatura de refrigeración (2°C - 8°C).

Tabla 19. Condiciones para la obtención del colorante de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

Parámetros	Valores
Agua destilada	200 mL
Tiempo de homogenizado	2 minutos
Citrato de sodio	9,089 g
Ácido Ascórbico	2,0 g
pH Final	5,8
T° de pasteurización	85°C
Tiempo de pasteurización	10 minutos
Ciclo de extracción	3 horas

Como se muestra en la **Tabla 19**, para 200 mL de agua destilada y 100 g de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” se obtuvo 236 mL de colorante natural.

Tabla 20. Cuantificación de Betalaínas en el colorante de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

	Betalaínas	Betaxantina (color: amarillo)	Betacianina (color: rojo)
Colorante (1:2)(p/v)	Absorbancia	488nm	538nm
	Concentración	378mg/L	637mg/L

En la **Tabla 20** se muestran los valores obtenidos en las lecturas en espectrofotómetro UV-visible GENESIS 10S realizados a soluciones diluidas del extracto acuoso de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”.

Tabla 21. Cromatografía en capa fina del colorante de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”

Cromatografía	
Fase móvil	2-propanol : etanol : agua : ácido acético (20 : 35 : 40 : 5)
Fase estacionaria	Papel filtro Watman N°1
Frente de solvente	10,2 cm
Revelador	Luz visible

Tabla 22. Ensayos de aplicación de colorante de la cáscara de *Opuntia ficus*
 – *indica* (L.) Miller “tuna” en yogurt natural

Características organolépticas	Día				
	1°	2°	3°	4°	5°
Color	rosado	rosado	rosado	rosado	Ligeramente rosado
Olor	característico de yogurt	característico de yogurt	característico de yogurt	Olor a diacetilo	Olor a diacetilo
Sabor	ácido	ácido	ácido	ácido	ácido
Aspecto	homogéneo	homogéneo	homogéneo	se separa en 2 fases	se separa en 2 fases

V. DISCUSIÓN

El valor encontrado del contenido de agua en la cáscara de la *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 88,46 % (**Tabla 10**). Es un valor cercano muy cercano al valor encontrado en un estudio realizado al fruto completo (pulpa, cáscara y semillas) en Algeria por Salim y col.⁵, el cual mostró que la cáscara tenía una humedad de 90,33%; y mayor al reportado por El-Said y col. (80,17% ± 0,93)⁵⁹. La escasa diferencia se debe a que se tratan de muestras diferentes, además tiene implicancia los diferentes tipos de climas, suelos, cantidad de precipitaciones y las temporadas de recolección. Existen estudios similares realizados en la pulpa de la tuna, la Gerencia Regional Agraria La Libertad reportó valores entre 85 y 90% de humedad⁸; en 2006 la FAO reportó valores entre 83,8 – 91,0 %³; Sáenz y Sepúlveda reportaron 83,8 – 85,98 %³ y en 2008 Repo de Carrasco y col reportaron entre 78,4 – 81,7 % de humedad⁵⁸. Como se observan los valores obtenidos en los diferentes estudios son cercanos al valor encontrado, aun tratándose de las diferentes partes de la tuna, que para nuestro caso fue la cáscara.

La proteína encontrada en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 1,08% (**Tabla 10**), que es ligeramente mayor al obtenido en cáscara por El-Said y col. (0,90% ± 0,03)⁵⁹, y es ligeramente menor al obtenido por Salim y col. (1,45% ± 0,08)⁵; esta diferencia se debe a que en este último estudio se cuantificó en el fruto completo de la tuna. Otros valores de proteínas encontrados en la pulpa fueron: Gerencia Regional Agraria La Libertad (Perú) reportó valores entre 0,75 y 5,41% (Perú)⁸, la FAO (0,21 – 1,6 %)³, Sáenz y Sepúlveda (0,38 – 0,82 %)³, y Repo de Carrasco y col. (0,9 – 1,9 %)⁵⁸.

El contenido de grasa encontrado en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 0,19% (**Tabla 10**), el cual es mucho menor al obtenido por Salim y col.⁵ quien reportó 1,06% ± 0,08 en la cáscara, y al obtenido por El-Said y col. (1,69% ± 0,13)⁵⁹. Otros estudios realizados muestran valores similares para la pulpa como la Gerencia Regional Agraria La Libertad quienes reportaron valores entre 0,12 – 0,25% (Perú 2009)⁸, la FAO (0,09 – 0,7%)³ y Repo de Carrasco y col. (0,9 – 1,9 %) (Perú)⁵⁸; sin embargo, Sáenz y Sepúlveda muestran valores inferiores a los anteriores (0,02 – 0,09%)³. Las diferencias en los valores se deben a las distintas condiciones ambientales de los lugares de muestra utilizados en los diferentes estudios.

La fibra cruda obtenida en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 0,22% en muestra fresca (**Tabla 10**), que es menor al obtenido por El-Said y col. (0,96% ± 0,06)⁵⁹. En el Manual Técnico del cultivo de *Opuntia ficus - indica* de la Gerencia Regional Agraria de La Libertad⁸ muestran los valores del análisis bromatológico de la pulpa del fruto de la tuna, encontrándose 0,02% de fibra cruda.

El contenido de cenizas encontrado en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 0,99% (**Tabla 10**), es un valor menor al reportado en la cáscara por Salim y col. (3,05% ± 0,15)⁵, y menor al valor de El-Said y col. (1,60% ± 0,02)⁵⁹. Y es mayor que lo reportado por otros estudios en pulpa como: la Gerencia Regional Agraria La Libertad (0,25 – 0,44%)⁸, la FAO (0,44 – 0,51 %)³, Sáenz y Sepúlveda (0,26 – 0,44%)³, y Repo de Carrasco y col. (0,4 – 0,5 %) (Perú)⁵⁸.

