



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN

EVALUACIÓN DEL EFECTO SINÉRGICO-HUMECTANTE DEL
MUCÍLAGO DE NOPAL (*Opuntia ficus-indica*) COMBINADO CON
OTROS AGENTES HUMECTANTES

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

LICENCIADA EN FARMACIA

P R E S E N T A N

GODINEZ MARTINEZ LUCY LIZBETH
MANZANARES BALTAZAR YAZMIN

ASESOR: DR. DAVID QUINTANAR GUERRERO.

CUAUTITLAN IZCALLI, ESTADO DE MEXICO, 2015



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES**

ASUNTO: VOTO APROBATORIO

**M. en C. JORGE ALFREDO CUELLAR ORDAZ
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
PRESENTE**

**ATN: M. EN A. ISMAEL HERNÁNDEZ MAURICIO
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán.**

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos a comunicar a usted que revisamos el: Trabajo de Tesis

Evaluación del efecto sinérgico humectante de mucilago de nopal (Opuntia ficus-índica) combinado con otros agentes humectantes

Que presenta la pasante: Lucy Lizbeth Godinez Martínez
Con número de cuenta: 306018484 para obtener el Título de: Licenciada en Farmacia

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPÍRITU"
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 13 de mayo de 2014.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	M. en F.C. María Eugenia R. Posada Galarza	
VOCAL	Dr. David Quintanar Guerrero	
SECRETARIO	Dra. Elizabeth Piñón Segundo	
1er. SUPLENTE	M.C. Ma. Guadalupe Nava Arzaluz	
2do. SUPLENTE	M.C. María Zaida Urbán Morlán	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

HMI/iac



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES**

ASUNTO: VOTO APROBATORIO

**M. en C. JORGE ALFREDO CUELLAR ORDAZ
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN
PRESENTE**

**ATN: M. EN A. ISMAEL HERNÁNDEZ MAURICIO
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán.**

Con base en el Reglamento General de Exámenes, y la Dirección de la Facultad, nos permitimos a comunicar a usted que revisamos el: **Trabajo de Tesis**

Evaluación del efecto sinérgico humectante de mucilago de nopal (Opuntia ficus-indica) combinado con otros agentes humectantes

Que presenta la pasante: **Yazmin Manzanares Baltazar**
Con número de cuenta: **306061583** para obtener el Título de: **Licenciada en Farmacia**

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPÍRITU"
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 13 de mayo de 2014.

PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO

	NOMBRE	FIRMA
PRESIDENTE	M. en F.C. María Eugenia R. Posada Galarza	
VOCAL	Dr. David Quintanar Guerrero	
SECRETARIO	Dra. Elizabeth Piñón Segundo	
1er. SUPLENTE	M.C. Ma. Guadalupe Nava Arzaluz	
2do. SUPLENTE	M.C. María Zaida Urbán Morlán	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 127).

HMI/iac

Sólo es capaz de realizar los sueños el que, cuando llega la hora, sabe estar despierto.

León Daudí

AGRADECIMIENTOS YAZMIN

A mi padre Elfego Manzanares: Por apoyarme siempre, brindarme amor y cariño, por hacer un gran esfuerzo para conseguir los medios económicos y sacarnos adelante, por ser el mejor padre del mundo y darme consejos para salir adelante. Te amo papá.

A mi madre Lucia Baltazar: Gracias mami por estar siempre conmigo, por esos consejos y largas pláticas que me ayudaron a ser lo que hoy soy, gracias por preocuparte siempre por el bienestar de la familia. Te amo mamá.

A mis hermanas: Karla y Susana gracias por compartir conmigo todas las etapas de mi vida, que aunque en muchas ocasiones han sido desagradables no deben dudar que las amo y que también gracias a ustedes he logrado muchas cosas.

A mis abuelos: Por darme la bendición de tener a los mejores padres del mundo.

A Carlos: El amor de mi vida que durante los 4 años de la carrera estuvo siempre allí apoyándome, y comprendiéndome, que nunca me dejo sola gracias por amarme así de esa manera tan especial... Te amo.

A mi hijo Aaron: Que llego para llenar mi vida de felicidad, y para unir y fortalecer el amor de una nueva familia, gracias mi niño hermoso por existir y hacernos feliz.. Te Amo.

A mis amigos: Mis buenos amigos que durante todo este tiempo han sido una pieza importante en mi vida, gracias por darme siempre el empujoncito para seguir echándole ganas. Los llevare en el corazón siempre.

Al doctor David Quintanar Guerrero: Por haberme permitido realizar con él este trabajo experimental, por brindarme sus conocimientos, por su apoyo, paciencia, dedicación, y todo lo que nos brindó de verdad doc.. Muchas pero muchas gracias. Sin dudarle es el mejor profesor que tuve durante mi carrera en la facultad. GRACIAS.

A Dios: Por darme la oportunidad de vivir y por estar conmigo en cada paso que doy, por fortalecer mi corazón e iluminar mi mente y por haber puesto en mi camino a aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante todo el periodo de estudio.

AGRADECIMIENTOS LIZBETH

“Porque Todo es por ti y para ti”

Gracias Dios por llevarme de la mano hasta cumplir este gran logro y por poner en mí una mente de conquista y grandes sueños, gracias por llegar a mi vida y transformarla tan radicalmente. Porque simplemente me has dado más de lo que te he pedido. “Todo tuyo es cada respirar”

A mi mamá Dominga Martínez por su esfuerzo, sus cuidados y sus consejos tan acertados, por siempre apoyarme e impulsarme para vencer todos los obstáculos que se me han presentado, por ayudarme a no darme por vencida y hacer este sueño realidad. Por enseñarme que a pesar de todas las dificultades se pueden alcanzar las metas. Te amo.

A mi padre Marin Godínez por todas las horas de trabajo inagotables que fueron necesarias para cumplir esta meta, sé que tus hijos somos tu mayor motivación para no darte por vencido. Gracias por siempre darnos lo mejor. Gracias por ponerme el ejemplo de que trabajando se logran grandes cosas. Te amo.

A Lu por todas las experiencias vividas, porque siempre me has hecho fuerte aunque tú eres menor, por enseñarme a ser valiente y luchar juntas por este sueño, por las horas de desvelo, por tus consejos y regaños, por las risas y lágrimas compartidas, por las largas charlas, por ser mi hermana y mi mejor amiga. Y además por brindarme la oportunidad de ser tía de una hermosa princesa. Te amo

A mi baby bro porque aunque eres el más pequeño, siempre me proteges y te preocupas por mí, por ayudarme a poner los pies en la tierra y platicar conmigo de las cosas más locas, porque siempre me haces reír con tus chistes y gracias por enseñarme a creer en la gente, tu eres mi ejemplo de nobleza y humildad. Te amo

A Dassa, amegue este es uno de los acontecimientos que se añaden a la lista de las cosas que compartimos juntas, gracias por estos 11 años de amistad genuina, gracias porque en este tiempo hemos experimentado desde los mejores hasta los peores momentos, por todo lo vivido y lo que vendrá Te amo amegue.

Al Dr. David Quintanar gracias por ser parte de este logro, por apoyarme e impulsarme a ir por más, su vida es un ejemplo de superación. Gracias por sus enseñanzas y la paciencia que siempre nos tuvo, por todas sus aportaciones para que esto fuera posible, gracias por sus consejos y por seguirme ayudando.

A mis amigos y familia Getsemani (Karen, Isaac, Samy, Abraham, Israel, Gabynsky, Angel) gracias porque todos ustedes forman parte de este logro tan importante, gracias por hacerme reír hasta en los peores momentos, por su apoyo incondicional y sobre todo gracias por ser mi familia por elección. Los amo

A mis pastores Noé y Mary que me han hecho parte de su familia, gracias por su apoyo no solo espiritual sino también económico y gracias por compartir conmigo no solo mis triunfos sino también mis derrotas. Han impactado mi vida en muchos sentidos. Son una gran bendición para mí. Los amo.

A mis amigos que me han ayudado y acompañado a lo largo de este camino, Eli, Sandy, Fer, Alex. Gracias

A mi compañera de tesis y amiga Yazmin, gracias por compartir conmigo esta etapa llena de retos, trabajo, largas charlas, risas y lágrimas, por fin hemos terminado y es muy gratificante que sigamos siendo amigas y que sigamos compartiendo cada evento importante de nuestras vidas. Te quiero mucho.

No puedo terminar mis agradecimientos sin darle gracias a una personita muy especial, una persona que siempre me hecho porras, que me apoyo a superar mis temores, que me animo a perseguir este sueño aunque a veces pareciera imposible, por apoyarme en todos los sentidos y ayudarme a llevar siempre una sonrisa en mi rostro; esto es algo de lo que comparto contigo, sin duda me ayudaste a descubrir lo mejor que tengo, tus consejos y ánimos retumbaron en mi mente a lo largo de este caminito que me llevo a concluir esta etapa. Gracias porque decidiste apostar por mi!

ÍNDICE

INDICE

Índice	VIII
Índice de figuras	XII
Índice de tablas	XVII
Abreviaturas	XVIII
CAPITULO 1. INTRODUCCIÓN	19
CAPÍTULO 2. OBJETIVOS	22
x2.1. Objetivo general	23
2.2. Objetivos particulares	23
2.3 Hipótesis	23
CAPITULO 3. MARCO TEÓRICO	24
3.1. Piel	25
3.1.1. Epidermis	26
3.1.1.1 Estrato Basal	26
3.1.1.2 Estrato Espinoso	26
3.1.1.3 Estrato Granuloso	27
3.1.1.4 Estrato Lúcido	27
3.1.1.5 Estrato Córneo	27
3.1.1.6 Película Hidrolipídica Del Estrato Córneo	28
3.1.2 Dermis	29
3.1.3 Hipodermis	30
3.1.4 Hidratación Cutánea	31
3.1.5 Factor Natural de Humectación (FNH)	33
3.2 Métodos de medición de la hidratación cutánea	34
3.2.1 Perdida de agua transepidermal	35

3.2.2 Medición de TEWL	36
3.3 Humectación e Higroscopicidad	37
3.3.1 Agentes humectantes	39
3.3.2 Tipos de humectantes	40
3.4 El Nopal	42
3.4.2 Antecedentes	42
3.4.1. Origen y Distribución	44
3.4.3. Opuntias	45
3.4.4. Características de <i>Opuntias ficus indica</i>	46
3.4.5. Composición química de <i>Opuntias ficus indica</i>	48
3.4.6. Mucílago de <i>Opuntias ficus indica</i>	49
3.4.7. Usos del nopal	52
CAPÍTULO 4. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL	54
4.1. Reactivos y Materiales	55
4.1.1. Reactivos	55
4.1.2. Equipos	55
4.1.3. Biológicos	55
4.2. Procedimiento	56
4.2.1. Calorimetría Diferencial de Barrido	56
4.2.2. Prueba de retención de agua	58
4.2.3. Pérdida de Agua Transepidermal	60
4.2.4. Hidratación cutánea	62
4.2.5. Microscopia Electrónica de Barrido	64
4.2.6. Permeabilidad al vapor de agua	65
CAPÍTULO 5. RESULTADOS Y ANÁLISIS	68
5.1. Calorimetría Diferencial de Barrido	69
5.2. Retención de agua	71
5.3. Pérdida de agua transepidermal	76

5.4. Hidratación cutánea	88
5.5. Microscopía Electrónica de Barrido	98
5.6. Permeabilidad al vapor de agua	103
CAPÍTULO 6. CONCLUSIONES	111
CAPÍTULO 7. ANEXOS	113
I. Método de prueba para determinar la pérdida de agua transepidermal	114
II. Método para determinar la hidratación a nivel del estrato córneo	115
III. Fundamento del método para microscopía electrónica de barrido	116
CAPÍTULO 8. REFERENCIAS	117

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Anatomía de la piel.	25
Figura 2. Estructura de la epidermis.	28
Figura 3. Estructura de la dermis.	29
Figura 4. Capas del tejido subcutáneo.	30
Figura 5. El flujo del agua en las diferentes capas de la piel.	32
Figura 6. Factor natural de hidratación (FNH).	33
Figura 7. Corneómetro CM825.	35
Figura 8. Ilustración esquemática de la función barrera del estrato corneo. a) Piel saludable, b) Piel dañada.	36
Figura 9. Mecanismo de acción de los agentes hidratantes.	39
Figura 10. Fundación de Tenochtitlán.	42
Figura 11. Distribución de <i>Opuntia</i> spp. en el mundo.	44
Figura 12. Imagen del nopal (<i>Opuntia ficus indica</i>)	47
Figura 13. Componentes del mucílago.	50
Figura 14. Estructura parcial propuesta para el mucílago de <i>Opuntia ficus indica</i> .	51
Figura 15. Metodología para la prueba de Calorimetría Diferencial de Barrido.	57
Figura 16. Metodología para la prueba de retención de agua.	59
Figura 17. Metodología para pérdida de agua transepidermal.	61
Figura 18. Metodología para la prueba de hidratación cutánea.	63
Figura 19. Metodología para la prueba de microscopía electrónica de barrido.	64
Figura 20. Metodología para la prueba de permeabilidad.	67

Figura 21. Termograma correspondiente a mucílago polvo.	69
Figura 22. Termograma 2 correspondiente a mucílago polvo.	69
Figura 23. Capacidad de retención de agua a 40% de humedad relativa en función del tiempo de los sistemas mucílago, sorbitol, glicerina y propilenglicol al 1.5% y 3%.	71
Figura 24. Capacidad de retención de agua a 40% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucílago-glicerina y mucílago-sorbitol.	72
Figura 25. Capacidad de retención de agua a 60% H.R. en función del tiempo de los sistemas sorbitol, glicerina, propilenglicol, mucílago (1.5% y 3%).	72
Figura 26. Capacidad de retención de agua a 60% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucílago-glicerina, mucílago-sorbitol y mucílago-propilenglicol.	73
Figura 27. Capacidad de retención de agua a 80% H.R. en función del tiempo de los sistemas sorbitol, glicerina, propilenglicol, mucílago (1.5% y 3%).	73
Figura 28. Capacidad de retención de agua a 80% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucílago-glicerina, mucílago-sorbitol y mucílago-propilenglicol.	74
Figura 29. Capacidad de retención de agua a 90% H.R. en función del tiempo de los sistemas sorbitol, glicerina, propilenglicol, mucílago (1.5% y 3%).	74
Figura 30. Capacidad de retención de agua a 90% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucílago-glicerina, mucílago-sorbitol y mucílago-propilenglicol.	75
Figura 31. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 3% (p/v).	77
Figura 32. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua Transepidermal para la muestra de mucílago 1.5 % (p/v).	77

Figura 33. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de glicerina 3% (p/v).	78
Figura 34. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 3% - glicerina 3% (p/v).	78
Figura 35. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 3% - glicerina 1.5% (p/v).	79
Figura 36. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 1.5 % - glicerina 1.5% (p/v)	79
Figura 37. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 1.5 % - glicerina 3% (p/v)	80
Figura 38. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de sorbitol 3% (p/v)	80
Figura 39. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 3% - sorbitol 3% (p/v)	81
Figura 40. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 3% - sorbitol 1.5% (p/v)	81
Figura 41. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 1.5 % - sorbitol 1.5% (p/v)	82
Figura 42. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 1.5 % - sorbitol 3% (p/v)	82
Figura 43. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra Propilenglicol 3% (p/v)	83
Figura 44. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la pérdida de agua	83

transepidermal para la muestra mucilago 3% Propilenglicol 3% (p/v)	
Figura 45. Grafico LSD de los sistemas mucilago-humectante para TEWL	87
Figura 46. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato corneo para la muestra mucilago 3% (p/v)	88
Figura 47. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato corneo para la muestra Sorbitol 3% (p/v)	89
Figura 48. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra glicerina 3% (p/v)	89
Figura 49. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra propilenglicol 3% (p/v)	90
Figura 50. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3%Sorbitol 3% (p/v)	90
Figura 51. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3%Sorbitol 1.5% (p/v)	91
Figura 52. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Glicerina 3% (p/v)	91
Figura 53. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Glicerina 1.5% (p/v)	92
Figura 54. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Propilenglicol 1.5% (p/v)	92
Figura 55. Intervalos de Confianza para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Propilenglicol 3% (p/v)	93
Figura 56. Grafico LSD de los sistemas mucilago-humectante para hidratación	97

Figura 57. Imágenes de las películas obtenidas para los sistemas mucílago-humectante	98
Figura 58. Micrografía de la película Mucílago 3% - Propilenglicol 3%	99
Figura 59. Micrografía de la película Mucílago 3% - Glicerina 1.5 %	100
Figura 60. Micrografía de la película Mucílago 3% - Sorbitol 1.5%	100
Figura 61. Micrografía de la película Mucílago 3% - Sorbitol 3%	101
Figura 62. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - sorbitol 3%	103
Figura 63. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - sorbitol 1.5%	104
Figura 64. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - glicerina 3%	104
Figura 65. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - glicerina 1.5%	105
Figura 66. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - propilenglicol 3%	105
Figura 67. Pérdida de agua por tiempo del control.	106
Figura 68. Transmisión de vapor de Agua para los sistemas-mucílago humectante.	108
Figura 69. Gráfico de medias y 95% de Fisher LSD para la prueba de permeación.	109
Figura 70. Principio de medición de TEWL'	113

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Composición del Factor Natural de Hidratación	34
Tabla 2. Agentes modificadores de la hidratación cutánea.	38
Tabla 3. Propiedades del humectante ideal.	40
Tabla 4. Compuestos utilizados como productos humectantes en cosméticos.	41
Tabla 5. Taxonomía del nopal.	45
Tabla 6. Composición química de <i>Opuntia ficus indica</i> .	49
Tabla 7. Mezclas mucílago – humectante.	58
Tabla 8. Prueba t para medias de dos muestras emparejadas para Pérdida de Agua Transepidermal (TEWL).	85
Tabla 9. Análisis de Varianza para Pérdida de Agua Transepidermal (TEWL).	86
Tabla 10. Prueba t para medias de dos muestras emparejadas para hidratación.	95
Tabla 11. Análisis de Varianza para hidratación.	96
Tabla 12. Constantes de permeabilidad para los sistemas mucílago-humectante.	107
Tabla 13. Análisis de Varianza para permeabilidad al vapor de agua.	108

ABREVIATURAS

ACP: Ácido Carboxílico Pirrolidona

ASTM: American Section of the International Association for Testing Materials

CAM: Metabolismo del ácido crasuláceo.

DSC: Calorimetría Diferencial de Barrido

ES: Electrones secundarios

FAO: Food and Agriculture Organization

Factores edáficos: Factores que regulan el suelo y que influyen en la distribución y abundancia de plantas y animales. Se dividen entre la estructura física del suelo (textura y porosidad) y la composición química

FDA: Food and Drug Administration. (Administración de drogas y alimentos)

FHN: Factor de Humectación Natural

HR: Humedad Relativa

INCI: Nomenclatura Internacional de Ingredientes Cosméticos

LSD Fisher: Procedimiento de la diferencia mínima significativa (cantidad de materia orgánica, aire y agua).

MEB: Microscopio Electrónico de Barrido

NaCl: Cloruro de Sodio

OMS: Organización Mundial de la Salud

PPO: Polifenol oxidasa

TEWL: Transepidermal Water Loss (Pérdida de Agua Transepidermal).

Tg: Temperatura de Transición Vítrea

TRC: Tubo de rayos catódicos



INTRODUCCIÓN

INTRODUCCIÓN

El cultivo del nopal constituye una de las imágenes que caracteriza con propiedad a la cultura mexicana. En la actualidad, el cultivo del nopal ocupa en México un área de más de 3 millones de hectáreas, mayoritariamente silvestre, del cual se extraen un conjunto de numerosos productos con una amplia gama de aplicaciones.

Los nopales son plantas arbustivas, rastreras o erectas que pueden alcanzar 3.5 a 5 metros de altura; sus tallos suculentos y articulados o cladodios, comúnmente llamados pencas, presentan forma de raqueta ovoide alcanzando hasta 60-70 cm de longitud, dependiendo del agua y de los nutrientes disponibles.