El contenido de carbohidratos hallados en la muestra fresca fue de 9,28 % (**Tabla 10**), lo cual vendría a ser uno de los componentes que se encuentra

en mayor porcentaje, dicho valor se encuentra por debajo de los valores reportados en la pulpa por: Repo de Carrasco y col. reportaron 16,3 – 20,2%⁵⁸, la Gerencia Regional Agraria La Libertad (Perú-2009) reportó 19%⁸, la FAO (8.1-14.06%) (2006)³, Sáenz y Sepúlveda (13.25-14.8%)³, y Huaranga (2014) muestra un valor de 14,66%⁴.

De los minerales obtenidos (**Tabla 11**), se encuentran en mayor cantidad: Potasio 1052,36 mg%, Calcio 605,91 mg%, Magnesio 127,56 mg%, Fósforo 31,89 mg% y Sodio 31,89 mg%.

El contenido de fósforo obtenido fue de 31,89mg% en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”, este valor se encuentra dentro de los valores reportados por la FAO en pulpa de tuna provenientes de diferentes países (4,9 – 32,8 mg%)³, sin embargo, son menores que los reportados en pulpa de tuna por Repo de Carrasco y col. (251,3 – 332 mg%) en tres distintas variedad de tuna roja (286 mg%)⁵⁸.

Los valores de Na (32 mg%), Ca (606 mg%) y Mg (128 mg%) encontrados en la cáscara, en este estudio, son mucho mayores que los valores reportados en la cáscara por Salim y col. 1,1 mg%, 15,7 mg% y 15,2 mg % respectivamente⁵; de igual manera ocurre con los valores reportados para la pulpa por la FAO los cuales fueron de 0,5 – 0,95 mg%, 12,8 – 35,8 mg% y 11,5 – 98,4 mg% respectivamente³.

El contenido de Calcio (606 mg%) encontrado, es importante ya que se encuentra muy cercano a los requerimientos diarios necesarios (800 a 1200 mg por día)^{60, 61}, esta cantidad se puede cubrir consumiendo más de 200g de la cáscara fresca en un producto derivado.

Los valores de Zinc (1,10 mg%) y el hierro (0,32 mg%) encontrados son mínimas; sin embargo, estos minerales a pesar de encontrarse en pequeñas cantidades constituyen valores importantes en comparación a las cantidades requeridas diarias: hierro (5 – 28 mg%) y el Zinc (10 – 20 mg%)^{61, 62}.

El contenido de cobre (0,67 mg%) hallado en la muestra no llega a cubrir las necesidades requeridas (2.0 mg%), sin embargo, constituye un valor importante en el consumo diario.

El contenido de vitamina C (27.08mg%) hallado en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” (**Tabla 14**) es menor al reportado por El-Said y col. que fue de $59,82 \pm 0,64\text{mg}\%$ ⁵⁹. Estos valores superan los valores reportados en la pulpa de *Opuntia ficus – indica* proveniente de Ayacucho por Repo de Carrasco y col ($22,75 \pm 0,6 \text{ mg}\%$)⁵⁸. De igual manera, el valor obtenido es superior a los reportados en pulpa de tuna proveniente de diferentes países por la FAO ($20,0 - 24,1\text{mg}\%$)³, también es superior al reportado por Figueroa y col. $5,31 - 25,0\text{mg}\%$ quienes trabajaron con 12 cultivos de *Opuntia spp*⁶³, y finalmente son mucho mayores que los reportados por Stintzing y col. en jugo de pulpa de tuna variedad roja ($6,79 \pm 1,65 \text{ mg}\%$) y en la variedad morada ($9,54 \pm 0,06 \text{ mg}\%$)⁶⁴. Considerando estos estudios realizados en la pulpa se puede plantear que la cáscara contiene mayor cantidad de vitamina C.

La capacidad antioxidante de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” expresada como IC50 fue de $0,901\text{ug/mL EqTrolox}$ (**Tabla 15**), este valor está muy debajo del valor obtenido en pulpa por Mabrouki y col. ($0,00863 \text{ ug/mL}$)⁶⁵, esto podría deberse al tipo de extracción de los componentes antioxidantes, ya que ellos trabajaron con extracto metanólico,

mientras que en este estudio se trabajó con extracto etanólico. Adicionalmente, es menor al reportado por Stintzing y col. (2005) en jugo de pulpa de tuna variedad roja (0,00093 ug/mL) y en la variedad morada 0,00125 ug/mL ⁶⁴.

El contenido de polifenoles totales encontrados en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 132,89 mg EAG /100g muestra (equivalentes a estándar de Ácido Gálico) (**Tabla 14**). Mabrouki y col. reportaron un valor de 54.33 ± 2.51 mg EAG /100 g de extracto metanólico de pulpa⁶⁵ (equivalentes a estándar Ácido Gálico), mientras que Albay y col. reportaron una concentración inicial de 65,6 mg EAG/100 mL de jugo de pulpa⁶⁶ (equivalentes a estándar Ácido Gálico). Se plantean éstas referencias para tener la cantidad de polifenoles en la tuna. No se puede hacer una comparación ya que se trata de diferentes muestras.