El nopal excreta una sustancia viscosa llamada “mucílago”; el mucílago o baba de nopal es uno de los componentes más importantes, el cual también forma parte de la fibra dietética, y ha sido objeto de estudio desde hace varias décadas. Este compuesto se presenta tanto en los cladodios como en la piel y pulpa de la fruta, aunque en muy diversas proporciones. El mucílago es un polímero compuesto por polisacáridos semejantes a las pectinas y juega un papel importante ya que tiene la capacidad de retener agua.

Desde el punto de vista de la fisiología humana, el agua se mueve a través del cuerpo y sirve a sus necesidades internas, es por esto que se mueve a la superficie de la piel en un proceso llamado, "pérdida de agua transepidermal " (TEWL). La pérdida de agua transepidermal representa un parámetro para la integridad del estrato córneo y se considera el indicador fundamental de sus funciones de barrera.

El estrato córneo necesita de un 10% a un 13% de agua para mantener sus propiedades biomecánicas. Por debajo del 10% se perturba la extensibilidad, se vuelve seco y frágil. Esta pérdida de agua se traduce en una piel áspera e incómoda por falta de flexibilidad. Desórdenes como dermatitis atópica surgen cuando la función barrera no trabaja apropiadamente.

El contenido de agua y la pérdida de agua transepidermal pueden ser influenciados por agentes humectantes.

Debido a las características que presenta el mucílago de retener agua y a que es un producto nacional, fue de interés en este estudio evaluar el efecto humectante que presenta dicho compuesto en presencia de agentes humectantes de uso cotidiano, utilizando TEWL e hidratación como indicadores determinantes.



OBJETIVOS

2. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

- ✓ Evaluar la capacidad humectante *in vitro* del mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) en combinación con agentes humectantes de uso común, mediante las pruebas de permeabilidad y capacidad de retención de agua, así como su efecto *in vivo* por medio de la medición de TEWL e hidratación en voluntarios para determinar la efectividad de dicho agente y su posible efecto sinérgico.

2.2 OBJETIVOS PARTICULARES

- ✓ Realizar DSC (Calorimetría Diferencial de Barrido), para observar las propiedades térmicas de las mezclas mucílago-humectante.
- ✓ Evaluar la capacidad de retención de agua de las mezclas mucílago-humectante a diferentes humedades relativas por pérdida de peso, para encontrar la concentración con mayor poder humectante.
- ✓ Realizar la prueba de permeabilidad al vapor de agua para dichos sistemas, de acuerdo a las especificaciones en la ASTM y así conocer la constante de permeabilidad correspondiente.
- ✓ Comparar los valores de pérdida de agua transepidermal (TEWL) e hidratación a nivel del estrato córneo al aplicar dichas mezclas sobre la piel de voluntarios, para determinar su efecto hidratante.

2.3 HIPÓTESIS

Si el mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) tiene propiedades humectantes, al combinarlo con agentes humectantes de uso común presentará un efecto sinérgico, el cual se evidenciará por un aumento de la hidratación y una disminución de la pérdida de agua transepidermal en piel, debido a la formación de una película oclusiva.



3

MARCO
TEÓRICO

3. MARCO TEÓRICO

3.1 PIEL

La piel es el órgano más grande del cuerpo, tiene una superficie de 1.8 m² y es aproximadamente el 16% del peso total del cuerpo (Villasmil, 2011).

La piel es la cubierta externa del cuerpo humano y uno de los órganos más importantes del mismo tanto por tamaño como por sus funciones. La piel separa al organismo del medio ambiente externo y, al mismo tiempo, permite su comunicación con él mismo.

La piel sana es una barrera contra agresiones mecánicas, químicas, tóxicos, calor, frío, radiaciones ultravioleta y microorganismos patógenos. Una de las funciones de la piel es mantener el equilibrio de fluidos corporales actuando como barrera ante la posible pérdida de agua (*Pérdida Transepidermal de Agua*), el mantenimiento del equilibrio térmico y la transmisión de una gran cantidad de información externa que accede al organismo por el tacto, la presión, temperatura y receptores del dolor (Badía y García, 2013).

La piel está dividida en tres capas principales: la epidermis, dermis, y tejido subcutáneo; y cada una de estas tiene características y funciones específicas (Figura 1).

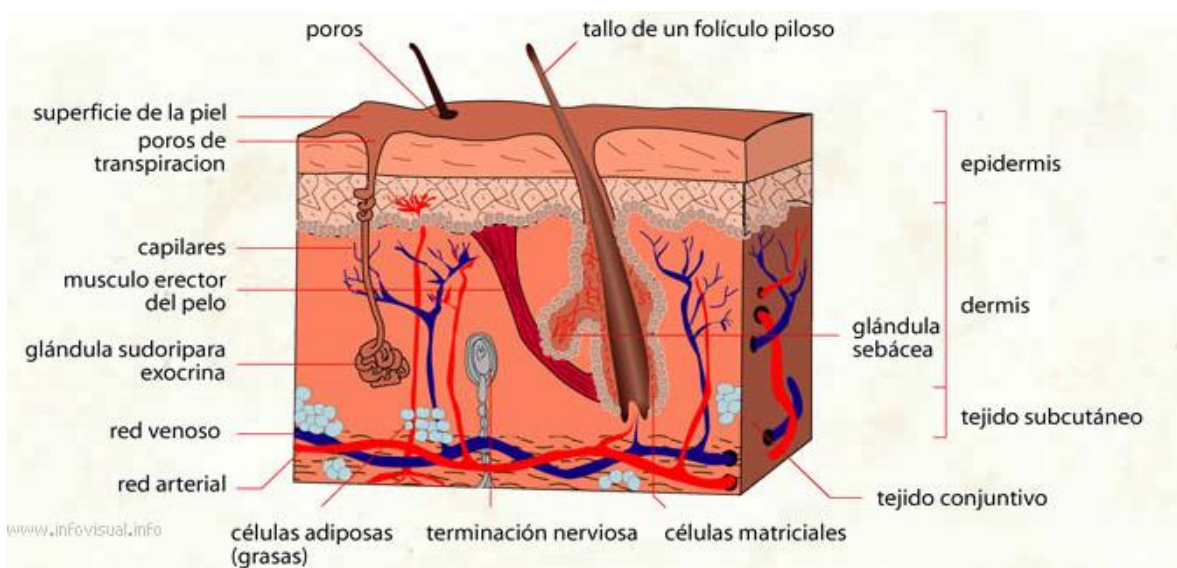


Figura 1. Anatomía de la piel (Recuperado de: http://infovisual.info/03/036_en.html)

El mantenimiento de la barrera, para evitar la pérdida de agua es importante, ya que la hidratación afecta la apariencia de la piel, sus propiedades mecánicas, y los procesos de señalización celular.

3.1.1 EPIDERMIS

La epidermis es la capa más superficial de la piel y es muy importante desde un punto de vista estético, debido a que esta capa le da textura y es la responsable de mantener la humedad en la piel, además contribuye al color de la misma (Draelos, 2010).

Debemos tomar en cuenta que sobre la epidermis se asienta como última capa el llamado manto ácido o hidrolipídico, formado de agua y lípidos que protege toda la epidermis y ofrece condiciones adecuadas de vida y flora cutánea.

Algunas de las funciones de la epidermis son: la producción de queratina, la defensa contra agentes externos y la formación de pigmentos. La epidermis consta de cinco capas: estrato basal, estrato espinoso, estrato granuloso y estrato córneo (Figura 2).

3.1.1.1 ESTRATO BASAL

El estrato basal o germinal conforma la capa celular más profunda de la epidermis. Está compuesto de queratinocitos cilíndricos, que están capacitados para llevar a cabo la división celular (mitosis) y garantizan la continua regeneración de la epidermis. La división celular está sujeta a un control a través de un nutrido número de sustancias como factores de crecimiento, hormonas y vitaminas. Entre la capa basal y la dermis se encuentra la membrana basal que no posee irrigación vascular pero que sirve para separar a ambas capas de la piel.

3.1.1.2 ESTRATO ESPINOSO

El estrato espinoso contiene hasta seis capas de células estructuradas de manera irregular, las cuales sintetizan queratina y presentan una actividad mitótica mínima. Se encuentran unidos por medio de puentes celulares (desmosomas), que son los que confieren a las células su apariencia espinosa. Entre los puentes celulares se almacena agua.

3.1.1.3 ESTRATO GRANULOSO

La cornificación paulatina comienza en el estrato granuloso. Dependiendo del grosor que tenga el estrato córneo, el estrato granuloso puede abarcar hasta tres capas de células planas, en las cuales se pueden observar densos gránulos que contienen entre otras sustancias una proteína precursora, la cual es partícipe en la formación de fibras de queratina en el espacio intercelular.

3.1.1.4 ESTRATO LÚCIDO

El estrato lúcido está compuesto por células carentes de núcleo celular, en las cuales se puede observar una intensa actividad enzimática. En el estrato prosigue la queratinización, la cual engloba también la transformación de los gránulos de queratohialina de la capa granulosa en eleidina. La eleidina, una sustancia rica en grasas y proteínas y que cumple la función de impedir la entrada o salida de agua.

3.1.1.5 ESTRATO CÓRNEO

El estrato córneo es la capa más externa de la epidermis. Tiene un espesor de 10 a 20 μm de profundidad y está compuesto de lípidos intercelulares como ceramidas, que ayudan a regular la pérdida de la humedad natural de la piel, colesterol y ácidos grasos, estos lípidos son una parte integral de la epidermis y están involucrados en la prevención de la Pérdida de Agua Transepidermal (TEWL) y evitan la entrada de sustancias nocivas como las bacterias. (Barel, et. al. 2009). También ayudan a evitar que la piel pueda absorber agentes solubles en agua. La componen células muertas conocidas como corneocitos. El estrato córneo es una barrera protectora, y una de las principales funciones es evitar la TEWL y regular el balance de agua en la piel. Los dos componentes principales que permiten que el estrato córneo realice esta función son los lípidos y el Factor de Humectación Natural (FHN), este último constituido por aminoácidos y sus metabolitos, que son los subproductos formados por la descomposición de la filagrina.

El estrato córneo constituye la superficie de contacto directo con el mundo exterior y sus agentes (luz, viento, temperatura, humedad del aire) por ser la capa más externa de la epidermis. Contiene numerosas capas de células muertas aplanadas que contienen queratina, y que carecen de núcleo y organelos. Las células más alejadas de la superficie tienen desmosomas y las

situadas cerca de la superficie se llaman células escamosas o córneas, las cuales pierden sus desmosomas para finalmente terminar desprendiéndose. La escasa permeabilidad de la capa córnea hace que esta desempeñe también la función de barrera. Las células queratinizadas (corneocitos) constan de queratina, esta es una proteína dotada de una elevada estabilidad química, lo cual es muy importante para la función que desempeña. La queratina es prácticamente insoluble en agua, pero puede “hincharse” en medio acuoso, especialmente si es alcalino. La proporción de agua en esta capa llega aproximadamente al 10%. (Baumann, et. al. 2009)

3.1.1.6 PELÍCULA HIDROLIPÍDICA DEL ESTRATO CÓRNEO

La película hidrolipídica del estrato córneo juega un papel importante para mantener la hidratación cutánea. Consta de sebo secretado por las glándulas sebáceas y componentes de humedad excretados por el sudor. Esta emulsión protege la piel de la desecación, la mantiene flexible. (Barel, et. al. 2009).

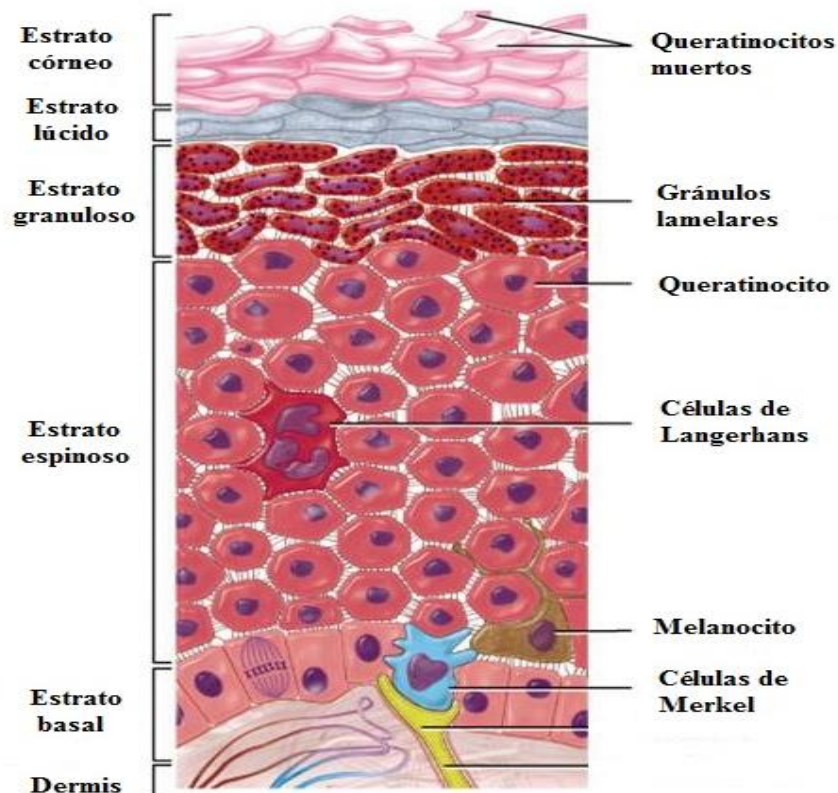


Figura 2. Estructura de la epidermis. (Recuperado de:

<http://lcsdanatomyphysiology.wikispaces.com/Epedermal+cells,+p1?showComments=1>)

3.1.2 DERMIS

La dermis es responsable del espesor de la piel así como de las propiedades elásticas de la misma. La dermis, contiene células sensoriales, nervios, vasos sanguíneos, glándulas sudoríparas y sebáceas, y colágeno. La dermis está constituida por el tejido conjuntivo, formado por una red fibrosa compleja, resistente y espesa, formada por colágeno y elastina. La parte superior de esta capa, se conoce como la dermis papilar y la parte inferior es conocida como dermis reticular. Los fibroblastos son el principal tipo de células que se encuentran en la dermis, estas células producen colágeno, elastina, y otras proteínas de la matriz, y enzimas tales como colagenasa y estromelisin.

Como se muestra en la figura 3 la dermis se subdivide en:

- a) Dermis papilar. Es la porción superficial de la dermis, en contacto con la epidermis por sus digitaciones cónicas o papilas con la cara profunda. Las papilas son simples o compuestas, con varios vértices de la base cónica única. La presencia de vasos dentro de las papilas y la red subpapilar son su característica anatomofisiológica más importante.
- b) Dermis reticular. El límite es arbitrario. En realidad, sólo hay un aumento del espesor y de la densidad de la trama fibrilar. La dermis reticular está atravesada por vasos y nervios, y se localizan en ella las glándulas y los folículos pilosos.

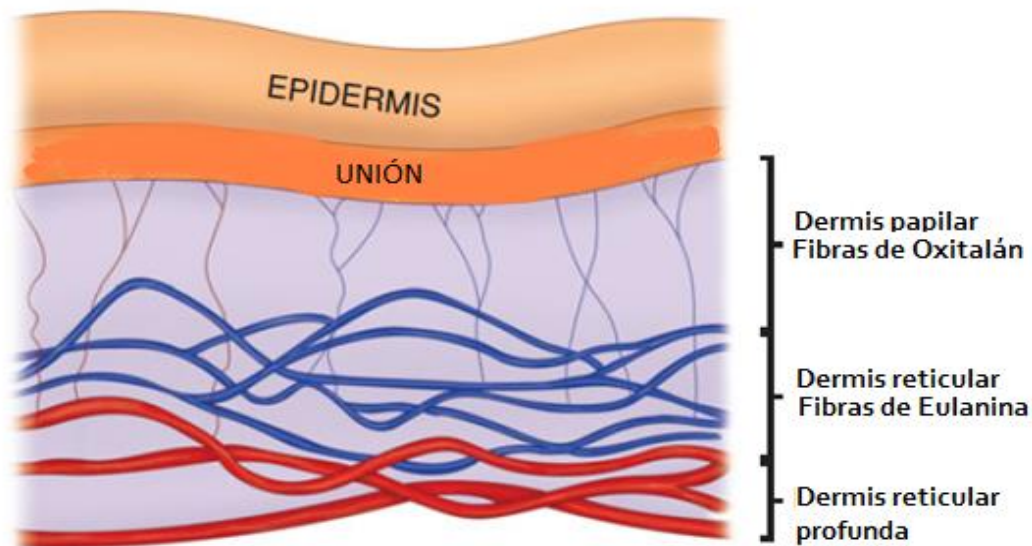


Figura 3. Estructura de la dermis. (Tomado de: Baumann, et. al. 2009).

La red de fibras elásticas en la dermis se compone de fibras inmaduras de oxitalán en la dermis papilar y las fibras de elaunina más maduros de la dermis media. Las fibras elásticas más maduras se encuentran en la dermis reticular profunda.

3.1.3 HIPODERMIS

El tejido subcutáneo o hipodermis es uno de los mayores tejidos en el cuerpo humano. Los componentes principales de esta capa son adipocitos, tejido fibroso y vasos sanguíneos. Esta capa está situada debajo de la dermis, y se compone en su mayoría de grasa, que es una fuente de energía importante para el cuerpo. Esta capa también contiene colágeno tipos I, III y V. Esta capa se divide a su vez en tres capas: apical, manto y la capa más profunda (Figura 4). La capa apical se encuentra debajo de la dermis reticular que rodea glándulas sudoríparas y folículos pilosos, contiene vasos sanguíneos, vasos linfáticos, y nervios. El manto está compuesto de adipocitos. La capa más profunda se encuentra bajo la capa del manto y su forma depende del sexo, la genética, zona anatómica y la dieta. Los adipocitos en esta capa están dispuestos en lóbulos entre tabiques. Se estima que esta capa representa del 9% al 18% del peso corporal total en los hombres con un peso normal y del 14% al 20% en las mujeres con un peso normal.

La hipodermis juega un papel importante en la protección de los traumatismos y pérdida del calor.

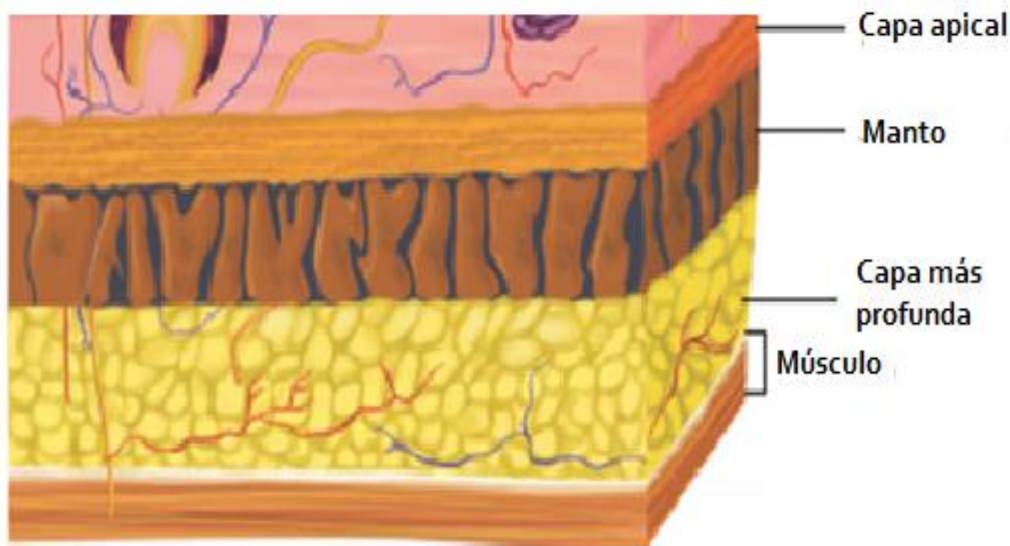


Figura 4. Capas del tejido subcutáneo. (Tomado de: Baumann, et. al. 2009)

3.1.4 HIDRATACIÓN CUTÁNEA

La hidratación cutánea es un parámetro biofísico fundamental, está representado por el contenido hídrico del estrato córneo, definido como hidratación de la piel. El estado de hidratación de la epidermis determina su función de barrera, la penetración percutánea, la capacidad de respuesta a los agentes irritantes y las propiedades mecánicas. Su determinación es de sumo interés teórico y práctico por las variaciones fisiológicas que muestra en relación con el sitio anatómico, la edad y el sexo. En lo que se refiere a las diferencias importantes en el nivel de hidratación de los distintos sitios corporales, se pueden medir valores elevados en la frente y en las regiones palmoplantares, mientras que en las extremidades inferiores se observan valores más bajos. Como sucede en TEWL, la humedad y la temperatura ambiente también influyen en los valores de hidratación. Por lo que se observan variaciones relacionadas con la estación y la latitud. Los estados de sequedad cutánea que acompañan a la piel rugosa y descamada (dermatitis inflamatorias agudas y crónicas así como el envejecimiento) presentan por lo general una disminución de los valores de capacitancia y conductancia cutánea, en consecuencia, las modificaciones de la hidratación son muy importantes para el estudio y el control de las patologías inflamatorias que acompañan a las variaciones de la cantidad de agua del estrato córneo y para la evaluación de su respuesta al tratamiento. En el campo experimental, la medición del contenido hídrico del estrato córneo permite el estudio de los mecanismos de la irritación cutánea a través de la exposición en modelos con agentes irritantes, mientras que en el campo de la cosmética se emplea para la evaluación de la respuesta a la aplicación de productos “hidratantes”.