El contenido de flavonoides totales encontrados en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 33,45 mg EQ / 100g muestra (equivalentes a estándar de Quercetina) (**Tabla 14**). Mabrouki y col. reportaron un valor de 22,47 ± 2,1mg ER/100g de extracto metanólico de pulpa⁶⁵ (equivalentes a estándar de Rutina). La diferencia podría deberse al tipo de muestra, método de extracción, método de cuantificación, Mabrouki utilizó la determinación basado en la formación del complejo flavonoide-aluminio⁶⁵, mientras que en este trabajo se fundamenta en la extracción ácido etanólica⁵⁶.

Las antocianinas no han sido detectadas con el método de análisis utilizado (**Tabla 14**), lo que confirmaría lo mencionado por Azeredo¹⁵ quien indica que las antocianinas y betalainas son mutuamente excluyentes^{17, 35, 46, 67}.

Previamente a la obtención del colorante a partir de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna”, se realizó la evaluación organoléptica (**Tabla 16**) y fisicoquímica de la muestra (**Tabla 17**). Para la obtención del colorante mediante extracción acuosa, ya que las betalaínas son altamente solubles en agua pero muy inestables frente a la temperatura y al pH¹⁵, se realizaron 3 ensayos previos para definir condiciones de temperatura y pH (**Tabla 18**), y se llegó a la conclusión de que el mejor ensayo fue: temperatura de refrigeración (2°C - 8°C) y pH 5.8. Adicionalmente, hubo la necesidad de utilizar ácido ascórbico y citrato de sodio para conseguir el pH deseado, ya que el color tendía a decaer con facilidad, por lo que el ácido ascórbico ayudó a mantener el color.

El cuarto ensayo realizado fue el de tratamiento térmico (85°C durante 10 minutos), este ensayo fue necesario realizar para alargar la vida útil del producto, en el cual el producto conserva sus características organolépticas.

El tratamiento térmico, muchas veces, no es suficiente para eliminar o evitar el crecimiento de los microorganismos ya que sería necesario realizar el tratamiento a altas temperaturas; sin embargo, sustancias como los pigmentos naturales no soportan estos tratamientos siendo afectados en sus características organolépticas o en la naturaleza de sus componentes ^{68,}
⁶⁹ .

El fruto tiene 40% de rendimiento en cáscara, lo cual indica que se elimina un buen porcentaje del fruto, por lo cual constituye un excelente desecho que se puede aprovechar como materia prima para la obtención de colorantes naturales y otros productos derivados.

Debido a que los colorantes naturales son susceptibles a alteraciones a temperaturas altas y la presencia de la luz; el producto obtenido se almacenó entre 2 °C - 8 °C, y protegido de la luz.

No existen estudios de uso exclusivo de cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” en la elaboración de colorantes naturales; sin embargo, Yanchapanta obtuvo un colorante natural de betalaínas a partir de remolacha (*Beta vulgaris*) considerada materia prima por excelencia⁷⁰, Franco obtuvo un colorante a partir de la pulpa de jiotilla (*Escontria chiotilla*)³⁷, y otros autores han realizado la caracterización de la betalainas. Es necesario continuar con los estudios para determinar las formas de aprovechamiento de este subproducto que se genera como consecuencia del consumo de tuna.

El contenido de betaxantinas (378 mg/L) y betacianinas (637 mg/L) presentes en el colorante natural de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” (**Tabla 20**), es mayor a los valores reportados en pulpa de variedad roja por Repo de Carrasco y col (68,95 mg/L) como betalainas totales⁵⁸, Stintzing y col. (120mg/L y 67mg/L) de betacianinas y betaxantinas respectivamente; y Ramirez y col. 20,62 mg/100 g betacianinas y 14,67 mg/100g betaxantinas en la variedad roja⁷¹. Estas diferencias se deben a que se han realizado en diferentes partes de la tuna y además se tratan de diferentes muestras.

En la cromatografía en capa fina realizado al colorante de la tuna se observó la presencia de tres colores, dos de los cuales corresponden a las betalaínas según la comparación con el extracto de betarraga. El color rojo corresponde a las betacianinas, el amarillo a las betaxantinas, y el color

anaranjado a posibles carotenoides y xantófilas. Franco y col. realizó la caracterización en colorante en jiotilla (*Escontria chiotilla*) encontrando dos colores marcados, color amarillo y rojo que corresponden a betaxantinas y betaninas respectivamente, lo cual comparó con extracto de betarraga³⁷. Se realiza esta comparación puesto que la especie estudiada pertenece a la misma familia de la tuna.

En la aplicación de colorante en yogurt se obtuvo buenos resultados, con buenas características organolépticas, conservándose el producto en condiciones óptimas durante 3 días a temperatura ambiente. A pesar que el yogurt se alteró físicamente, el colorante mantiene su color inicial visualmente, aún bajo cambios de temperatura. En tal sentido es una buena alternativa para su uso en alimentos ácidos.

VI. CONCLUSIONES

1. La muestra fresca de cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller contiene 1,08 g% de proteína, 0,19 g% de grasa, 2,40 g%, de azúcares reductores directos y 3,11 g% de azúcares reductores totales y 27,08 mg % de vitamina C. Los minerales que se encuentran en mayor cantidad en la muestra fresca del fruto de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller son: potasio 1052,36 mg%, calcio 605,91 mg%, magnesio 127,56 mg%, fósforo 31,89 mg% y sodio 31,89 mg%.
2. El contenido de compuestos bioactivos encontrados en la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue 132,89 mg EAG /100g muestra de polifenoles totales, 33,45 mg EQ /100g muestra de flavonoides totales (equivalentes a estándar de Quercetina), y 27,08mg% de vitamina C. El contenido de betaxantinas y betacianinas fue de 378 mg/L y 637 mg/L respectivamente. Las antocianinas no fueron detectadas con el método utilizado.
3. La capacidad de inhibición del 50% de radicales libres (IC50) de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” fue de 417,125 ug/mL y su capacidad antioxidante fue de 0,901ug/mL EqTrolox.
4. El colorante natural obtenido de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller “tuna” tiene un color rojo intenso, pH de 5,8. Tiene tres pigmentos rojo (betacianinas), amarillo (betaxantinas) y aranjando (carotenoides y xantofilas).