Las investigaciones muestran que el agua no está ligada al estrato córneo de manera uniforme; así el 5% está íntimamente enlazada y se denomina constitutiva, el 40% esta débilmente enlazada y será retenida por los humectantes naturales, el resto que está por encima del 45%, se encuentra libre en forma líquida. El agua íntimamente ligada no se pierde por evaporación ni a concentraciones de humedad relativa del 0%; la débilmente ligada, según algunos autores, desciende en las pieles xeróticas ya que depende del FNH y el agua libre es la que primero se evapora.

En la piel hay componentes que mediante diferentes mecanismos contribuyen de manera natural a mantener un estado óptimo de hidratación cutánea. El estado de hidratación condiciona

las cualidades mecánicas y estéticas de la piel; estas son el reflejo del equilibrio entre los aportes de agua endógena y exógena, esta última proveniente de la higrometría del aire y las pérdidas que se producen por evaporación debido a la sudoración y transpiración. (Figura 5).

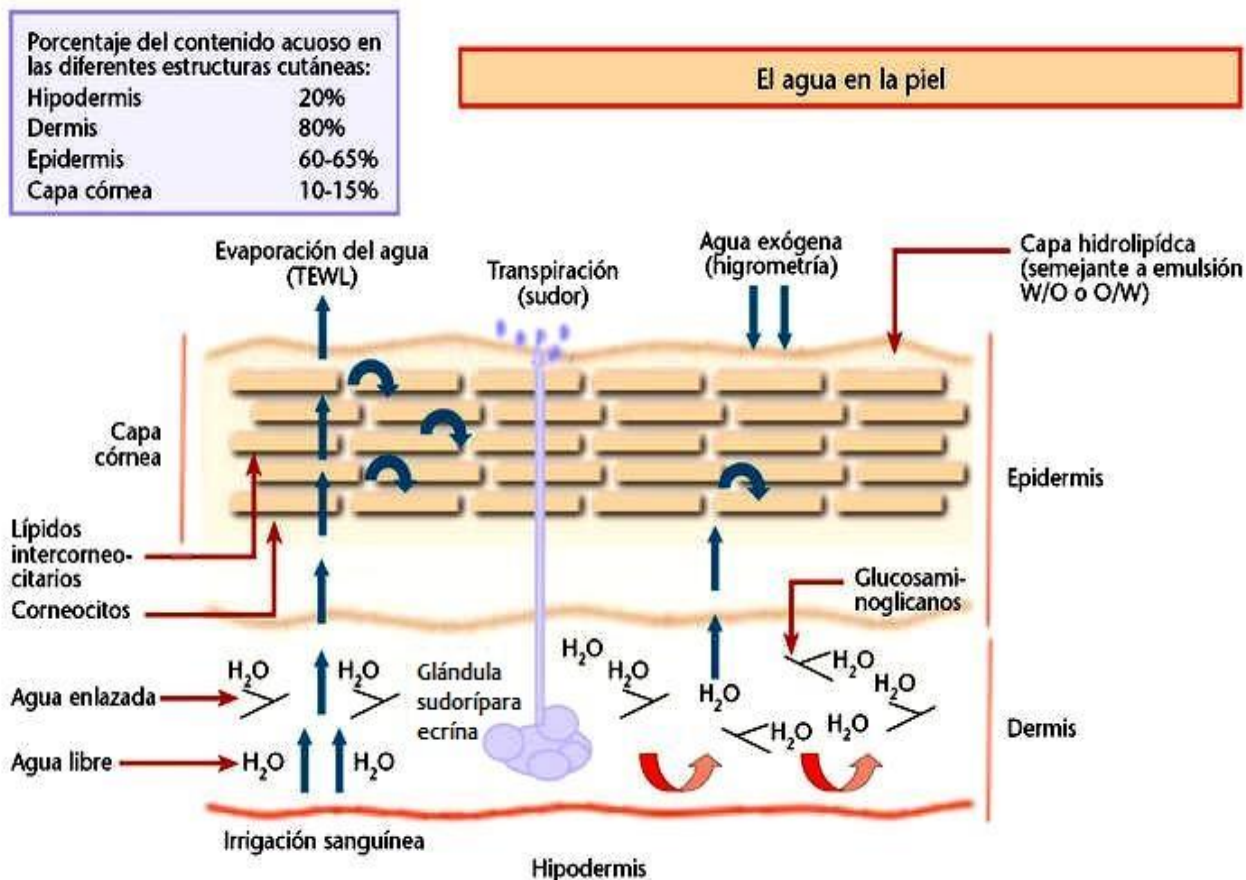


Figura 5. El flujo del agua en las diferentes capas de la piel. (Tomado de: Fábregas y Del Pozo, 2006).

Las flechas azules indican el movimiento de las moléculas de agua a través de los diversos componentes cutáneos. Asimismo, en la esquina superior izquierda se muestra el porcentaje de agua en las diferentes estructuras que forman la piel.

De esa forma, el concepto actual de hidratación cutánea no puede considerarse individual, sino que depende de dos variables bien definidas: la cantidad de humedad que contiene la epidermis y la pérdida de agua transepidérmica. Ambos valores suelen ir paralelos, pero no tienen por qué coincidir y siempre dependerán de la integridad cutánea. (Sotoodian y Maibach, 2012).

3.1.5 FACTOR NATURAL DE HUMECTACIÓN (FNH).

Para mantener la humedad y la elasticidad de la epidermis, la piel produce su propio humectante, denominado Factor Natural de Humectación (FNH) el cual se encuentra exclusivamente en el estrato córneo, y está constituido primordialmente de aminoácidos o sus derivados, tales como ácido carboxílico pirrolidona (ACP), ácido urocánico, junto con ácido láctico, urea, citrato y azúcares (Tabla 1). Los componentes del FNH se encuentran exclusivamente en el interior de las células del estrato córneo. (Figura 6). (Baumann, et. al. 2009)

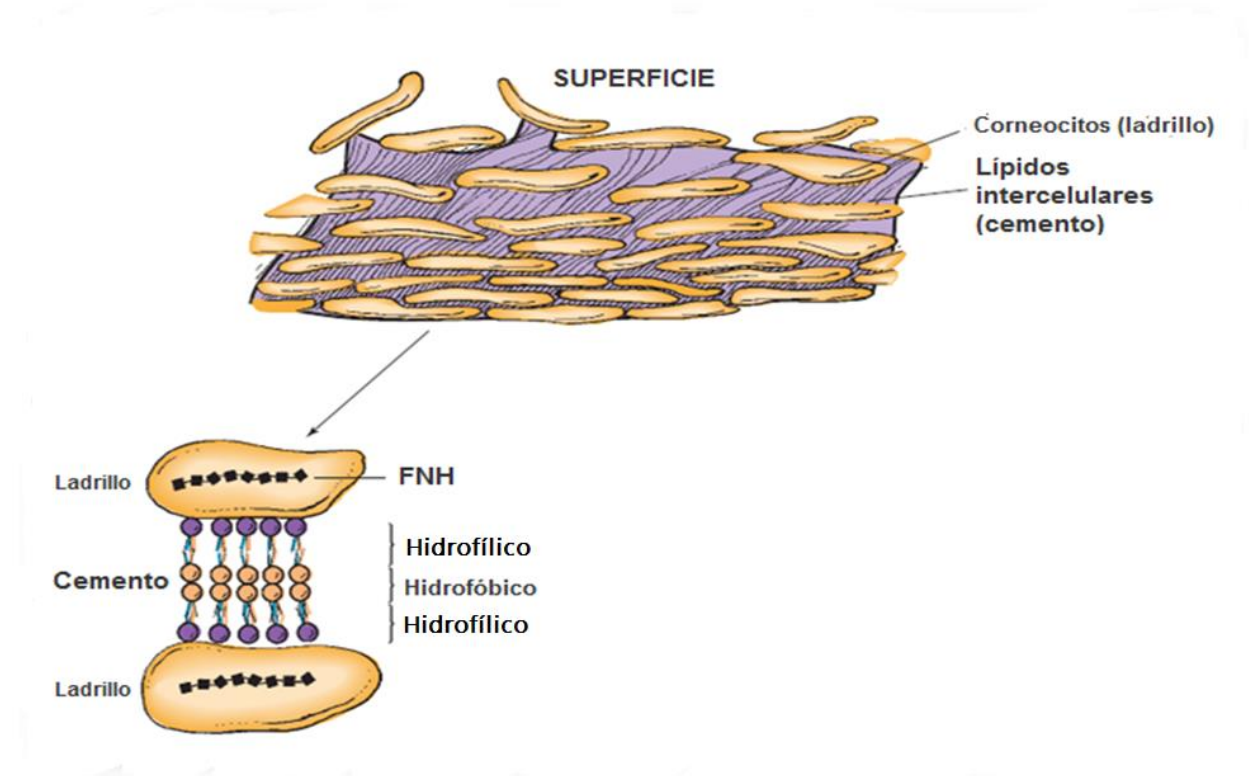


Figura 6. Factor Natural de Hidratación (Tomado de: Baumann, et. al. 2009).

Los queratinocitos están incrustados en una matriz lipídica que se asemeja a ladrillos y cemento. El factor natural de hidratación (FNH) está presente dentro de los queratinocitos.

Los componentes del FNH (Tabla 1) están presentes en altas concentraciones dentro de los corneocitos y representa más del 20-30% del peso del estrato córneo. Los componentes del FNH son higroscópicos por lo que funcionan como humectantes muy eficientes, absorbiendo el agua de la atmósfera. Biológicamente esta humectación permite que las capas más externas del

estrato córneo se mantengan hidratadas a pesar de las condiciones desecantes del medio ambiente. El FNH juega un papel muy importante puesto que facilita los procesos bioquímicos fundamentales como la diferenciación terminal y la maduración del estrato córneo (Rawlings y Harding, 2004).

Tabla 1. Composición del FNH. (Tomado de: Fábregas y Del Pozo, 2007)

Aminoácidos (1)	40 %
Ácido carboxílico pirrolidona (PCA)	12 %
Amoníaco, ácido úrico, glucosamina y creatinina.	1.5 %
Iones (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , PO_4^{3-} , Cl^-)	18.5 %
Lactatos	12 %
Citratos	0.5 %
Azúcares, ácidos orgánicos, péptidos y otros	8.5 %
1) Aminoácidos libres	
Serina	20 %
Citrulina	9 – 16 %
Alanina	6 – 12 %
Tirosina	4 – 9 %
Ornitina, asparragina, valina, glicocola, leucina, histidina, fenilalanina, tirosina, lisina	3 – 5 %

3.2 MÉTODOS DE MEDICIÓN DE LA HIDRATACIÓN CUTÁNEA

Para la medición de la hidratación cutánea se suele recurrir a métodos eléctricos, dado que las propiedades eléctricas de la piel dependen del contenido de agua del estrato córneo. (Ver anexo I). Para ello hay en el mercado algunos instrumentos que se basan en el método de la capacitancia y de la conductancia. Con frecuencia se utiliza el corneómetro (Figura 7).



Figura 7. Corneómetro CM825 (Tomado de: <http://www.courage-khazaka.de>).

3.2.1 PÉRDIDA DE AGUA TRANSEPIDERMAL

La pérdida de agua transepidermal (TEWL), por sus siglas en inglés *Transepidermal Water Loss*, corresponde al estado de equilibrio de densidad de flujo de vapor de agua que permea del estrato córneo al exterior, representa un parámetro para la integridad del estrato córneo y se considera el indicador fundamental de sus funciones de barrera. (Machado, et. al. 2009)

La TEWL proviene de un proceso de difusión pasiva del agua a través de la epidermis, depende de la integridad del estrato córneo y es regulada por la humedad relativa y la temperatura del ambiente. El proceso de intercambio de agua en las proximidades de la superficie cutánea, donde se encuentra una capa de vapor de agua que atraviesa el estrato córneo. Como sucede con la hidratación, existen notables diferencias en función del sitio corporal y la edad: la TEWL es más elevada a nivel palmoplantar y tiende a disminuir con el envejecimiento. Un aumento de la TEWL se observa en los trastornos inflamatorios crónicos de la piel y después de la exposición en el modelo experimental a agentes irritantes. (Sotoodian y Maibach, 2012).

3.2.2 MEDICIÓN DEL TEWL

La TEWL suele medirse con el método de la cámara abierta, como en los instrumentos Evaporimeter (Servomed, Suecia) y Tewameter (Courage-Khazaka, Alemania).

La medición de la TEWL se basa en una metodología particularmente delicada y se debe efectuar de manera estandarizada con el fin de obtener determinaciones reproducibles. El Evaporimeter está formado por una unidad principal conectada a una sonda medidora, en cuyo extremo está montada una cámara cilíndrica que contiene dos pares de transductores separados a una distancia de 6 mm entre sí, que sirven para la medición de la humedad y la temperatura, respectivamente. El instrumento computa el gradiente de presión parcial del vapor de agua como diferencia entre las mediciones de los dos transductores, y el grado de evaporación se presenta en el visualizador digital de la unidad principal. El Tewameter, que se basa en el mismo principio de medición, permite también la medición de la temperatura de la sonda. La medición de la pérdida de agua transepidermal (TEWL, expresada en gramos por metro cuadrado) es usada para estudiar la función de la barrera de agua de la piel humana. En una piel sana, mayor es el contenido de agua y menor la TEWL (Figura 8).

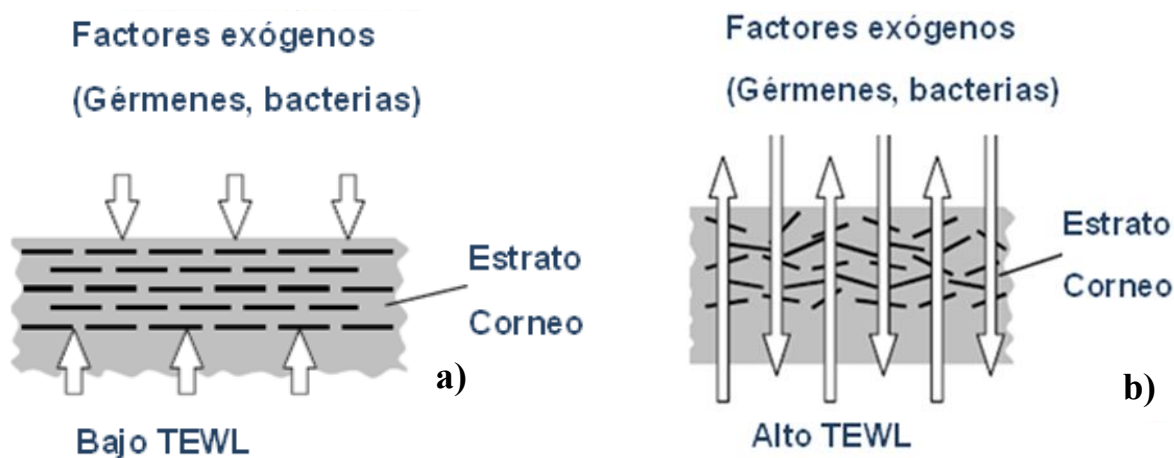


Figura 8. Ilustración esquemática de la función barrera del estrato corneo. a) Piel saludable, b) Piel dañada. (Tomada de: Mudlein, et al., 2006).

La parte exterior de la piel es el estrato córneo la cual forma una barrera contra la difusión de agua y es también una barrera efectiva a los microbios y sustancias químicas. El estrato córneo contiene bastante agua y es flexible en la piel saludable, pero se vuelve dura y frágil cuando se deshidrata. Desordenes como dermatitis atópica surgen cuando la función barrera no trabaja apropiadamente.

Se han desarrollado muchas técnicas para medir las propiedades de la piel que están influenciadas por el contenido de agua. Una posibilidad es la medición de la TEWL.

La medición de TEWL permite descubrir perturbaciones en la función protectora en una fase temprana, incluso antes de que estas sean visibles. La piel normal permite la pérdida de agua solo en pequeñas cantidades. En el caso de piel atópica la pérdida de agua es mucho mayor. La determinación de TEWL es un importante soporte para investigar la irritación de la piel que se produce por influencias físicas y químicas (**Mudlein, et al., 2006**).

3.3 HUMECTACIÓN E HIGROSCOPICIDAD

La higroscopicidad es un concepto que hace referencia a la capacidad de ciertas sustancias para retener y liberar agua en función de la humedad relativa del ambiente. Sin embargo, un buen humectante no deberá ser nunca una sustancia en exceso higroscópica, ya que esto iría en contra de su capacidad para estabilizar el contenido acuoso. La explicación a este hecho es la siguiente: una sustancia altamente higroscópica tenderá a retener abundante agua en una atmósfera húmeda, pero si el contenido de humedad disminuye, cederá el agua retenida rápidamente. (Fábregas y Del Pozo, 2006).

El contenido de agua y la pérdida de agua transepidermal pueden ser influenciados por agentes como emolientes. Estos agentes pueden ser hidrofílicos o lipofílicos (Tabla 2).

Tabla 2. Agentes modificadores de la hidratación cutánea. Modificado de: <http://www.makingcosmetics.com/articles/13-humectants-moisturizing-agents-in-cosmetics.pdf>

Tipo	Modo de acción	Compuestos
Oclusivos	Bloquea físicamente la pérdida de agua transepidermal	Petrolato, lanolina, aceite mineral, silicones, óxido de zinc
Humectantes	Atrae agua del ambiente al estrato corneo	Glicerina, Propilenglicol, Sorbitol, Hexilenglicol, Butilenglicol, Urea y Alfahidroxiácidos
Emolientes	Suaviza la piel llenando los espacios de la piel con gotas de aceite	Aceites vegetales, Poliisobutano, Escualeno, Ácidos grasos, Ceramidas
Proteínas	Repone proteínas en el estrato corneo	Colágeno, Queratina, Elastina

Hay dos mecanismos por los cuales estos agentes modifican la hidratación del estrato córneo. Los emolientes lipofílicos proporcionan una película de lípidos la cual suaviza el estrato córneo por incremento de la hidratación y reducción de la pérdida de agua hacia la epidermis, ayudando a mantener la humedad y flexibilidad de la piel y facilitando las reacciones enzimáticas que conducen a la maduración del estrato córneo. Los emolientes hidrofílicos también llamados humectantes actúan absorbiendo agua del ambiente o de productos cosméticos o pueden ayudar a retener agua de otras sustancias en el estrato córneo (Figura 9).

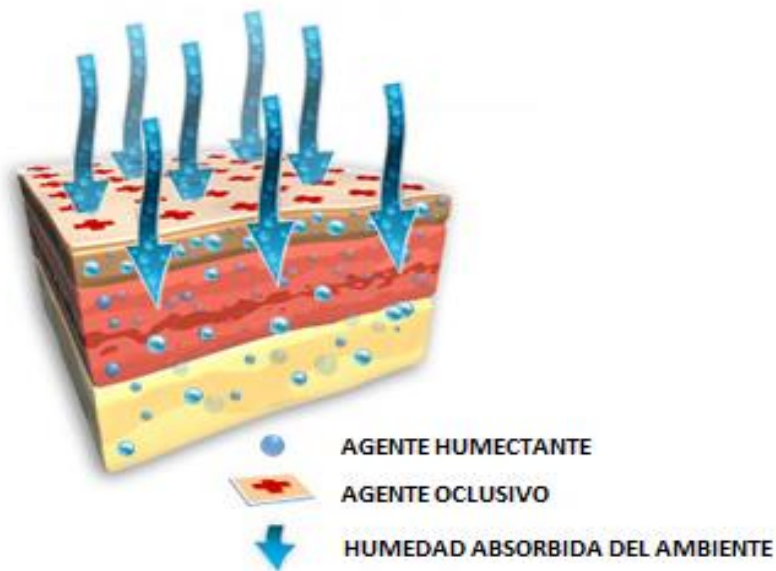


Figura 9. Mecanismo de acción de los agentes hidratantes. (Modificado de: http://www.skinmdnatural.com/images/humectants_pic.jpg)

Los emolientes y humectantes se pueden adicionar en diferentes tipos de formulaciones; se prefieren cremas porque tienden a ser más gruesas, más oclusivas y por lo tanto más efectivas. (Moldovan y Ciorcea, 2010).

3.3.1 AGENTES HUMECTANTES

Entre los productos hidratantes activos se encuentran un grupo de compuestos denominados humectantes, sustancias higroscópicas que poseen la propiedad de absorber agua del ambiente.

La razón principal por la que se añaden humectantes a las cremas cosméticas, especialmente las del tipo O/W, que tienden a perder agua por evaporación, es la de disminuir la desecación por exposición al aire de la película de crema que permanece en la piel tras la aplicación, hecho que influye al mismo tiempo en el estado de la piel, pues el humectante actúa como un emoliente, ayudando a conservar el grado de humedad originada por la transpiración. Se contrarrestan de este modo los efectos adversos de ciertas condiciones ambientales, como viento, frío o sol, causantes de sequedad, descamación, grietas, etc.

Además de la higroscopicidad, hay otros criterios a tener en cuenta, como los que se muestran en la Tabla 3 en referencia a las características del humectante ideal.

Tabla 3. Propiedades del humectante ideal. (Fábregas y Del Pozo, 2007)

Higroscopicidad	El producto debe absorber humedad de la atmósfera y retenerla en condiciones normales de humedad atmosférica.
Intervalo de H.R.	Dentro del intervalo normal de H.R. el cambio de contenido de agua debe ser pequeño en relación al cambio de H.R.
Índice de viscosidad	La curva de viscosidad-temperatura debe ser relativamente plana.
Compatibilidad	El humectante debe ser compatible con una amplia gama de materias primas; con deseables propiedades disolventes o solubilizantes.
Color, olor, sabor	Son esenciales buen color, olor y sabor.
Toxicidad	El humectante no debe ser ni tóxico ni irritante.
Corrosión	El humectante no debe ser corrosivo para los materiales de los envases normales.
Estabilidad	El humectante no debe ser volátil y no debe solidificarse, ni depositar cristales en condiciones normales de temperatura.
Reacción	El humectante debe ser preferentemente de reacción neutra.
Disponibilidad	Los humectantes deben ser de libre adquisición y tan económicos como sea posible.

3.3.2 TIPOS DE HUMECTANTES

Existen tres clases generales de humectantes:

- i) Inorgánicos
- ii) Metal-orgánicos
- iii) Orgánicos.

Son estos últimos los que presentan mayor capacidad hidratante y, por tanto, los más comúnmente empleados en formulaciones cosméticas dichos compuestos se mencionan en la tabla 4. (Wilkinson y Moore, 1990).

Tabla 4. Compuestos utilizados como productos humectantes en cosméticos. (Fábregas y Del Pozo, 2007).

Humectantes orgánicos	Comentarios
<p>Glicoles</p> <ul style="list-style-type: none"> ✓ Etilenglicol ✓ Propilenglicol ✓ Glicerina (glicerol) ✓ Sorbitol ✓ Polietilenglicoles de bajo peso molecular 	<ul style="list-style-type: none"> • La unidad simple de todos los glicoles es el etilenglicol. Los demás compuestos glicólicos se pueden obtener por adición de óxido de etileno a una unidad básica o a él mismo. • El más utilizado es la glicerina, aunque algunos formuladores tienden a remplazarla total o parcialmente por sorbitol, en razón del menor efecto tacking que genera en los productos terminados, una vez que se aplican sobre la piel.
<p>Glicoles polioxietilados (p.ej. Sorbeth 30 [denominación INCI])</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Sorbeth 30 es sorbitol polioxietilado: • Capacidad hidratante y emoliente (a dosis= 4%) • Es un buen solvente para parabenos
<p>Azúcares polioxietilados (p, ej., Acetamide MEA [denominación INCI])</p>	<p><i>Acetamide MEA</i> es una amida formada por la reacción de ácido acético con monoetanolamina.</p>

3.4 EL NOPAL

3.4.1 ANTECEDENTES

El interés del ser humano por los nopales data de miles de años. Su origen e historia están íntimamente relacionados con las antiguas civilizaciones mesoamericanas, en particular con la cultura azteca. Existen evidencias arqueológicas que permiten afirmar que fueron las poblaciones indígenas asentadas en las zonas semiáridas de Mesoamérica las que iniciaron su cultivo de modo formal.

Los nopales están ligados de modo particular a la historia de México y Mesoamérica, su centro de origen genético; por ejemplo, en el escudo de México figura un águila posada sobre un nopal, un símbolo que ha llegado hasta nuestros días del jeroglífico de la Gran Tenochtitlán y significa “sitio del nopal que crece sobre la piedra”. Esta era la ciudad de los sacrificios de los náhuatl, capital del Imperio Azteca, hoy ciudad de México, para los que tuvo especial relevancia en la vida económica, social y religiosa (Figura 10).



Figura 10. Fundación de Tenochtitlán. (Tomado de: <http://4.bp.blogspot.com/-D0mPcy0Xllk/TeLPonZfy4I/AAAAAAAAAH8/fovka15DuiA/s1600/fundacioner.jpg>)

Según la mitología, Huitzilopochtli convenció a su pueblo, los aztecas a dejar Aztlán para irse en busca de territorio en él que fundarían su reino. La localización exacta del sitio perfecto les sería anunciada por la presencia de una señal (un águila sobre un nopal).

Es muy probable que ya en los muestrarios de plantas y animales llevados a España por Cristóbal Colón se incluyeran nopales y otras cactáceas como muestra de la exótica flora del nuevo mundo. Cuando Hernán Cortés llegó al Valle de México en 1519, no pudo menos que asombrarse ante los *nopalli* (término náhuatl que significa nopal) y las tunas (*nochtli*), sus atractivos y deliciosos frutos.

Los antiguos relatos hacen mención a la gran variedad de nopales que se encontraban disponibles así como sus usos. Detallan además, la presencia de un insecto que se alimentaba de las pencas de nopal y que produce uno de los hasta el día de hoy más preciados pigmentos colorantes: la grana o cochinilla del carmín, secreto bien guardado por años por los colonizadores a quienes les reportó grandes ganancias.

Las propiedades medicinales del nopal también se hicieron notar desde un principio, atribuyéndosele cualidades diversas como anti-inflamatorio, diurético y antiespasmódico, entre otras.

La evidencia del conocimiento y uso del nopal por los primeros pobladores mexicanos se encuentra en las excavaciones de Tamaulipas y Puebla, donde se encontraron fosilizadas semillas y cáscaras de tuna, así como fibras de pencas de nopal, de una antigüedad de siete mil años (Sáenz, et al., 2006).

3.4.2 ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN

Los nopales son originarios de América tropical y subtropical y hoy día se encuentran en una gran variedad de condiciones agroclimáticas, en forma silvestre o cultivada, en todo el continente americano. Además, se han difundido a África, Asia, Europa y Oceanía donde también se cultivan o se encuentran en forma silvestre (Figura 11).



Figura 11. Distribución de *Opuntia spp.* en el mundo. (Sáenz, 2006)

El cultivo de nopal configura una de las imágenes que caracteriza con propiedad a la cultura mexicana. En la actualidad, el nopal ocupa en México un área de más de 3 millones de hectáreas, mayoritariamente silvestre, del cual se extraen un conjunto de numerosos productos con una amplia gama de aplicaciones. (Flores, et al., 1995).

México es el principal productor de *Opuntia ficus-indica* con un 90% de la producción mundial. Los principales estados productores son San Luis Potosí, Zacatecas, Aguascalientes, Distrito Federal, Puebla, Jalisco, Michoacán y Oaxaca.

El nopal se cultiva en una altura de los 800 a 2,400 metros sobre el nivel del mar (msnm), aun cuando se encuentra hasta los 3000 msnm. El tipo de suelo en el que se desarrolla es el volcánico y calcáreo de textura franca, con un pH de 6.5 a 8.5.

3.4.3 OPUNTIAS

Los nopales pertenecen a la familia *Cactaceae*. La taxonomía de los nopales es sumamente compleja debido a múltiples razones, entre otras porque sus fenotipos presentan gran variabilidad según las condiciones ambientales (Sáenz, 2006).

El nombre científico le fue asignado por Tournefort en 1700, por su semejanza con una planta espinosa que crecía en el poblado de *Opus* en Grecia.

En México se le llama nopal a varias especies del género “*Opuntia*” de la familia “*Cactaceae*” y se presentan 2 géneros más comunes los cuales son *Opuntia* y *Nopalea*.

En la tabla 5 se presenta la taxonomía del nopal verdura más comúnmente aceptada.

Tabla 5. Taxonomía del nopal. (Bravo Hollis, 1978)

Reino	<i>Plantae</i>
Subreino	<i>Embryophíta</i>
División	<i>Angiospermae</i>
Clase	<i>Dicotyledonea</i>
Subclase	<i>Dialipetalas</i>
Orden	<i>Opuntiales</i>
Familia	<i>Cactaceae</i>
Géneros	<i>Opuntia</i>
Especie	<i>Opuntia Ficus Indica</i>

Se conocen casi 300 especies del género *Opuntia*. Sin embargo, solo 10 o 12 especies son utilizadas por el hombre, ya sea para producción de fruta y nopalitos para la alimentación humana, forraje o cochinilla para obtención de colorante. Entre ellas se encuentran, como especies cultivadas para producción de fruta: *Opuntia ficus-indica*, *O. amyclaea*, *O. xocconostle*, *O. megacantha* y *O. streptacantha*. Como especies silvestres: *Opuntia hyptiacantha*, *O.*

leucotricha y *O. robusta*. De las especies citadas, la más ampliamente cultivada en distintas partes del mundo es *Opuntia ficus-indica* (Ornelas, 2011).

El peso y la longitud de hortalizas cosechadas para consumo humano varían dependiendo de la especie. Sin embargo, en general, el rango es de 40-100 g y 11-20 cm de longitud. Debido a la modificación de la acidez diurna de cladodios, la cosecha de un par de horas después del sol proporciona los mejores cladodios para el uso de verduras, que son turgentes, ricos en azúcares, pro-vitamina A y vitamina C, pero pobres en nitrógeno (Magloire *et al.*, 2006).

3.4.4 CARACTERÍSTICAS DE *Opuntia ficus-indica*.

Opuntia ficus-indica, casi no tiene espinas. Es un vegetal arborescente de 3 a 5 metros de alto, su tronco es leñoso y mide entre 20 y 50 cm. de diámetro. Forma artículos oblongos (pencas o cladodios) de 30 a 60 cm. de largo x 20 a 40 cm. de ancho y de 2 a 3 cm. de espesor (Figura 12). Sus ramas están formadas por pencas de color verde opaco con areolas que contienen espinas más o menos numerosas, amarillas y produce flores de 7 a 10 cm de largo. El sistema radical es muy extenso, densamente ramificado, rico en raíces finas absorbentes y superficiales en zonas áridas de escasa pluviometría. La longitud de las raíces está en relación con las condiciones hídricas y con el manejo cultural, especialmente el riego y la fertilización (Sáenz, 2006).



Figura 12. Imagen del nopal (*Opuntia ficus indica*). <http://terranostra-terranostra.blogspot.mx/2011/07/cactus-escultural-opuntia-ficus-indica.html>

En general, la naturaleza química y la estructura de las capas de cutina están diseñadas para minimizar la transpiración, además, su color blanco refleja gran parte de la radiación solar, lo que ayuda a mantener baja la temperatura del cladodio (Sáenz, 2006).

En los cladodios se realiza la fotosíntesis, ya que los tallos modificados remplazan a las hojas en esta función; se encuentran protegidos por una cutícula gruesa, que en ocasiones está cubierta de cera o pelos que disminuyen la pérdida de agua. Estos tallos presentan, además, gran capacidad para almacenar agua, ya que poseen abundante parénquima; en este tejido se almacenan considerables cantidades de agua lo que permite a las plantas soportar largos periodos de sequía. Cabe destacar el papel de los mucílagos-hidrocoloides presentes en este tejido que tienen la capacidad de retener el agua. Estudios histológicos han demostrado que el mucilago está presente solamente en el aparato de Golgi, y la síntesis del mucilago toma lugar probablemente aquí y las vesículas son derivadas desde ahí. Los cladodios poseen además espinas, presentan pocos estomas por unidad de superficie con la particularidad de permanecer cerrados durante el día y abiertos en la noche; esto evita la pérdida de agua por transpiración

durante el día y permite durante las horas nocturnas la entrada de anhídrido carbónico (CO₂), materia prima indispensable para la fotosíntesis.

El tipo particular de fotosíntesis que presenta *Opuntia ficus-indica* corresponde al metabolismo del ácido crasuláceo (plantas CAM). La apertura nocturna de los estomas permite la toma de CO₂, lo que conduce a una acidificación gradual del tallo. Los estomas, en condiciones de déficit hídrico extremo, permanecen cerrados durante el día y la noche, evitando la transpiración y la entrada del CO₂. En este caso, el agua y el CO₂ producidos por la respiración son utilizados para la fotosíntesis, situación que explica la lenta deshidratación y degradación que sufren los cladodios durante un periodo prolongado de sequía extrema. La interrelación entre la anatomía y la fisiología para la conservación del agua de las plantas CAM es crucial para su éxito ecológico e incrementa su potencialidad agrícola en terrenos áridos y semiáridos (Sáenz, 2006).

3.4.5 Composición química de *Opuntia ficus-indica*.

La composición del cladodio varía en función de los factores edáficos en el lugar de cultivo, la temporada y la edad de la planta. Por lo tanto el contenido de nutrientes varía tanto entre especies como en variedades (Stintzing y Carle, 2005).

El contenido de agua en el nopal es generalmente mayor al 90%. En la variedad *Opuntia ficus indica* varía desde (80-95%) dependiendo de la edad, y seguido de pequeñas cantidades de hidratos de carbono (3-7%), fibra (1-2%) y proteína (0.5-1%) (Ginestra *et al.*, 2009).

La cantidad de minerales que se localizan formando parte de los órganos y tejidos del nopal son el calcio, potasio, así como magnesio, sílice, sodio. Estos también varían en función de la edad. También pueden presentar cloruros, sulfatos y pequeñas cantidades de fosfatos. Generalmente los cladodios son ricos en pectina, mucílago y minerales, mientras que las frutas son buenas fuentes de vitaminas, aminoácidos, azúcares y betalainas (Magloire *et al.*, 2006).

En la tabla 6 se presenta la composición química de *Opuntia ficus indica*.

Tabla 6. Composición química de *Opuntia ficus indica*. (Medina y Brito, 2000).

COMPONENTE	CARACTERÍSTICA
HUMEDAD 90-95 %	El agua es el principal componente de los nopales y su contenido varía con la especie, humedad del suelo, la disponibilidad del agua en éste y edad de la planta.
COMPUESTOS NITROGENADOS 7.33-13.63 %	Este elemento se encuentra en compuestos como las proteínas, en las pencas varía de 5.2-23% en base seca.
LÍPIDOS 1.22 %	El contenido de lípidos es bajo. Posee proporciones variables de triglicéridos, ceras, resinas, látex, flavonoides, taninos, pigmentos clorofiloides y caratenoides.
CARBOHIDRATOS 8.49 %	Los principales carbohidratos son: glucosa, fructosa, arabinosa, xilosa, galactosa y ácido galacturónico.
VITAMINAS	Presencia de ácido ascórbico, caroteno, tiamina, riboflavina y niacina.
OTROS COMPUESTOS ORGÁNICOS	Se encuentran en menor proporción: almidones, aceites, celulosa, sustancias pectinas, ceras, saponinas, aceites esenciales, resinas, látex, fenoles pigmentos y alcaloides.
GOMAS	Esta formada por: ácido galacturónico, L-arabinosa, D-xilosa, D-galactosa y trazas de L-ramnosa.

3.4.6. Mucílago de *Opuntia ficus indica*.

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

El mucílago del nopal es un polisacárido ácido (pH= 4.5-5.7), altamente ramificado con muchos azúcares. Es un polímero lineal cuyo peso molecular oscila alrededor de 13×10^6 g/mol y que está compuesto por polisacáridos emparentados con las pectinas. Es una molécula muy larga y compleja constituida principalmente por azúcares neutros y un azúcar ácido, entre los monómeros contenidos en la cadena se encuentran: L-arabinosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-xilosa ácido galacturónico (Figura 13). La proporción de estos monómeros en la molécula varía de acuerdo a diversos factores como: variedad, edad, condiciones ambientales y estructura empleada para la extracción. (Ornelas, 2011).

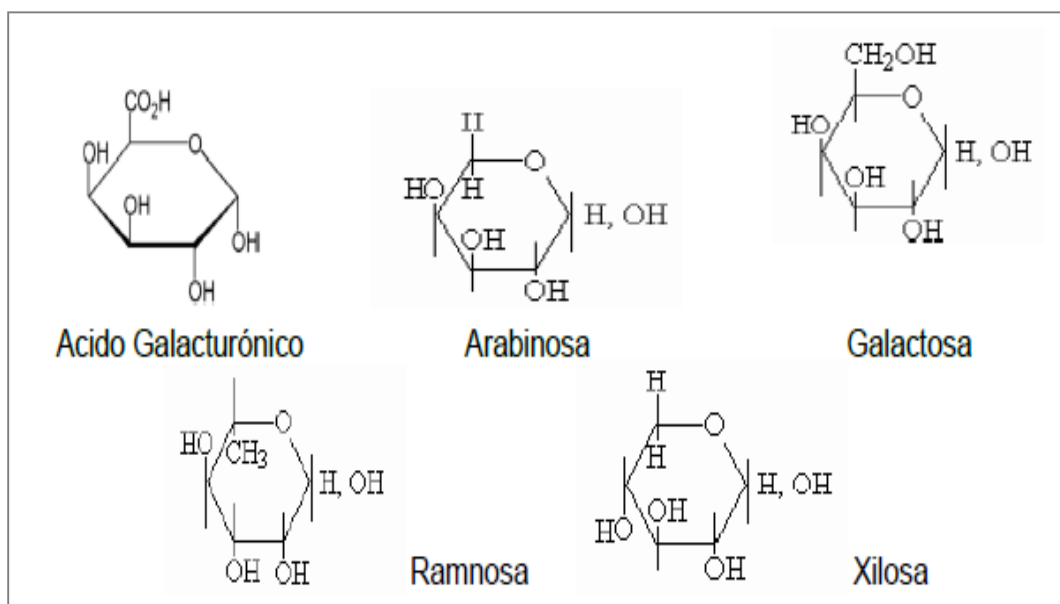


Figura 13. Componentes del mucílago. (Ornelas, 2011)

El mucílago de nopal probablemente consiste de un grupo de estructuras muy similares que difieren principalmente en el peso molecular. Estudios realizados por medio de una oxidación con ácido crómico del polisacárido revelan que 75, 72, 60 y 42% de la galactosa, xilosa, ramnosa y residuos de arabinosa respectivamente fueron degradados después de 4h. Esto indica que los residuos de ramnosa, galactosa y xilosa están unidos por enlaces β (figura 14). (McGarvie y Parolis, 1981).