VII. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda realizar estudios de obtención de los diferentes derivados a partir de la cáscara de tuna como: mermeladas, conservas, y bebidas ácidas (yogurt).
2. Así mismo se sugiere realizar estudios de determinación y cuantificación de pectina y mucílagos en la cáscara de tuna.
3. Difundir las propiedades nutricionales y alimenticias de la cáscara de *Opuntia ficus – indica* (L.) Miller a los pobladores de provincia Huarochirí.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Rengifo PG. Caracterización del aceite de la semilla de palta *Persea americana* Mill. Var. Hass fuerte y medición de su actividad antioxidante [tesis doctoral]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Farmacia y Bioquímica; 2014.
2. Universidad Nacional de Educación Enrique Guzmán y Valle La Cantuta. Proyectos educativos-productivos e industrialización de la tuna (*Opuntia ficus*) como estrategia en la enseñanza de la educación en industria alimentaria y nutrición en la fan y en la comunidad de San Bartolomé 2010. 2010; 1 – 185.
3. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación – FAO. Utilización agroindustrial del nopal. Boletín de servicios agrícolas de la FAO 162. 2006; 1 – 97.
4. Huaranga M. Evaluación de betaninas y actividad antioxidante en pulpa concentrada de tuna (*Opuntia ficus indica*) ecotipo morado [tesis]. Huancayo: Universidad Nacional del Centro del Perú. Facultad de Ciencias Aplicadas; 2014.
5. Salim N, Abbelwaheb C, Rabah C, Ahcene B. Chemical composition of *Opuntia ficus-indica* (L.) fruit. Afr. J. Biotechnol. 2009; 8(8): 1623 – 1624.
6. Cerezal P, Duarte G. Utilización de cáscaras en la elaboración de productos concentrados de tuna (*Opuntia ficus-índica* (L.) Miller) [monografía en internet]. Antofagasta: Universidad de Antofagasta. Facultad de Recursos del Mar; 2005 [acceso 10 de enero de 2016]. Disponible en: http://www.jpacd.org/downloads/vol7/v7_4.pdf

7. Lozada MA. Extracción caracterización reológica de polisacáridos tipo pectina de la cáscara de y tuna (*Opuntia spp.*) [tesis]. Hidalgo: Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Instituto de Ciencias Agropecuarias. 2007.
8. Gerencia Regional Agraria La Libertad. Cultivo de tuna (*Opuntia ficus indica*). Trujillo; 2009.
9. Casilla ME. Asistencia técnica dirigida en el manejo post cosecha de cochinilla. Tacna: Agrobanco; 2012. Guía Técnica.
10. Ostolaza C. Todos los cactus del Perú. 1^a ed. Lima: Franco EIRL; 2014.
11. Sumaya T, Suárez T, Cruz NS, Alanís E, Sampedro J. Innovación de productos de alto valor agregado a partir de la tuna mexicana. Revista mexicana de agronegocios. 2010; 27: 435 – 441.
12. Anuario de Producción Agrícola 2014. Sistema Integrado de Estadísticas Agrarias. Ministerio de Agricultura y Riego, 2014. Lima, Perú. [acceso 19 de abril de 2016]. Disponible en: <http://siea.minag.gob.pe/siea/?q=produccion-agricola>
13. Mendez S.J, García J. 2006. La Tuna: Producción y diversidad. CONABIO. Biodiversitas 68:1-5 [acceso 10 de enero de 2016]. Disponible en: <http://www.biodiversidad.gob.mx/Biodiversitas/Articulos/biodiv68art1.pdf>
14. Sarbojeet J. Nutraceutical and functional properties of cactus pear (*Opuntia spp.*) and its utilization for food applications. Journal of Engineering Research and Studies. 2012; 3(2): 60-66.

15. Azeredo HM. Betalains: properties, sources, applications, and stability – a review *Int J Food Sci Technol*. 2009; 44: 2365 – 2376.
16. Vergara MC. Extracción y estabilización de betalaínas de tuna púrpura (*Opuntia ficus-indica*) mediante tecnología de membranas y microencapsulación, como colorante alimentario [tesis doctoral]. Santiago: Universidad de Chile; 2013.
17. González C. Caracterización físico química del fruto de garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) [tesis de maestría]. Santiago de Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro. Facultad de Ciencias Naturales; 2010.
18. Barbany J, Javierre C. Suplementación en vitamina C y rendimiento deportivo. *Archivos de Medicina del deporte*. 2006; 23: 49 – 59. Disponible en: http://femedede.es/documentos/Vitamina%20C_49_111.pdf
19. Aparcana IM, Villarreal LS. Evaluación de la capacidad antioxidante de los extractos etanólicos del fruto de *Physalis peruviana* “aguaymanto” de diferentes lugares geográficos del Perú. [tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Farmacia y Bioquímica; 2014.
20. Inocente MA. Actividad antioxidante y antimicrobiana de los compuestos fenólicos del extracto hidroalcohólico de la corteza de *Triplaris americana* L. (Tangarana colorada) [tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Farmacia y Bioquímica; 2009.