El mucílago también contiene una considerable cantidad de ácido galacturónico, el cual es un azúcar carboxilado. Debido a que los iones hidrógeno tienden a dissociarse de la parte carboxílica, a las subunidades galacturónicas la molécula de mucílago tiende a ser cargada negativamente.

Esta negatividad causa la unión de los iones calcio (Ca^{2+}) en muchos lugares en la molécula del mucílago, y por lo tanto el 20% del calcio insoluble en el tallo del nopal puede estar asociado con el mucílago (Ornelas Núñez, 2011).

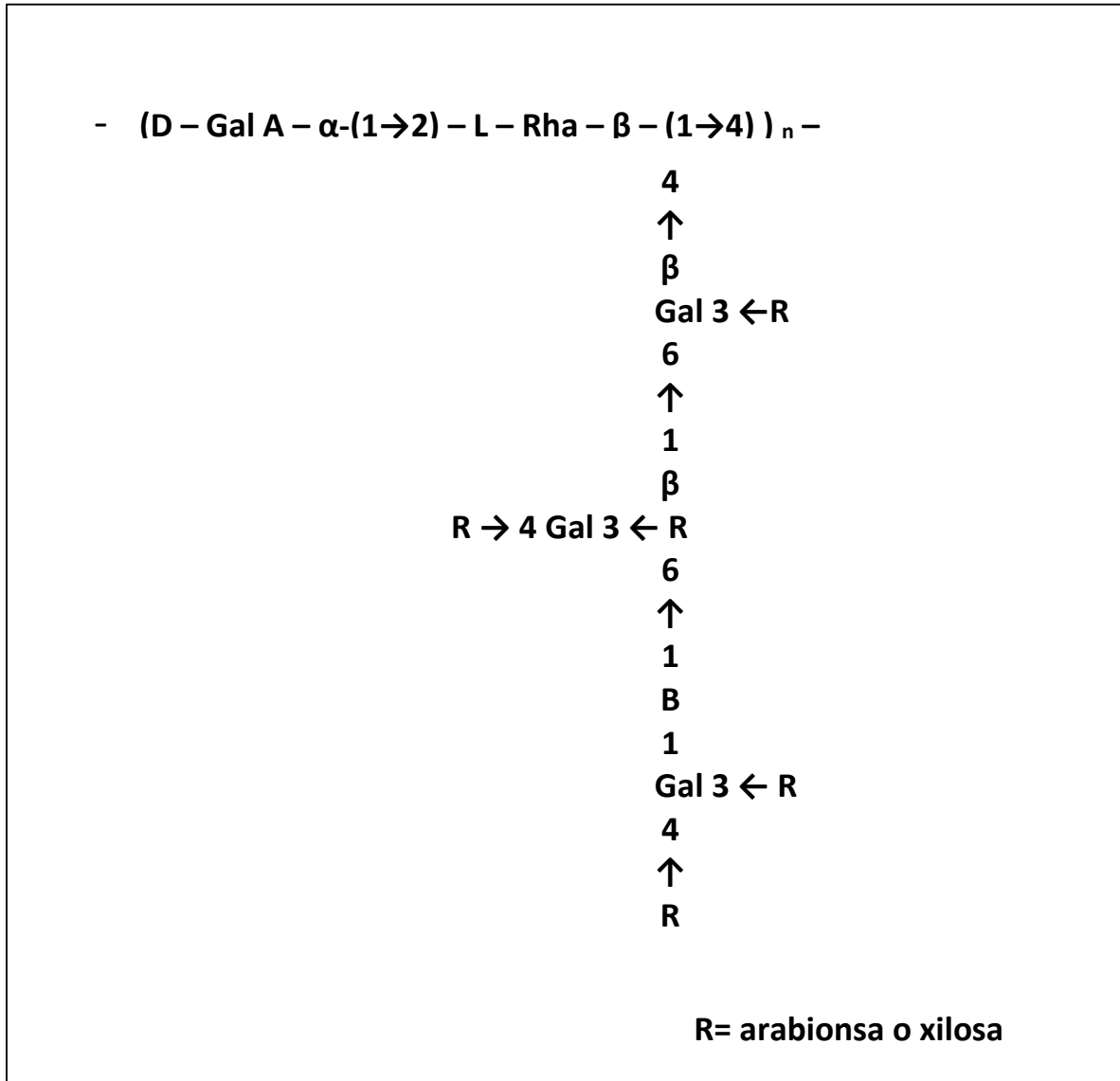


Figura 14. Estructura parcial propuesta para el mucílago de *Opuntia ficus indica*.
(McGarvie y Parolis, 1981).

El rol fisiológico del mucílago en la planta es regular el contenido de agua celular durante sequías prolongadas y regular el flujo de calcio en la planta. Una de las ventajas del mucílago es la de actuar como barrera ante la oxidación, ya que evita el contacto de las enzimas como la polifenoloxidasas (PPO) con el oxígeno ambiental, por lo que se extiende la vida de anaquel del nopal evitando su oscurecimiento, pérdida de firmeza y mal olor. El mucílago de nopal contiene un biopolímero especial que tiene la habilidad para modificar las propiedades funcionales como la viscosidad, elasticidad, gelificante, espesante y retención de agua.

3.4.7 USOS DEL NOPAL

- ✓ Colorantes de la cochinilla. Uno de los productos industriales más atractivos que se obtiene de los nopales, aunque en forma indirecta es el carmín de cochinilla. Este colorante natural es considerado hoy en día uno de los colorantes rojos naturales más seguros, desde el punto de vista de la inocuidad. El carmín de cochinilla, se encuentra permitido por la mayoría de las legislaciones alimentarias en diversos países; por ejemplo, lo incluye la *Food and Drug Administration* (FDA) de Estados Unidos de América; la Unión Europea le ha otorgado el código de identificación E-120 y también está incluido en el listado del Comité Mixto FAO/OMS de Expertos en Aditivos Alimentarios. Este pigmento es una interesante alternativa como colorante rojo natural a los colorantes sintéticos y se utiliza ampliamente en la industria de alimentos.

- ✓ Industria alimentaria. De las pencas se pueden extraer también mucílagos purificados, los que se encuentran en mayor proporción en esta parte de la planta que en las cascara. Estos compuestos presentan interés tanto en la industria de alimentos como en la gastronómica, como estabilizante de espumas y emulsiones en general, ya sean no alcohólicas o lácteas (Garti, 1999; Stintzing y Carle, 2005). Su potencial como emulsificante no ha sido aún bien explorado.

- ✓ Construcción. Un sector alejado de los señalados anteriormente, pero no por ello de menor interés, es el de la construcción. Últimamente está siendo estudiada la acción anticorrosiva del mucílago y también se han continuado los estudios acerca de la utilidad que prestan las pencas como adherentes de pinturas y clarificantes de agua. Los clarificadores comerciales

de agua son a menudo polímeros solubles que atrapan partículas de lodo en forma física de modo de formar cuerpos más pesados que el agua. El nopal probablemente trabaja bajo el mismo mecanismo; precipita las partículas barrosas del mismo modo que lo hacen los polímeros. (Sáenz, 2006).

- ✓ Complementos alimenticios. En esta categoría se consideran una serie de productos presentes principalmente en el mercado mexicano (cápsulas y tabletas de polvos de nopal, polvos para licuados, otros productos formulados por mezcla con otras fibras vegetales), los cuales se consumen como medicamentos.

- ✓ Productos cosméticos: El nopal también es utilizado como materia prima industrial en la producción de cosméticos. En México y otros países se fabrican jabones, cremas, champúes y enjuagues que contienen extractos de nopal, además de que se usa como base para la obtención de pigmentos de uso múltiple como son: crema, mascarilla humectante, estimulante y limpiadora, gel para cabello, gel reductor, loción astringente, entre otros (Ramirez, et al., 2012).



METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

4.1 REACTIVOS Y MATERIALES

4.1.1 Reactivos

- Glicerina, Droguería Cosmopolita, México.
- Sorbitol, Droguería Cosmopolita, México.
- Propilenglicol, Droguería Cosmopolita, México.
- Agua destilada, FESC.

4.1.2 Equipo

- Balanza analítica, BOECO CE99, Alemania.
- Agitador vortex, The Virtis company, EE. UU.
- Calorímetro DSC Q 10, Texas Instrument, EE. UU.
- Tewameter® TM 210, Courage+Khazaka, Alemania.
- Derma Unit SSC 3, Corneometer® CM 825 y Skin-pH-Meter PH 900, Courage+Khazaka, Alemania.
- Easylog® Temperature and humidity USB, Lascar Electronics, Hong Kong.

4.1.3 Biológicos

- Mucilago de *Opuntia ficus indica*. Liofilizado en la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, campo 1. UNAM. Generosamente donado por la Dra. Elsa Gutiérrez Aburto.

4.2 PROCEDIMIENTO

4.2.1 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO

La calorimetría diferencial de barrido es la técnica más común para determinar transiciones de fase en polímeros. (Martínez Navarrete, et al., 1998). Debido a que el mucílago de nopal es considerado un polímero se realizó esta prueba para caracterizarlo.

Para el estudio se utilizó un calorímetro diferencial de barrido, DSC Q10 TA Instruments.

1. Calibración de la línea base. Cubrir las celdas sin los portamuestras, fijar el flujo de gas inerte (nitrógeno) a 50 ml/min. Fijar la velocidad de calentamiento (10°C/min) y el intervalo de temperatura que se utilizara durante todo el experimento. (25° - 100° C). Correr la línea de base y aceptar los resultados para registrar la calibración.
2. Calibración de la constante de celda. Se selecciona un material de referencia en este caso Indio. Montar en el portamuestras el estándar de calibración y una capsula vacía de referencia. Cubrir la celda y se fijar el flujo de nitrógeno a 50ml/min. Programar en modo de calibración de constante de celda, registrar nombre y peso de la muestra, velocidad de calentamiento y tipo de material usado. Según el estándar utilizado, el software contiene límites de temperatura para realizar el experimento. Iniciar el experimento y aceptar los resultados para aceptar la calibración.
3. Determinación de la transición vítrea. Pesar la muestra de mucílago (entre 3 – 5 mg). Prensar la cápsula y colocarla en el portamuestras, al igual que la cápsula de referencia. Cubrir la celda y fijar el flujo de nitrógeno a 50 ml/min. Establecer una rampa de calentamiento de 10°C/min y escoger límites de temperatura de 25° a 100 °C. Iniciar el experimento y obtener los termogramas para ser analizados.

La siguiente figura muestra la metodología utilizada para la medición de la temperatura de transición vítrea de mucílago.

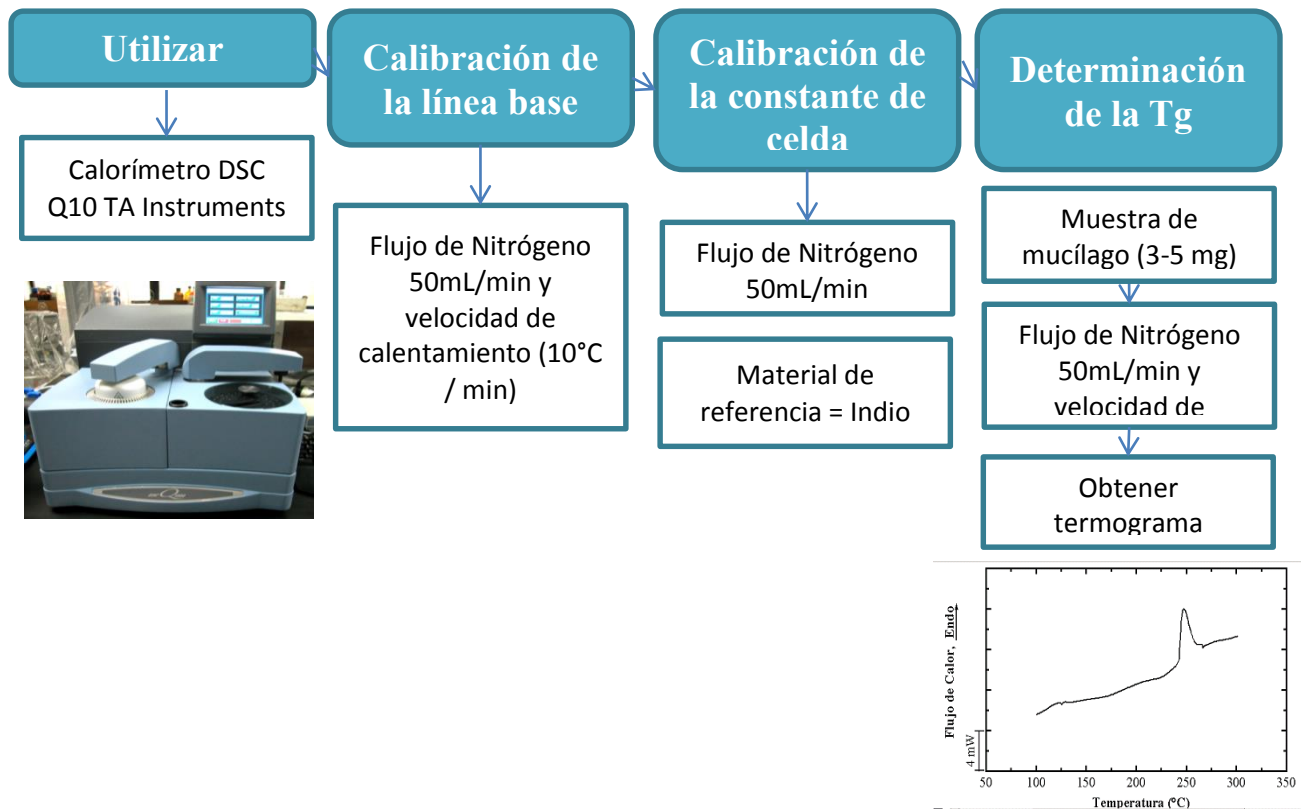


Figura 15. Metodología para la prueba de calorimetría diferencial de barrido.

4.2.2 PRUEBA DE RETENCIÓN DE AGUA.

A continuación se describe la metodología utilizada para la prueba de retención de agua.

1. Acondicionar 4 desecadores a 40%, 60%, 80% y 90% de humedad relativa. Para obtener humedad relativa de 60% 80% y 90% utilizar soluciones de glicerina, para obtener humedad relativa de 40% utilizar una solución de NaCl. Para controlar la humedad relativa dentro de los desecadores utilizar Easylog[®] Temperature and humidity USB.

2. Preparar 50 mL de mezclas de mucílago humectante de acuerdo a la siguiente tabla.

Tabla 7. Mezclas mucílago-humectante.

Mucílago	Humectantes								
	Sorbitol			Glicerina			Propilenglicol		
	0%	1.5%	3%	0%	1.5%	3%	0%	1.5%	3%
0%		x	x		x	x		x	x
1.5%	x	x	x		x	x		x	x
3%	x	x	x		x	x		x	x

3. Pesar lo correspondiente a 10 mL de cada mezcla en vasos de precipitado de 15 mL por cuádruplicado.

4. Introducir los vasos de precipitados en los 4 desecadores, de tal manera que cada desecador tuviera las 21 mezclas correspondientes.

5. Medir el peso inicial de todos los vasos de precipitados.

6. Hacer la medición del peso a las 2, 4, 6 y 8 horas durante el primer día de prueba.

7. Pesar los vasos de precipitados cada 24 horas los días posteriores a la prueba. Hacer las mediciones hasta que el peso sea constante.

8. Graficar los resultados obtenidos [% peso f(=) tiempo (hrs)]

La siguiente figura muestra el procedimiento llevado a cabo para la prueba de retención de agua para los sistemas mucílago-humectante.

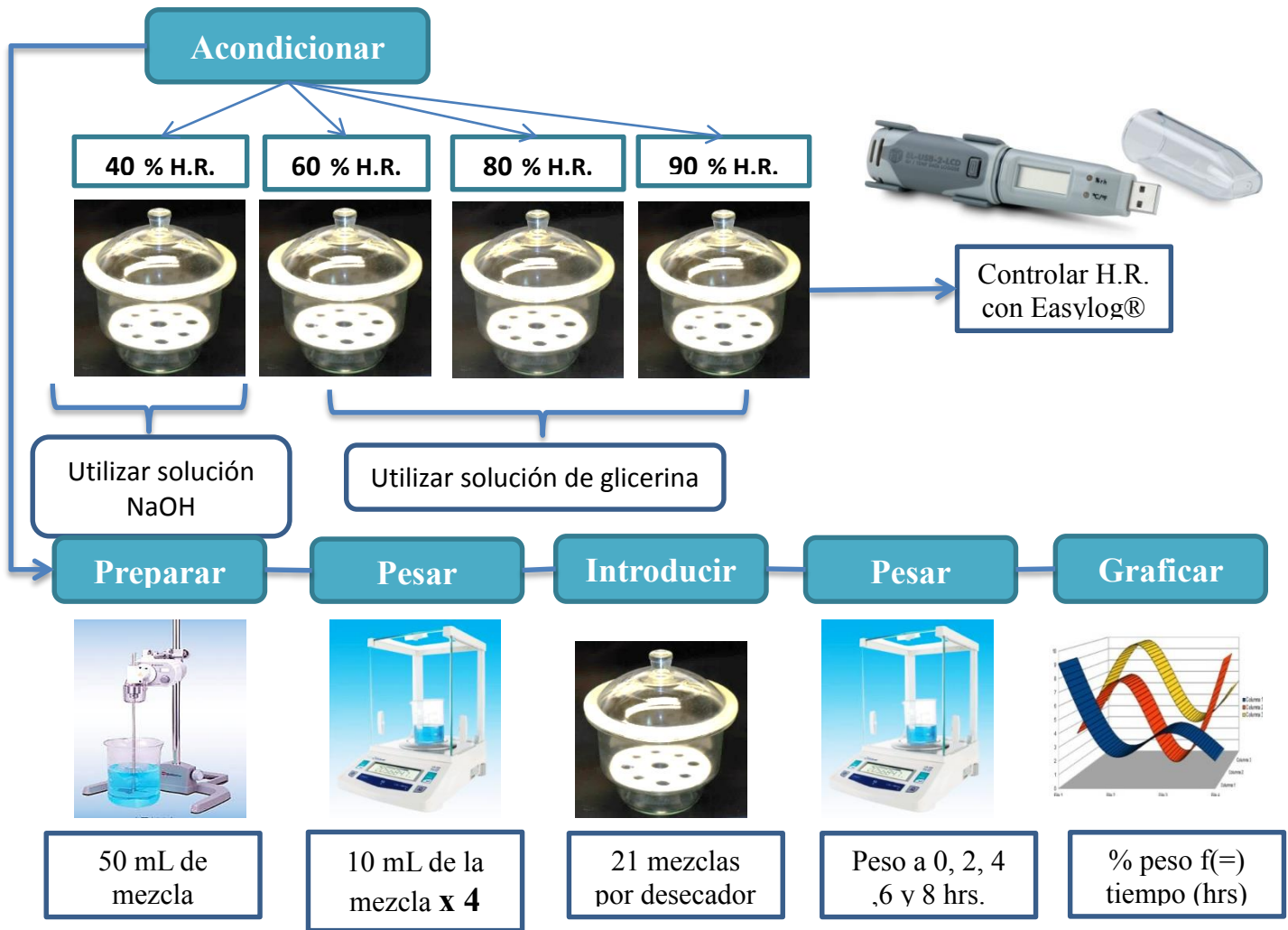


Figura 16. Metodología para la prueba de retención de agua.

4.2.3 *PÉRDIDA DE AGUA TRANSEPIDERMAL*

El concepto de hidratación cutánea hace referencia a la cantidad de agua presente en la piel. El estado de hidratación condiciona las cualidades mecánicas y estéticas de la piel; éstas son el reflejo del equilibrio entre los aportes de agua (endógena y exógena, proveniente esta última de la higrometría del aire) y las pérdidas que se producen por evaporación (sudoración y transpiración). Tanto con fines dermocosméticos (establecimiento o recomendación de un cosmético adaptado que compense o complemente el déficit de hidratación cutáneo) como dermatológicos (confirmación y estudio de la evolución de enfermedades que cursan con deshidratación, xerosis, etc.), resulta de especial interés poder valorar el grado de hidratación presente en la piel. (Muñoz, 2008).

A continuación se describe la metodología seguida para la medición de la TEWL.

1. Preparar 30 mL de las mezclas establecidas en la tabla 7.
2. Delimitar dos áreas de 4 cm x 4 cm en el antebrazo del participante, en un área colocar la mezcla correspondiente, la otra área servirá como referencia para la medición de la TEWL basal.
3. Colocar una celda de vidrio en el área delimitada donde se colocara la mezcla.
4. Adicionar 5mL de la mezcla mucilago-humectante que corresponda y dejar reposar por 30 minutos.
5. Retirar la celda y limpiar con un pañuelo el área en la que se medirá la TEWL.
6. Utilizar el Tewater® TM210 para medir TEWL durante 5 minutos a 0, 30, 60, 90, 120 y 600 minutos del área que servirá de referencia y del área donde se colocó la mezcla.
7. Realizar la prueba por triplicado para todas las mezclas.
8. Graficar los resultados obtenidos.

La figura siguiente describe el proceso seguido para la evaluación de la pérdida de agua transepidérmica para la mezclas mucílago-humectante.

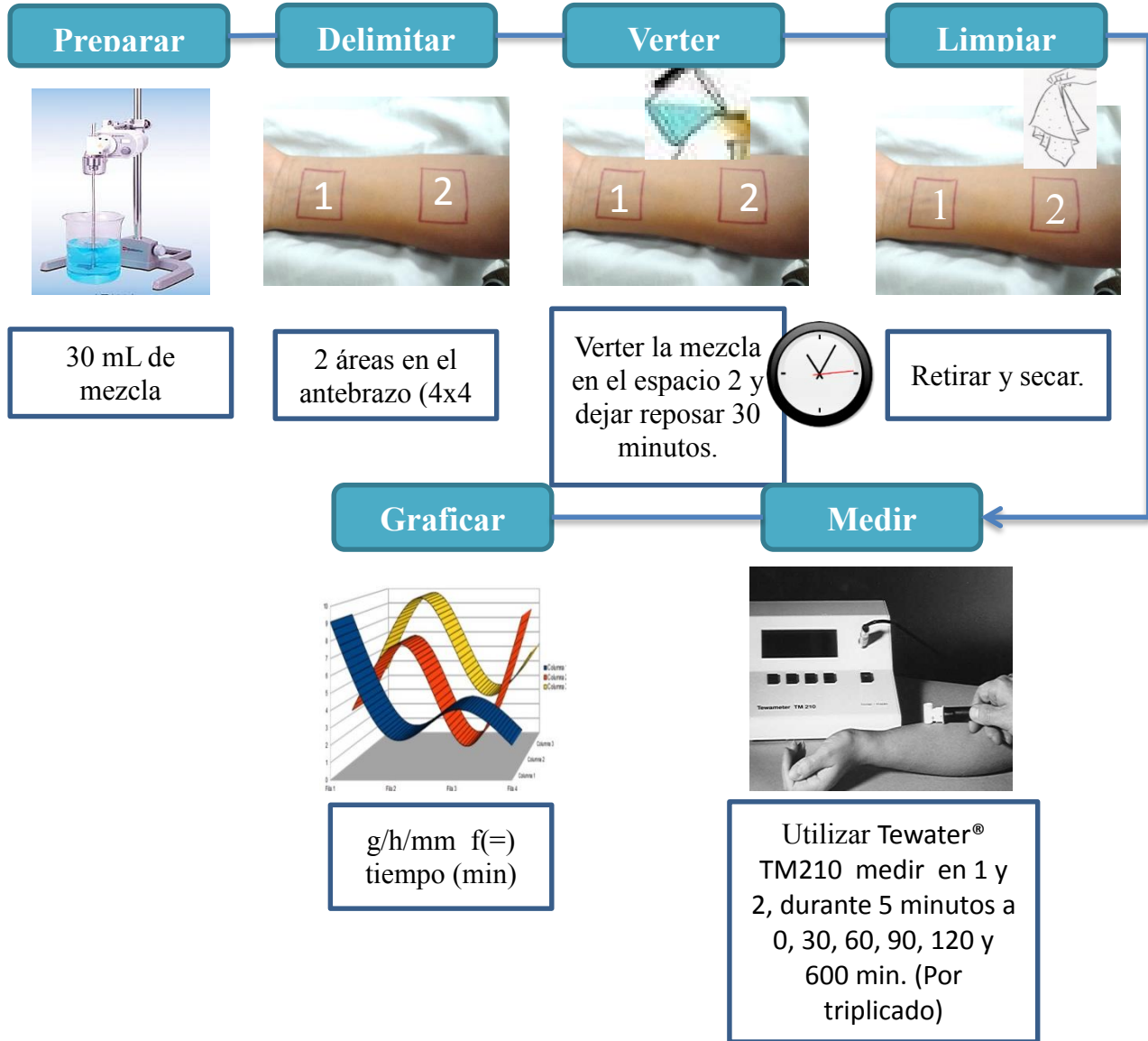


Figura 17. Metodología para pérdida de agua transepidérmica.

4.2.4 HIDRATACIÓN CUTÁNEA.

1. Preparar 30 mL de las mezclas mucílago-humectante indicadas en la tabla 7.
2. Delimitar en el antebrazo 2 áreas de 4x4 cm cada una.
3. En la primera área colocar la mezcla a medir y la segunda área será el blanco.
4. Colocar una celda de vidrio en la primera área del antebrazo, esta servirá para contener la mezcla a medir.
5. Verter 5 mL de la mezcla correspondiente en la celda de vidrio y dejar reposar por 30 minutos.
6. Retirar la celda junto con la mezcla, limpiar el área y esperar 30 minutos más.
7. Utilizar el Derma Unit SSC 3, Corneometer® CM 825 y Skin-pH-Meter PH 900, midiendo primero el blanco, y después la mezcla, por un periodo de 5 minutos, a tiempo 0, 30, 60, 90, 120 y 600 minutos.
8. Realizar la prueba por triplicado para cada mezcla mucílago-humectante.
9. Graficar los resultados obtenidos.

La siguiente figura muestra la metodología seguida para la prueba de hidratación del estrato córneo.

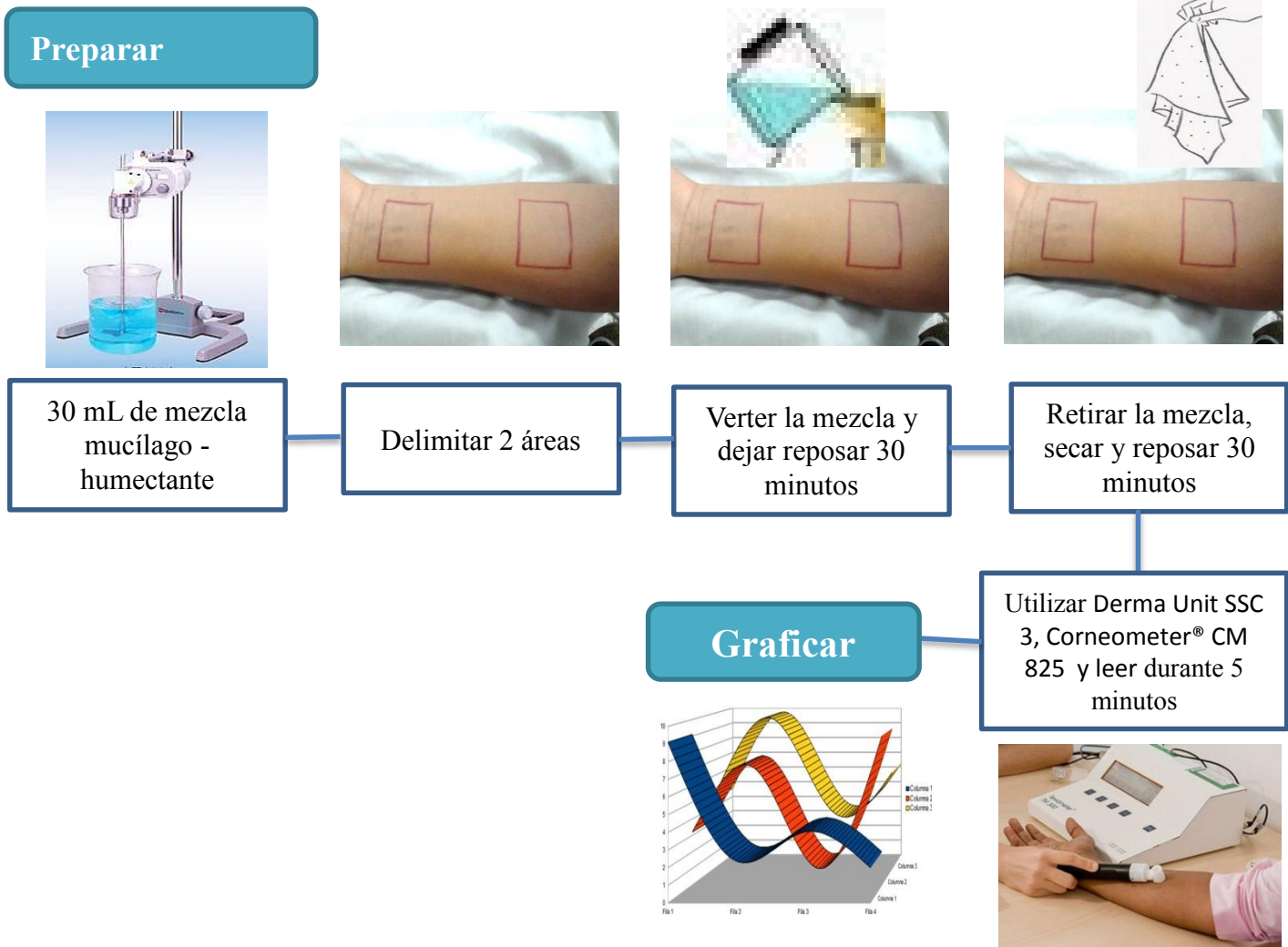


Figura 18. Metodología para la prueba de hidratación cutánea.

4.2.4 MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO

La Microscopía Electrónica de Barrido es una técnica que permite la observación y caracterización superficial de materiales, entregando información morfológica del material analizado (Skoog, et al., 2008). Para estudiar la morfología de las películas obtenidas por los sistemas mucílago-humectante se utilizó dicha técnica. A continuación se describe la metodología utilizada para obtener las micrografías de las películas.

1. Colocar las películas en un portamuestras de bronce adheridas con cinta de carbón electroconductiva.
2. Dar baño de oro a los portamuestras.
3. Colocar las muestras en un portamuestras de aluminio para cuatro unidades.
4. Ajustar los portamuestras en el soporte del microscopio
5. Introducir los portamuestras en el carro en el interior del microscopio electrónico de barrido a alto vacío
6. Capturar micrográficas a diferentes ampliaciones. En computadora.

La siguiente imagen presenta la metodología utilizada para microscopia electrónica para las películas obtenidas de mucílago-humectante.

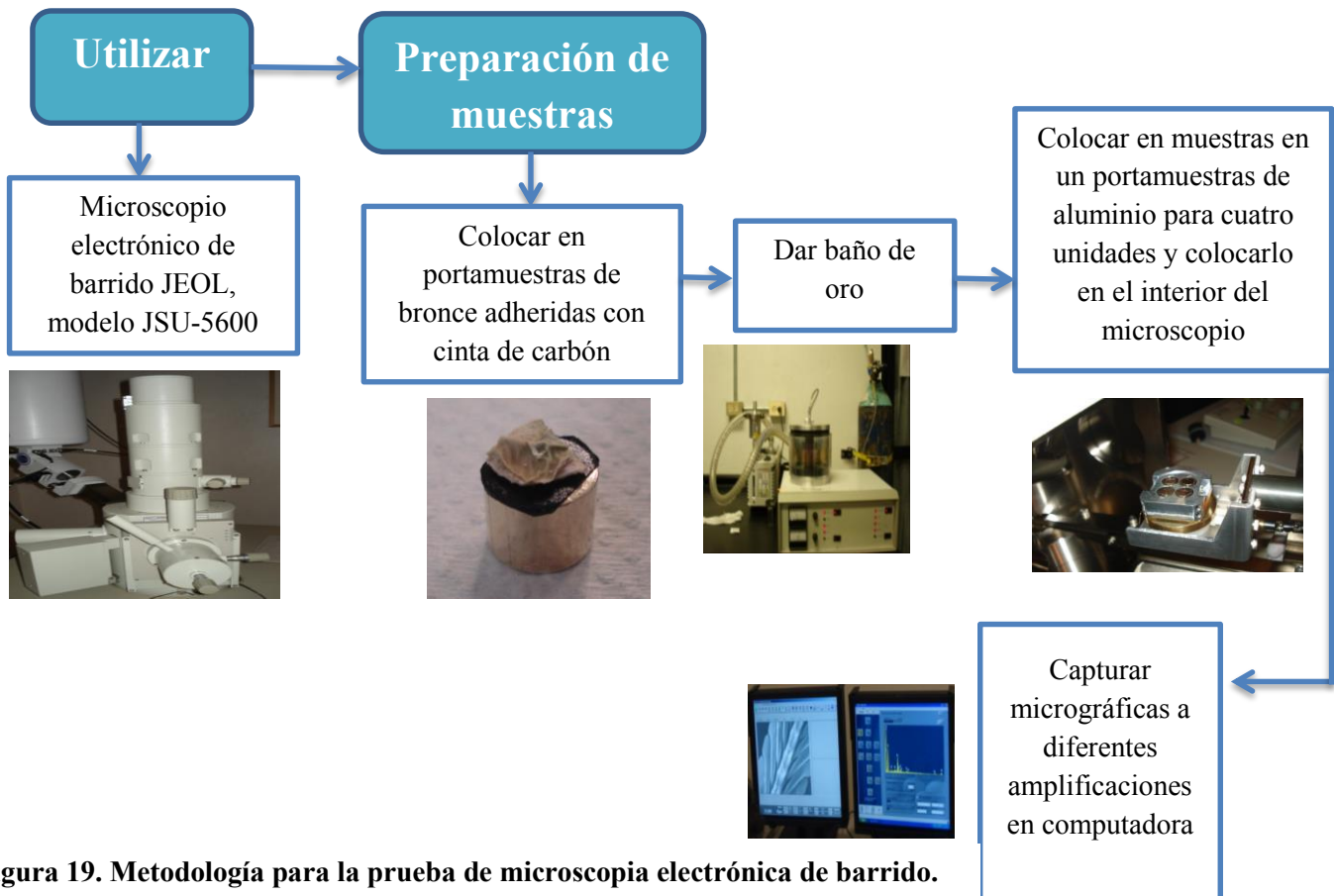


Figura 19. Metodología para la prueba de microscopia electrónica de barrido.

4.2.6 PERMEABILIDAD AL VAPOR DE AGUA

La permeabilidad al vapor de agua es definida como la velocidad de transmisión de vapor de agua por unidad de área de un material plano por unidad de espesor inducido por la presión de vapor entre dos superficies del material, bajo condiciones de temperatura específica y humedad relativa.

La determinación de la permeabilidad al vapor de agua de las películas formadas por los sistemas mucílago-humectante se hizo de acuerdo a las especificaciones de la (ASTM, 1994), usando el método con agua destilada, esta prueba se basa en la pérdida de peso debido a la cantidad de agua permeada por unidad de tiempo. Se trabajó al mismo tiempo un control el cual no contenía ninguna película en el dispositivo con el fin de evaluar el efecto de las películas sobre la pérdida de vapor de agua.

Basado en la ley de difusión de Fick y la ley de Henry la cantidad de agua permeada a través de la película se puede denotar por la siguiente ecuación:

$$Q = \frac{(P_T A \Delta_p)}{d} t$$

Dónde:

Q= Cantidad de vapor de agua permeada

d= grosor de la película

t= tiempo

P_T= Constante de permeabilidad

A= Área de la película

Δ_p= Diferencia de vapor de presión a través de la película (ASTM, 1994).

a) Preparación de películas

1. Preparar 50 mL de las mezclas de la tabla 7.
2. En una superficie plana en placas de teflón perfectamente nivelada, colocar las mezclas y dejar secar.
3. Una vez secas retirar las películas de las placas de teflón.
4. Cortar las películas con un sacabocados, de acuerdo a la circunferencia de los viales.

b) Preparación de los viales

Las muestras son por triplicado.

1. Colocar los viales en la estufa a 100°C por 5 horas.
2. Adicionar 8 mL de agua desionizada en los viales.
3. Colocar en la boca de los viales las películas que han sido cortadas anteriormente.
4. Sellar los viales con la engrapadora para viales, colocando encima de la película la tapa plástica, que también ha sido recortada para el intercambio de agua. (ver figura 20). Seguido de esto colocar la tapa metálica.
5. Pesar los viales, este será el peso inicial.
6. Introducir los viales a un desecador a 0% de Humedad Relativa,
Le desecador solo contiene drierita para controlar el 0% de humedad.

Pesar los viales cada 24 horas, hasta perder el 10% del peso inicial.

La siguiente figura muestra la metodología seguida para la prueba de permeabilidad al vapor de agua para los sistemas mucílago-humectante.