21. Mercado-Mercado G, De la Rosa L, Wall-Medrano A. Compuestos polifenólicos y capacidad antioxidante de especias típicas consumidas en México. *Rev. Nutr Hosp.* 2013; 28(1): 36-46.
22. Salazar R, Espinoza G, Ruiz C, Fernández MF, Rojas R. Compuestos fenólicos, actividad antioxidante, contenido de resveratrol y componentes del aroma de 8 vinos peruanos. *Rev Soc Quím Perú.* 2011; 77(2): 135 – 143.
23. Quiñones M, Miguel M, Aleixandre A. Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Rev. Nutr Hosp.* 2012; 27(1): 76-89.
24. Perez J, Farfán C, Oliva B, Jayes P et al. Determinación de los flavonoides en seis plantas del género *Lippia* (Verbenaceae) nativas de Guatemala como posibles fuentes de nutraceuticos. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia; 2012.
25. Cartaya O, Reynaldo I. Flavonoides: Características químicas y aplicaciones. *Cultivos tropicales.* 2001; 22(2): 5 – 14.
26. Ruiz MG. Estabilidad de componentes bioactivos de tuna roja (*Opuntia ficus indica*) en la encapsulación y desarrollo de productos extruidos [tesis doctoral]. Monterrey: Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Ciencias Biológicas; 2014.
27. Rogelio C, Rios L, Betancurt L, Ocampo D. Curso práctico de química orgánica enfocado a biología y alimentos. Editorial Universidad de Caldas. Primera edición. 2008.

- 28.** Kuskoski W, García A, Morales M, Fett R. Frutos tropicais silvestres e pulpas congeladas: atividade antioxidante, polifenóis e antocianinas. *Ciencia Rural Santa María*. 2006; 36 (4): 1283-1287.
- 29.** Aguilera M, Reza MC, Chew R, Meza J. Propiedades Funcionales de las Antocianinas. *Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud*. México D.F.; 2011.
- 30.** Ohgami K, Lieva LI, Shiratori K, Koyama Y, Jin XH, Yoshida K, Kase S, Kitaichi N, Suzuki Y, Tanaka T, Ohno S. Antiinflammatory Effects of Aronia Extracton Rat Endotoxin-Induced Uveitis. Department of Ophthalmology and Visual Sciences. Hokkaido University Graduate School of Medicine, Sapporo, Japan. 2005.
- 31.** Ojeda D, Jimenez E, Zamilpa A., Herrera A., Tortoriello J, Alvarez L. Inhibition of angiotensin convertin enzyme (ACE) activity by anthocyanins delphinidin – and cyanidin –3–O– sambubiosides from *Hibiscus sabdariffa*. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, México D.F. 2008.
- 32.** Graf D, Seifert S, AnkeJaudszus, Achim Bub, Watzl B, Gaetani S. Department of Physiology and Biochemistry of Nutrition. Federal Research Institute of Nutrition and Food, Karlsruhe, Germany. 2013.
- 33.** Guerra M, Ortega G. Separación, caracterización estructural y cuantificación de antocianinas mediante métodos químico-físicos. Instituto Cubano de Investigaciones de los Derivados de la Caña de Azúcar. 2006; 40(2): 35 – 44.
- 34.** Giusti y Wrolstad. Extraction and Identification of anthocyanin from purple corn (*Zea maiz* L.) *International Journal of Food Science and*

Technology. Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. 2001. Ver trabajo original en: <http://www.readbag.com/nshtvn-ebook-molbio-current-protocols-cpfac-faf0102>

35. García VR. Evolución de compuestos funcionales durante la maduración de frutos de *Opuntia stricta* [tesis]. Cartagena: Universidad Politécnica de Cartagena; 2008.
36. Pinheiro AC, Toledo IR, Strigueta PC. Pigmentos naturais bioativos. Aliment. Nutr. 2009; 20(1): 157 – 166.
37. Franco ME. Caracterización parcial del pigmento rojo del fruto de la jiotilla (*Escontria chiotilla*); una cactácea subexplotada [tesis de maestría]. Iztapalapa: Universidad Autónoma Metropolitana; 2004.
38. Castillo IC. Estabilidad de betalaínas en una mezcla seca para bebidas refrescantes, a base de pulpa y extracto de tuna púrpura (*Opuntia ficus-indica*) microencapsuladas [tesis]. Santiago: Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas; 2013.
39. González J, Seijas N, Seijas N. Efecto de la temperatura y luminosidad sobre la estabilidad de las betalaínas obtenidas de “betarraga”. SCIÉENDO [revista en Internet] 2010 [acceso 10 de diciembre de 2015]; 13(2): 1 – 8. Disponible en: <http://revistas.unitru.edu.pe/index.php/SCIENDO/article/view/248/296>
40. Castro AJ. Composición química del aceite esencial de las hojas de *Erythroxylum novogranatense* (Morris) "coca", actividad antioxidante y determinación antibacteriana frente a *Streptococcus mutans* [tesis

- doctoral]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Farmacia y Bioquímica; 2008.
41. Carhuapoma M. Estudio de la composición química y actividad antioxidante del aceite esencial de *Luma Chequen* (Molina) A. Gray “arrayán” [tesis de maestría]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Farmacia y Bioquímica; 2006.
 42. Oliveira G. Capacidad antioxidante de *Averrhoa carambola* L. (carambola) frente a sistemas generadores de radicales libres [tesis de maestría]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Humana; 2014.
 43. Sánchez CA, Soto Mayor GC. Efecto Hepatoprotector del Zumo de Fruta de la *Opuntia ficus indica* (Tuna), variedad morada, en Ratas con Intoxicación Hepática Inducida por Paracetamol [tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Humana; 2015.
 44. Moral MC. Estudio de los colorantes alimentarios para su aplicación en las Bellas Artes [tesis doctoral]. Madrid: Universidad Complutense de Madrid. Facultad de Bellas Artes; 2001.
 45. Restrepo M. Sustitución de colorantes en alimentos. Rev Lasallista Investig. (Antioquía). 2007; 4 (1): 35-39.
 46. García F, Gandía F, Escribano J. Flores fluorescentes. Investigación y Ciencia. 2011; Abril: 50 – 57.
 47. Oficina Económica y Comercial de España. La reglamentación de Estados Unidos sobre aditivos alimentarios. Aditivos autorizados. Notas técnicas y regulaciones EE.UU. [monografía en Internet].

Washington: Embajada de España. 2015. Disponible en:
http://www.icex.es/icex/wcm/idc/groups/public/documents/documento/mda0/nti0/~edisp/4524743.pdf?utm_source=RSS&utm_medium=ICEX.es&utm_content=16-07-

2015&utm_campaign=Notas%20t%C3%A9cnicas%20y%20regulaciones%20EE.UU.%20La%20reglamentaci%C3%B3n%20de%20Estados%20Unidos%20sobre%20aditivos%20en%20alimentos.%20Aditivos%20autorizados

- 48.** Norma Técnica Peruana NTP 209.038 - INDECOPI. Norma Técnica Peruana para Alimentos Envasados. Etiquetado. 7ª Edición. Lima, 2010.
- 49.** Ministerio de Salud RD.139-2012– MINSA. Listado de Colorantes. Lima, 2012.
- 50.** AOAC. Oficial Methods of analysis of the Association Oficial Analytical Chemist. 19th ed. 2012.
- 51.** Egan, H; Kirk, R; Sawyer, R. Análisis Químico de los Alimentos de Pearson. 1ª ed. México D.F.: Editorial Continental S.A.; 1991
- 52.** Perkin – Elmer Corporation. Analytical Methods for Atomic Absorption Spectroscopy. [acceso 10 de abril del 2016]. 1996. Disponible en:
http://www.lasalle.edu/~prushan/Instrumental%20Analysis_files/AA-Perkin%20Elmer%20guide%20to%20all!.pdf
- 53.** Skoog DA, Holler FJ, Nieman TA. Principios de Análisis instrumental. 5ª ed. Madrid. Editorial Mc Graw Hill; 2000.

54. Look O. Investigación fitoquímica: Métodos en el estudio de Productos Naturales. Pontificia Universidad Católica del Perú. Fondo Editorial. Lima. 1988.
55. Jimenez P, Girbés J. Determinación del contenido total de polifenoles en alimentos con el reactivo de Folin – Ciocalteau. Práctica de Fundamentos de Alimentación y Nutrición. Universidad de Valladolid: Facultad de Medicina; 2012.
56. Gutierrez YI, Miranda M, Varona M, Rodriguez AT. Validación de 2 métodos espectrofotométricos para la cuantificación de taninos y flavonoides (Quercetina) en *Psidium guajaba* L. Rev. Cuba. Farm. 2000; 34(1): 50 – 55.
57. Castañeda C, Ramos E, Ibáñez V. Evaluación de la capacidad antioxidante de siete plantas medicinales peruanas. Revista Horizonte Médico. 2008; 8(1): 56-72.
58. Repo R, Encina CR. Determinación de la actividad antioxidante y compuestos bioactivos de frutas nativas peruanas. Rev Soc Quim Perú. 2008; 74(2): 108 – 124.
59. El- Salid N, Nagib A, Rahman Z, Deraz S. Prickly Pear [*Opuntia ficus indica* (L.) Mill] Peels: Chemical Composition, Nutricional Value and Protective Effects on Liver and Kidney Functions and Cholesterol in Rats. Global Science Books. Egypt. 2011; 5(1): 30-35.
60. Ziegler E, Filer LJ. Conocimientos actuales sobre nutrición. Rev Esp Salud Pública. 1997; 72: 379 – 380. OPS.
61. FAO/HWO. The Handbook of Human Nutricional Requirements. FAO, Nutricional Studies. N° 28. Roma. 1974.

62. Robinson, D. Bioquímica y valor nutritivo de los alimentos. 1ª ed. Zaragoza. Editorial Acribia; 1991.
63. Figueroa I, Martínez MT, Rodríguez E, Colinas MT, Valle S, Ramírez S, et al. Contenido de pigmentos, otros compuestos y capacidad antioxidante en 12 cultivares de tuna (*Opuntia* spp.) de México. *Agrociencia*. 2010; 44: 763 – 771.
64. Stintzing F, Herbach K, Mosshammer M, Reinhold C, Weiguang Y, Sellappan S et al. *J. Agric. Food Chem.* 2005; 53 (2): 442-451
65. Mabrouki L, Zougari B, Bendhifi M, Borgi M. Evaluation of antioxidant capacity, phenol and flavonoid contents of *Opuntia streptacantha* and *Opuntia ficus indica* fruits pulp. *Nature & Technologie*. 2015; (13): 2-8.
66. Alba J, Chávez J, Verdalet I, Martínez A, Aquino E. Betalaínas, polifenoles y actividad antioxidante en tuna roja mínimamente procesada, almacenada en atmósferas controladas. *Gayana Bot.* 2014; 71(2): 222-226.
67. Morales AL. Caracterización fitoquímica funcional del fruto de xoconostle cuaresmeño (*Opuntia matudae*) y el efecto de su consumo en parámetros bioquímicos de ratas diabéticas. [Tesis de Maestría] Santiago de Querétaro: Universidad Autónoma de Querétaro. Facultad de Química; 2009.
68. Salas, C.A. Estudio sobre el Procesamiento y Almacenamiento de la Pulpa y Néctar de Plátano. [Tesis] Lima: Universidad Nacional Agraria La Molina. Facultad de Industrias Alimentarias; 1974.