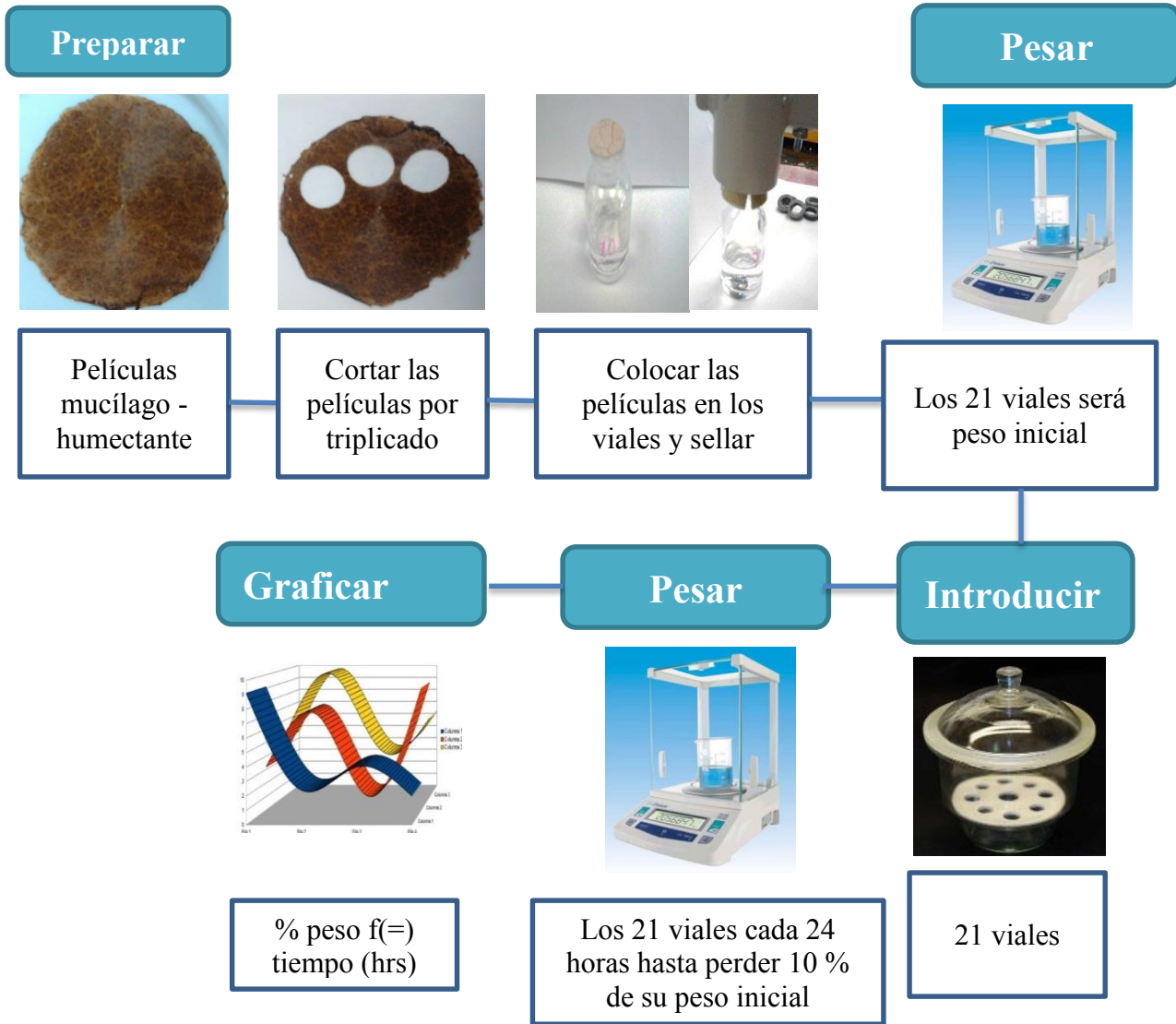


Figura 20. Metodología para la prueba de permeabilidad



RESULTADOS Y ANÁLISIS

5.1 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO

Las figuras 21 y 22 muestran los termogramas obtenidos durante la prueba.

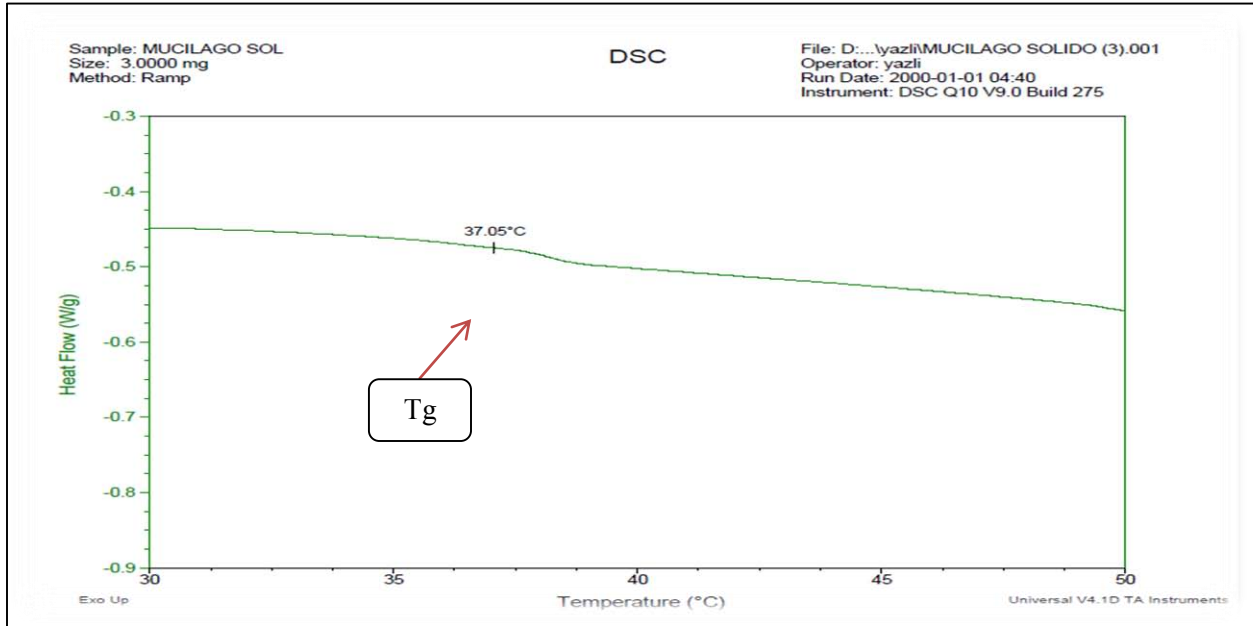


Figura 21. Termograma correspondiente a mucílago polvo.

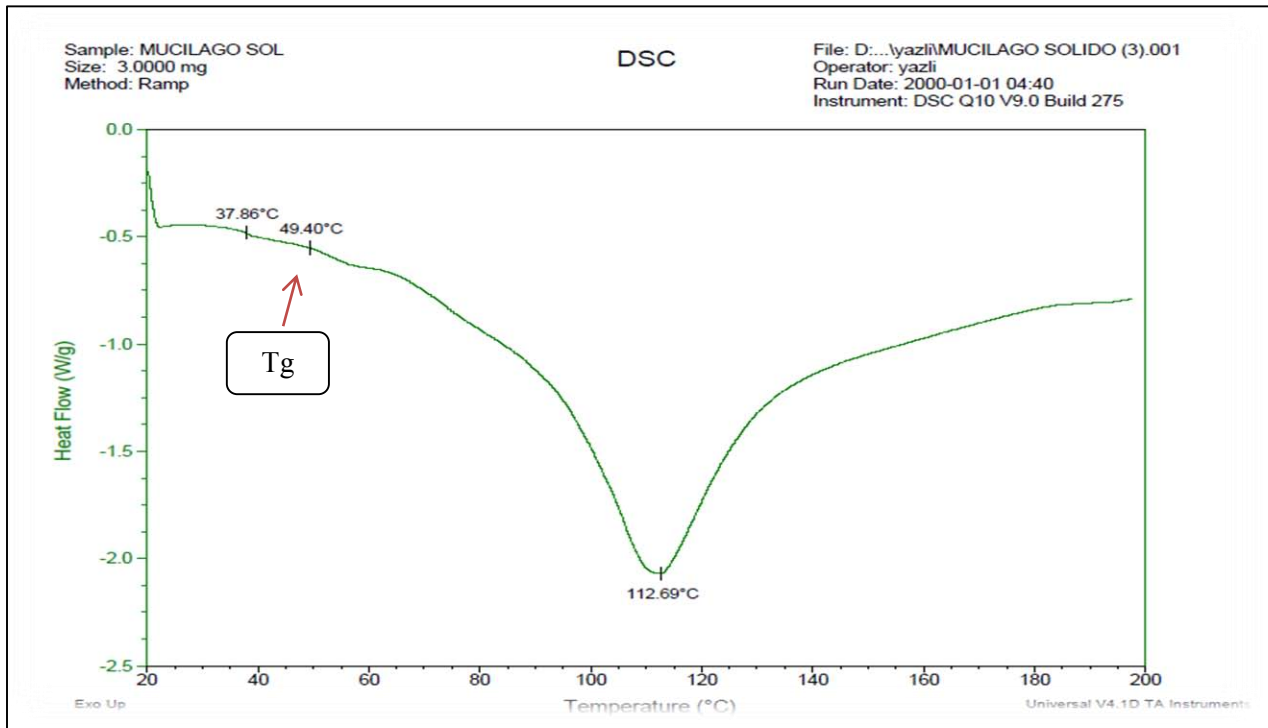


Figura 22. Termograma correspondiente a mucílago polvo.

La temperatura de transición vítrea (T_g) se define como la temperatura a la cual las propiedades mecánicas de un polímero cambian radicalmente, debido a los movimientos internos de las cadenas poliméricas que lo componen. Las figuras 21 y 22 indican que la temperatura de transición vítrea para el mucílago de nopal está dentro de un rango de 37.96°C a 49.40°C el cual es similar a lo reportado en estudios previos de caracterización de dicho mucílago. Dichos estudios reportan una temperatura de transición vítrea (T_g) de 45°C . Este valor de T_g es consistente con los otros valores de T_g encontrados para otros polímeros como soluciones de maltodextrina donde el rango de T_g va de 45.4°C a 54.7° y amilosa con T_g de 43.8°C . El peso molecular de mucílago de *Opuntia ficus-indica* reportado por algunos investigadores está en un rango de 2.3×10^4 a $3 \times 10^6 \text{ g mol}^{-1}$ lo que podría explicar el valor de T_g obtenido. Esto sugiere un estado vítreo del polímero amorfo a la temperatura ambiente ($22\text{-}28^\circ\text{C}$). Una baja T_g indica mayor higroscopicidad del polvo de mucílago, así como un bajo peso molecular implica cadenas más cortas y grupos más hidrofílicos. (León Martínez, et al., 2010).

Por encima de la transición vítrea, los polímeros poseen una gran movilidad. Se contornean, se retuercen hasta que alcanzan la temperatura adecuada y han ganado la suficiente energía como para adoptar una disposición sumamente ordenada, llamados cristales. (Coello y Gárces, 2012). Esta es la temperatura de cristalización, y el mucílago no la presenta debido a que es un polímero totalmente amorfo.

En base a la experiencia previa adquirida al analizar termogramas, se asume que el segundo pico observado en la figura 22 podría tratarse de un punto de fusión ya que absorbe energía, pero al no encontrar datos que indiquen que el punto de fusión del mucílago se encuentre en esta temperatura, se concluye que este pico solo representa la pérdida de agua la cual ebulle a 100°C .

Se pretendían analizar por este método las diferentes mezclas de mucílago-humectante para observar si el mucílago presentaba diferencias en las transiciones de fase al adicionar algún humectante ya que estos funcionan como plastificantes los cuales son moléculas de muy bajo peso molecular que tienen la característica de disminuir la T_g ; lo que permite que los polímeros sean más flexibles y más fáciles de manipular. Pero debido a que el contenido de agua interfiere en el comportamiento térmico del polímero, a partir de este análisis no se pueden comparar las mezclas mucílago – humectante.

RETENCIÓN DE AGUA.

Las figuras 23-30 muestran los resultados para la evaluación de la capacidad de retención de agua a diferentes humedades relativas (40, 60, 80 y 90%) de mucílago, glicerina, sorbitol y propilenglicol así como de los sistemas mucílago-humectante.

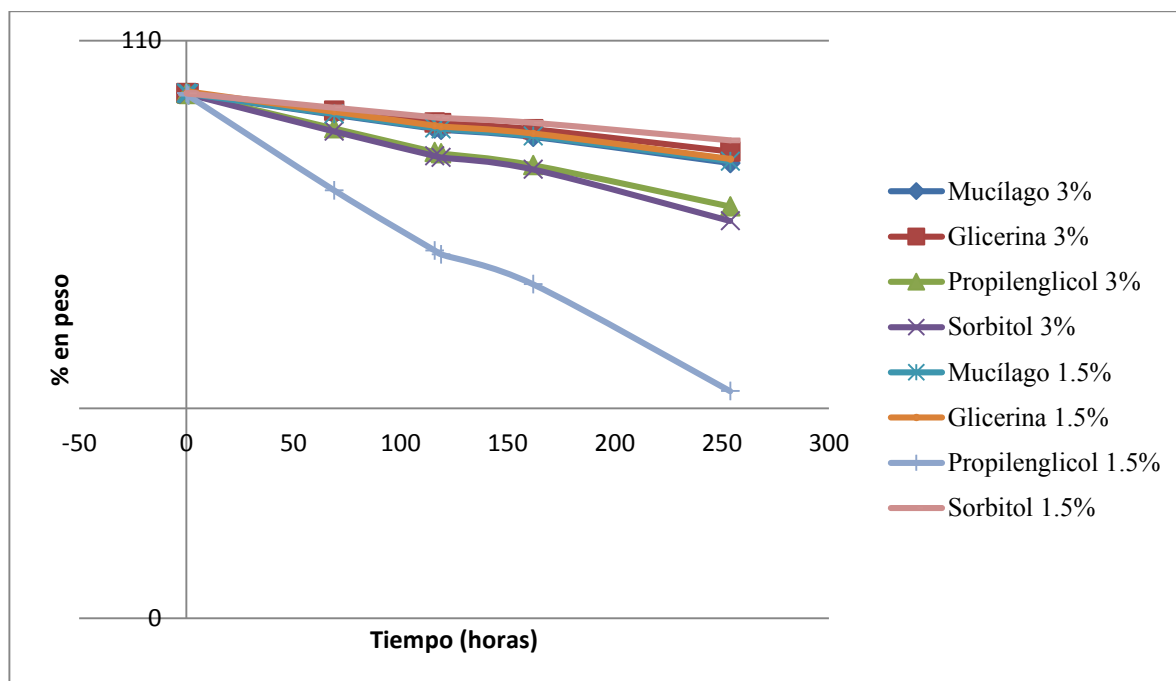


Figura 23. Capacidad de retención de agua a 40% H.R. en función del tiempo de mucílago, sorbitol, glicerina y propilenglicol al 1.5% y 3%.

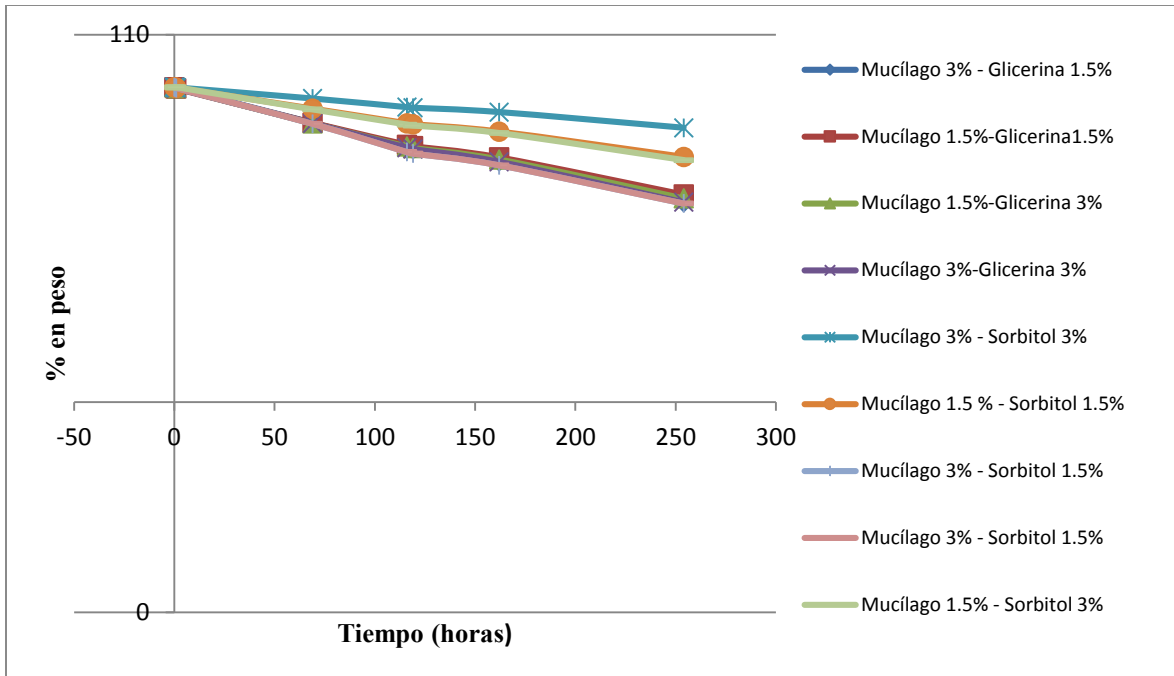


Figura 24. Capacidad de retención de agua a 40% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucilago-glicerina y mucilago-sorbitol.

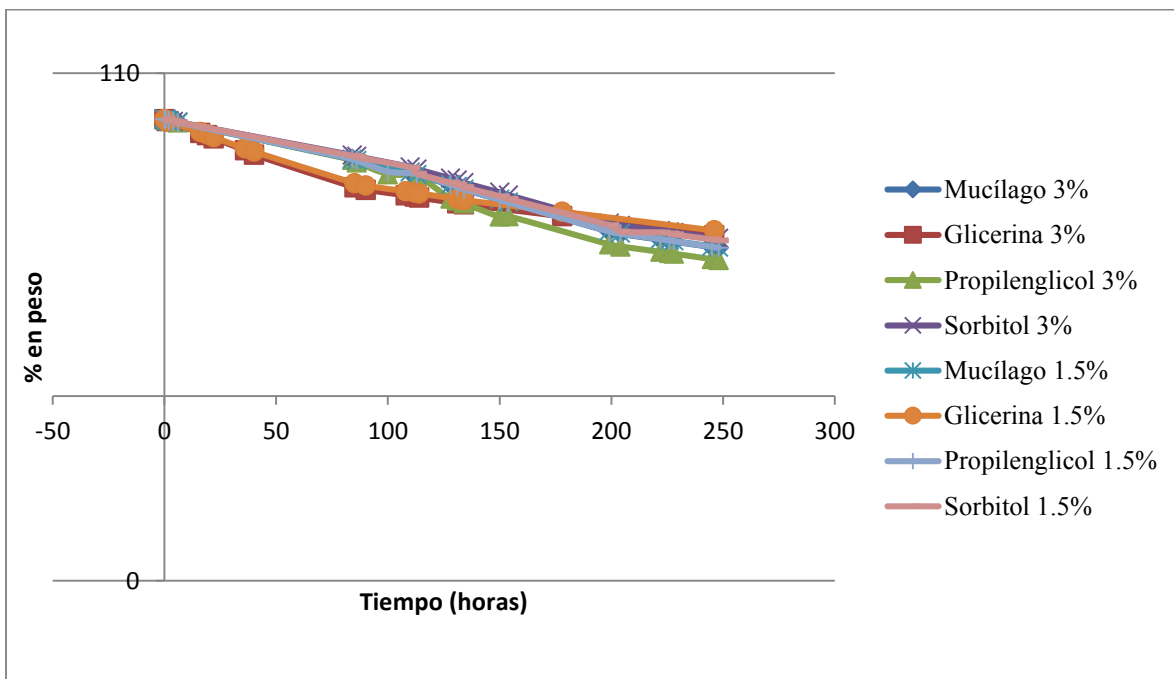


Figura 25. Capacidad de retención de agua a 60% H.R. en función del tiempo de los sistemas sorbitol, glicerina, propilenglicol, mucilago (1.5% y 3%).

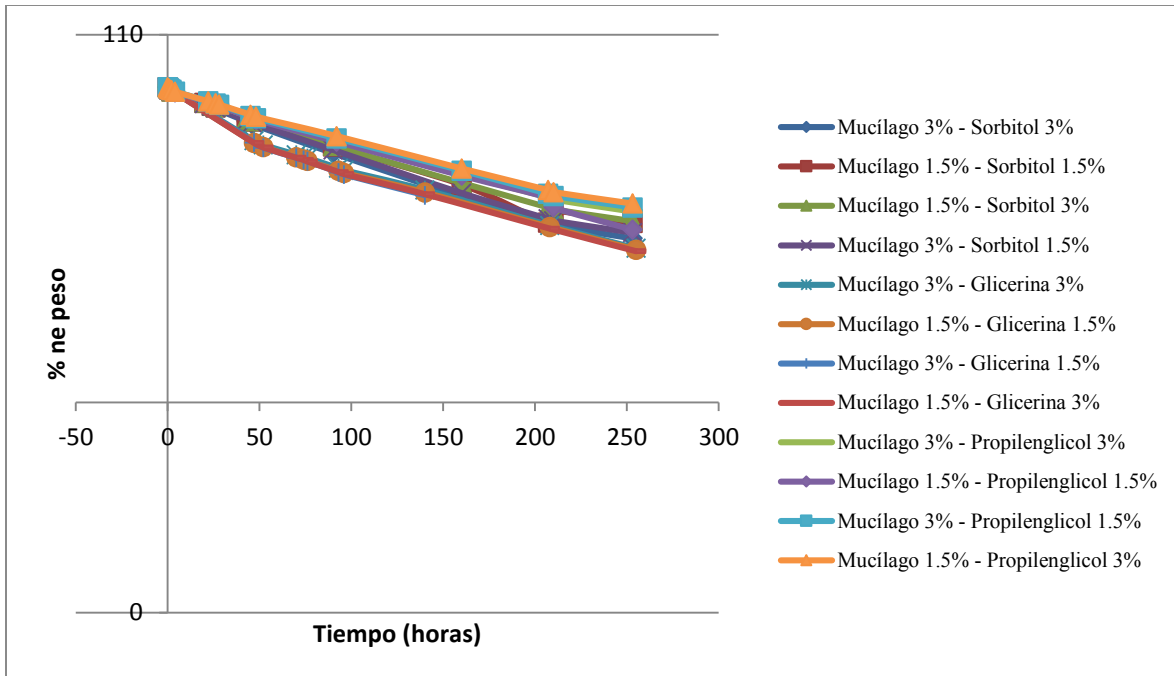


Figura 26. Capacidad de retención de agua a 60% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucílago-glicerina, mucílago-sorbitol y mucílago-propilenglicol.