69. Rincón, L. Elaboración de pulpa y néctar de guanábana (*Annona muricata*). [Tesis] Lima: Universidad Nacional Agraria La Molina. Facultad de Industrias Alimentarias; 1978.
70. Yanchapanta DC. Obtención de un colorante natural la betalaina a partir de la remolacha (*Beta vulgaris*) para su aplicación en alimentos y bebidas, sin que sus propiedades organolépticas (sabor y olor) afecten su utilidad. [Tesis de pregrado] Ambato: Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencias e Ingeniería en Alimentos; 2011.
71. Ramírez M, García M, Corrales J, Ybarra C, Castillo A. Compuestos antioxidantes en variedades pigmentadas de tuna (*Opuntia* sp.). Rev. Fitotec. Mex. 2015; 38(4): 349-357

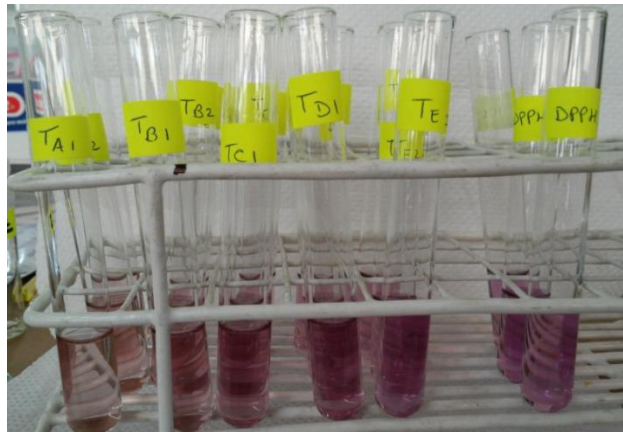
ANEXOS

1. SELECCIÓN Y ACONDICIONADO DE LA MUESTRA.

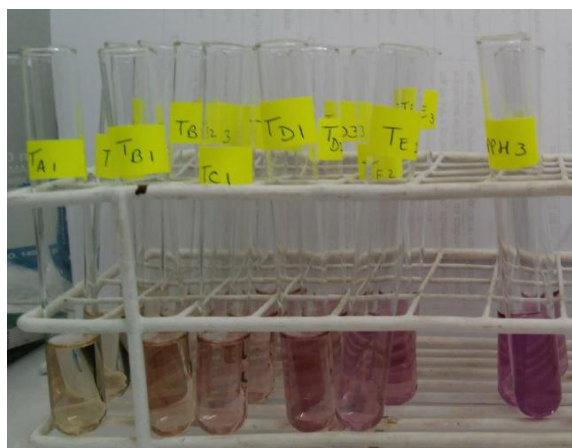


2. DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE

a. Antes de dejar en reposo protegido de la luz:



b. Después de reposo:



3. OBTENCIÓN DE COLORANTE

a. Prueba de estabilidad con diferentes ph y temperatura



b. Extracción del colorante

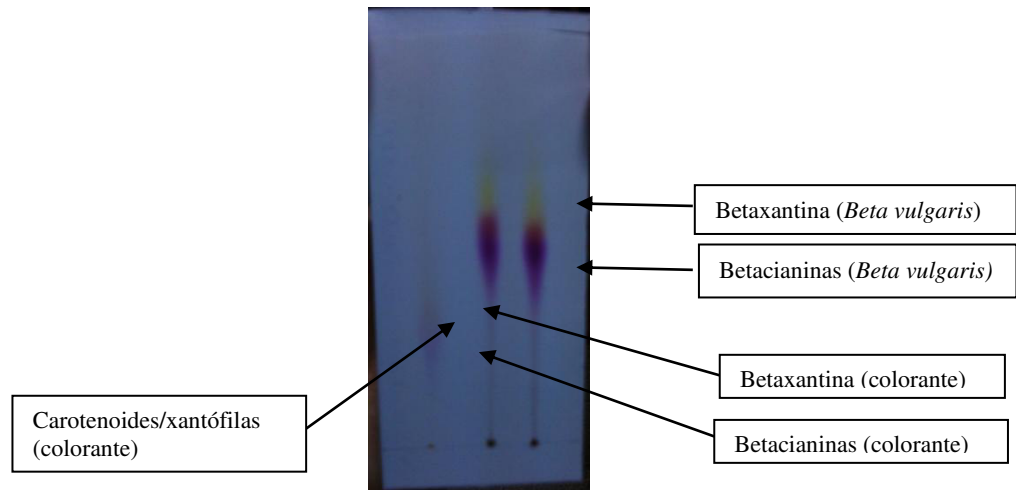


c. Diluciones para cuantificación de betalainas en el colorante

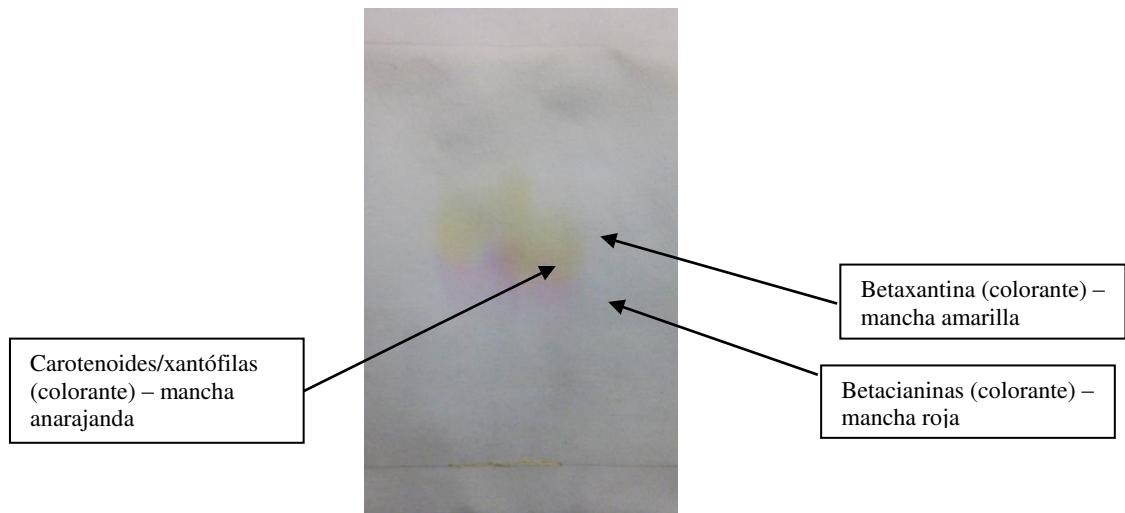


d. Cromatografía en capa fina del colorante:

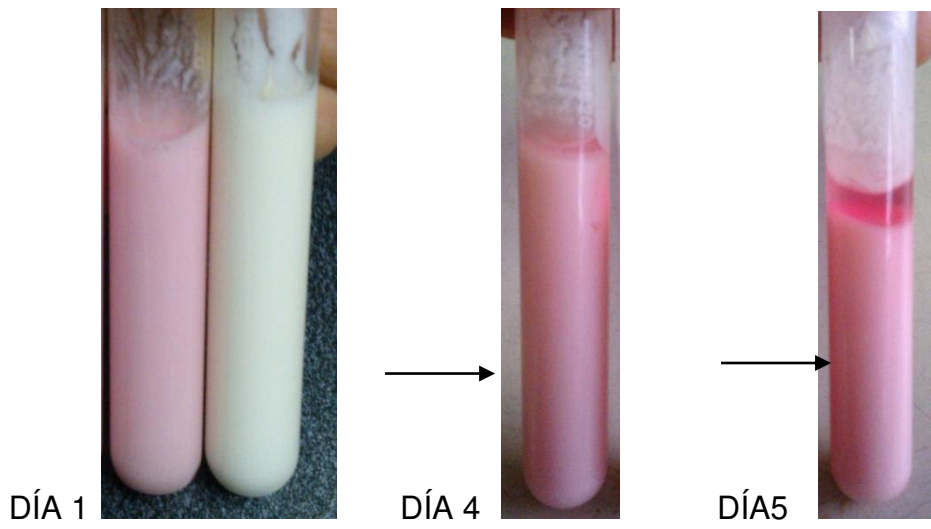
Fase estacionaria: Celulosa F






Fase estacionaria: Celulosa (papel filtro lento)



e. Aplicación del colorante en yogurt



4. CONSTANCIA N° 225-USM-2015 DEL MUSEO DE HISTORIA NATURAL - UNMSM

	<p>UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA MUSEO DE HISTORIA NATURAL</p>	
<p>"Año de la Diversificación Productiva y del Fortalecimiento de la Educación"</p>		
<p>CONSTANCIA N° 225-USM-2015</p>		
<p>LA JEFA DEL HERBARIO SAN MARCOS (USM) DEL MUSEO DE HISTORIA NATURAL, DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS, DEJA CONSTANCIA QUE:</p>		
<p>La muestra vegetal (cactus, fruto y flor) recibida de Claudia Katherine ROSILLO ZEVALLOS; alumna de la UNMSM de la Fac. de Farmacia y Bioquímica; ha sido estudiada y clasificada como: <i>Opuntia ficus - indica</i> (L.) Miller y tiene la siguiente posición taxonómica, según el Sistema de Clasificación de Cronquist (1988).</p>		
<p>DIVISION: MAGNOLIOPHYTA</p>		
<p>CLASE: MAGNOLIOPSIDA</p>		
<p>SUBCLASE: CARYOPHYLLIDAE</p>		
<p>ORDEN: CARYOPHYLLALES</p>		
<p>FAMILIA: CACTACEAE</p>		
<p>GENERO: <i>Opuntia</i></p>		
<p>ESPECIE: <i>Opuntia ficus - indica</i> (L.) Miller</p>		
<p>Nombre vulgar: "tuna" Determinado por Dra. Mónica Arakaki Makishi.</p>		
<p>Se extiende la presente constancia a solicitud de la parte interesada, para fines de estudios.</p>		
<p>Fecha, 28 de octubre de 2015</p>		
<p> <i>Haydee Montoya Terreros</i> Dra. Haydee Montoya Terreros JEFA DEL HERBARIO SAN MARCOS (USM)</p>		
<p>Av. Arenales 1256, Jesús María Apdo. 14-0434, Lima 14, Perú</p>	<p>Téls. (511) 471-0117, 470-4471, 470-7918, 619-7000 anexo 5703</p>	<p>e-mail: museohn@unmsm.edu.pe http://museohn.unmsm.edu.pe</p>