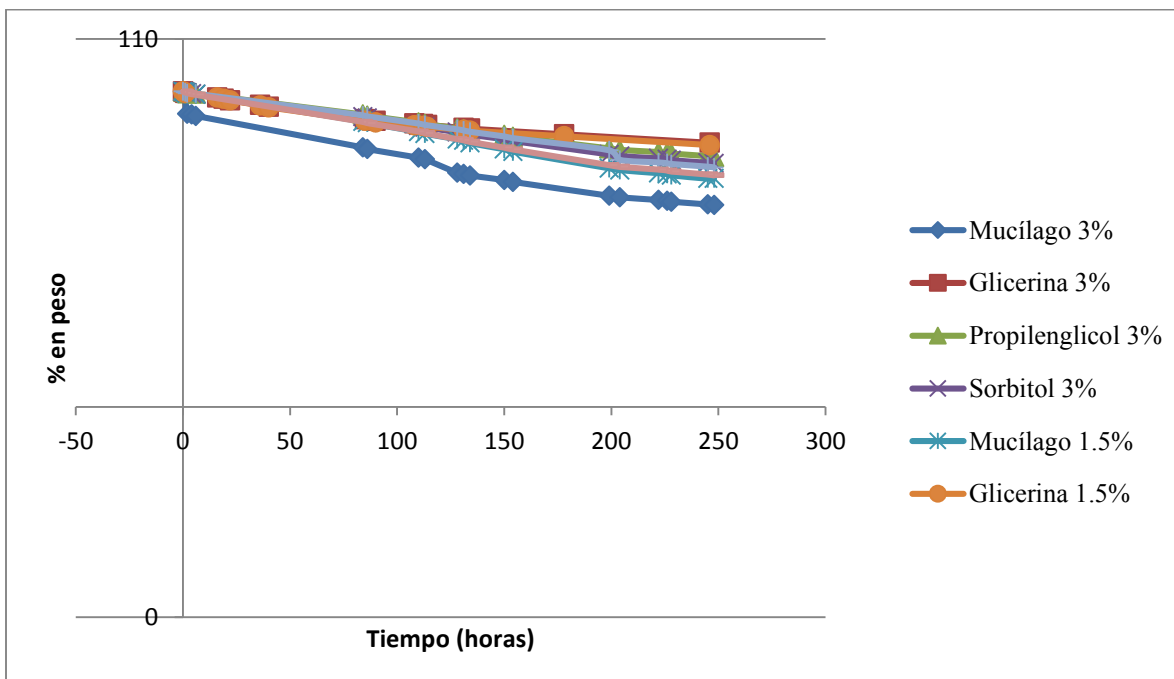


Figura 27. Capacidad de retención de agua a 80% H.R. en función del tiempo de los sistemas sorbitol, glicerina, propilenglicol, mucílago (1.5% y 3%).

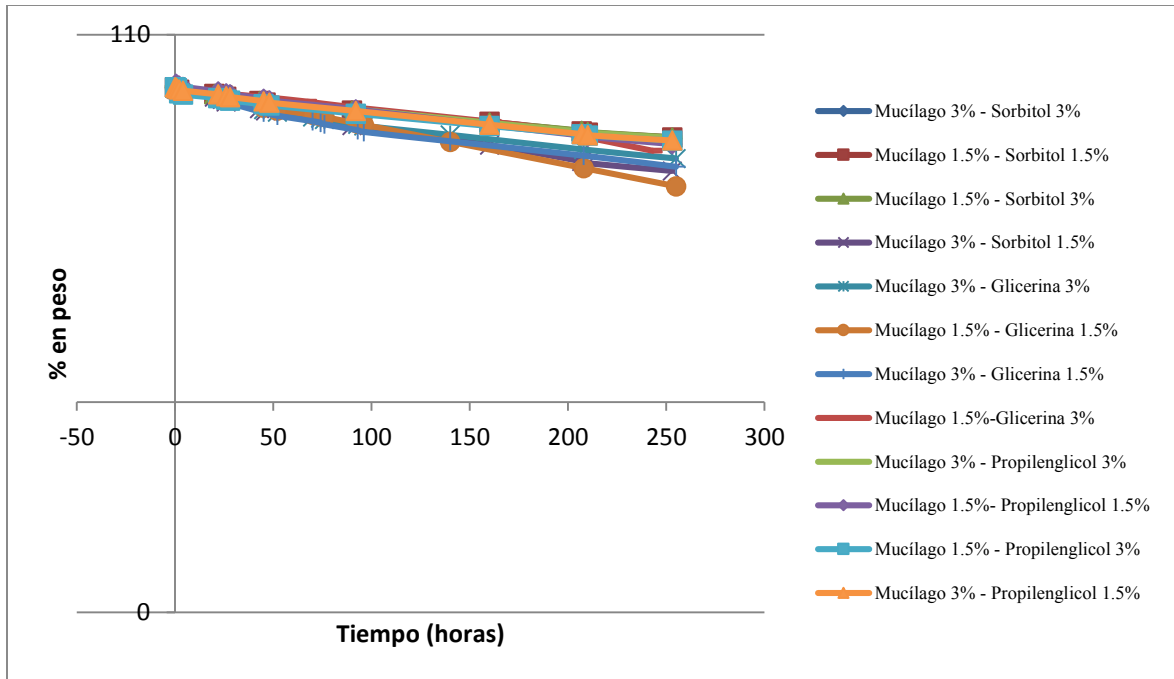


Figura 28. Capacidad de retención de agua a 80% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucílago-glicerina, mucílago-sorbitol y mucílago-propilenglicol.

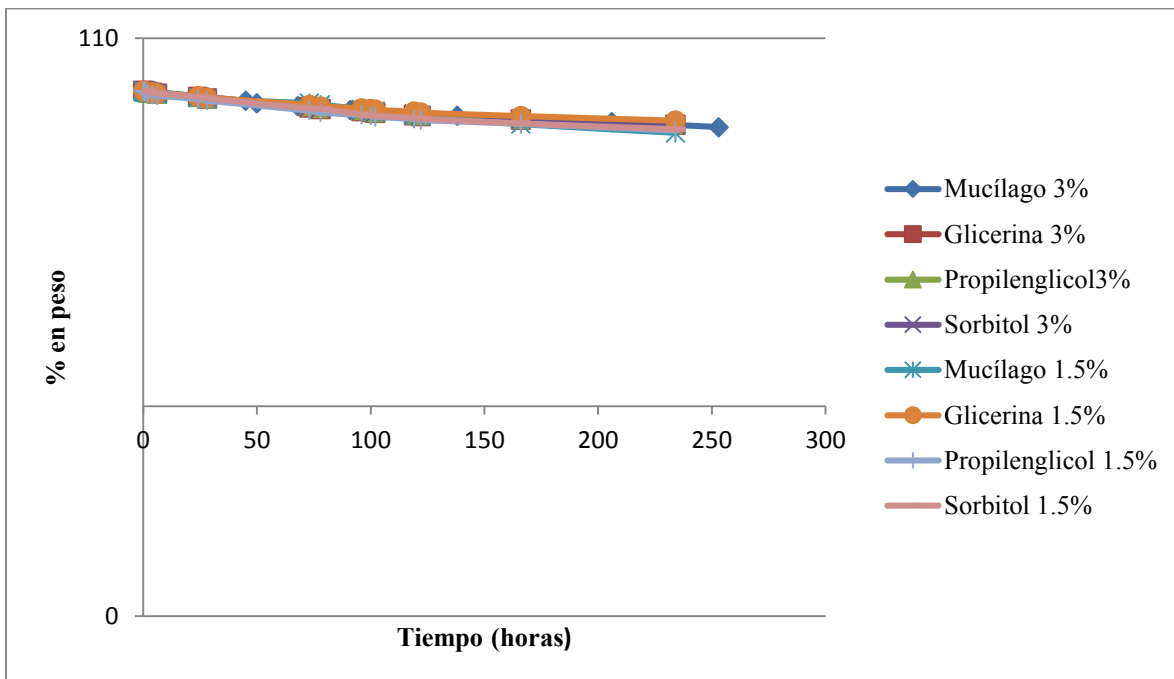


Figura 29. Capacidad de retención de agua a 90% H.R. en función del tiempo de los sistemas sorbitol, glicerina, propilenglicol, mucílago (1.5% y 3%).

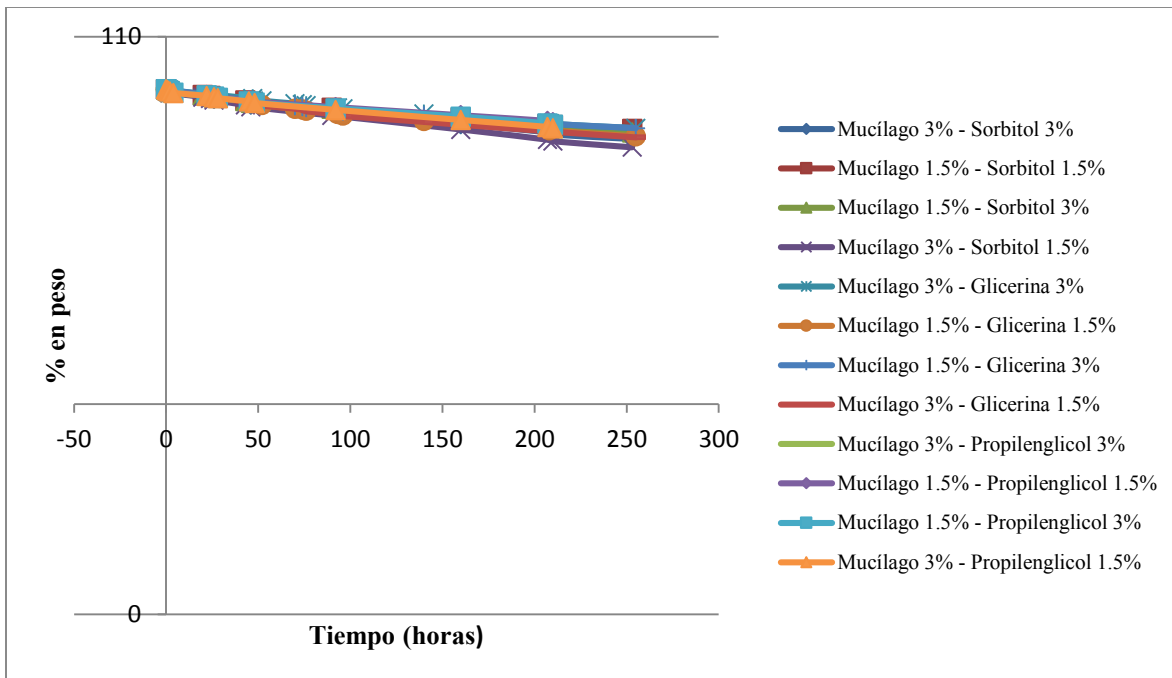


Figura 30. Capacidad de retención de agua a 90% H.R. en función del tiempo de los sistemas mucílago-glicerina, mucílago-sorbitol y mucílago-propilenglicol.

La prueba de retención de agua muestra en la figura 23 que a la menor humedad relativa el mucílago al 1.5 y al 3% se comporta de manera similar a la glicerina (1.5, 3%) y al sorbitol (1.5%), en este gráfico también se observa que el propilenglicol es el agente con menor capacidad humectante a bajas humedades relativas. Esto debido a que los agentes humectantes en condiciones de baja humedad pueden absorber agua de la epidermis y de la dermis, lo que resulta en una mayor sequedad de la piel. (Wolff, 2003).

A 60% de H.R. (figura 25) el mucílago, propilenglicol, sorbitol y glicerina al 3% denotan un efecto muy parecido entre sí, ya que no se observan diferencias significativas, es decir, los 3 agentes humectantes y el mucílago presentan la misma capacidad de retención de agua. Sin embargo, a esta humedad relativa la glicerina 1.5% es la que presenta mayor retención de agua en comparación con los demás agentes humectantes.

En el gráfico 27 (80% HR) se nota que el mucílago al 3% es la sustancia con menor retención de agua y glicerina a sus dos concentraciones es la que posee una mayor retención de agua, las sustancias restantes no presentan variaciones significativas. Finalmente a 90% de HR

(gráfico 29) se observa que la glicerina al 1.5% sigue siendo la especie con mayor capacidad humectante, y que mucílago y propilenglicol al 1.5% presentan una menor retención de agua.

Se observa que el mucílago de nopal tiene mayor capacidad humectante a bajas humedades relativas, esto se explica ya que el mucílago es un componente que tiene como función principal la retención de agua en el nopal y que dicha planta se desarrolla principalmente en climas áridos y semiáridos donde la humedad relativa es baja.

A 40% de humedad relativa (gráfico 24) se observa un efecto sinérgico entre mucílago 3% - sorbitol 3%, mucílago 1.5% - sorbitol 1.5% y mucílago 1.5% - glicerina 3% ya que dichos sistemas son los que presentan una mayor retención de agua en comparación con los demás.

5.3 PÉRDIDA DE AGUA TRANSEPIDERMAL

La medición de TEWL es un parámetro fundamental que evalúa la integridad del estrato córneo, y se considera una forma no invasiva de gran alcance para determinar los efectos de los productos químicos sobre la función barrera de la epidermis (Sotoodian y Maibach, 2012) dicha prueba se realizó para determinar el efecto de los humectantes por si solos y en combinación con el mucílago de nopal.

Las siguientes figuras (31 - 44) presentan los resultados promedio obtenidos para la prueba de pérdida de agua transepidermal (TEWL) para los humectantes solos y en combinación con el mucílago de nopal.

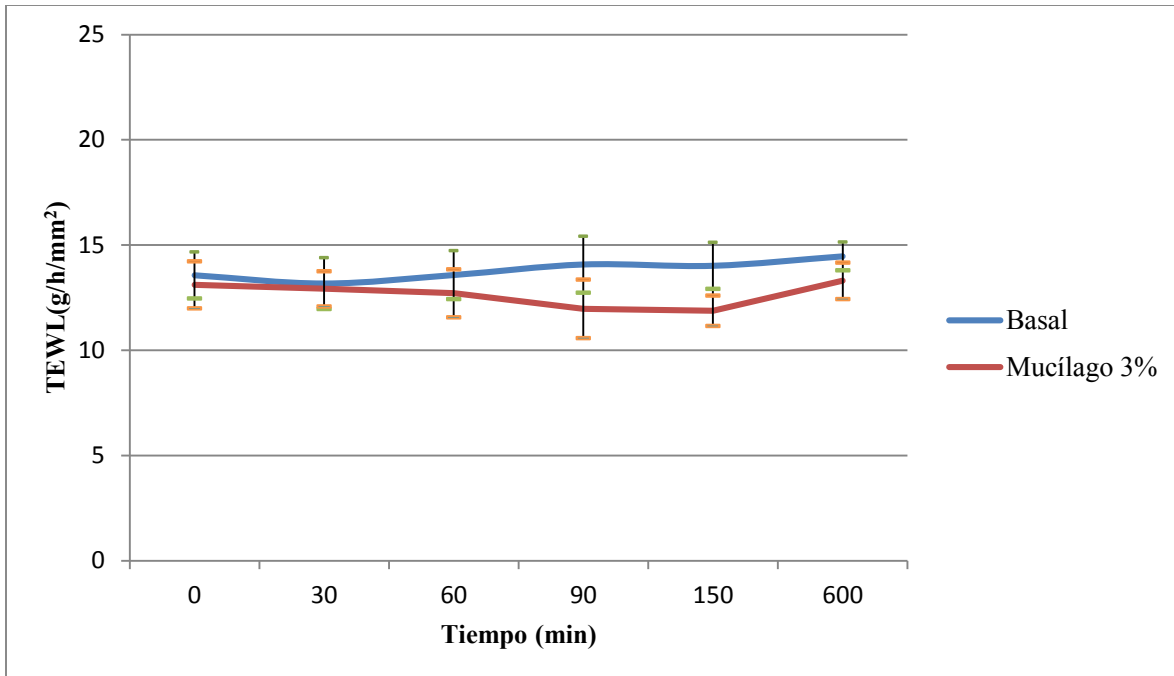


Figura 31. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 3% (p/v). n=3

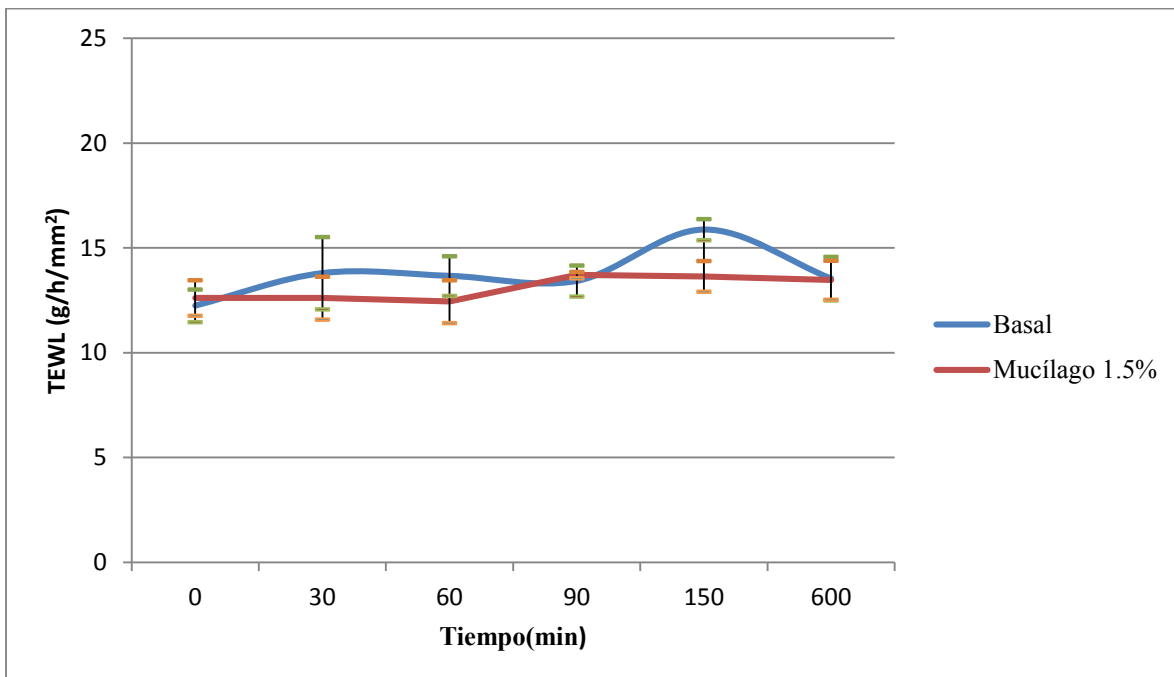


Figura 32. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 1.5 % (p/v). n=3

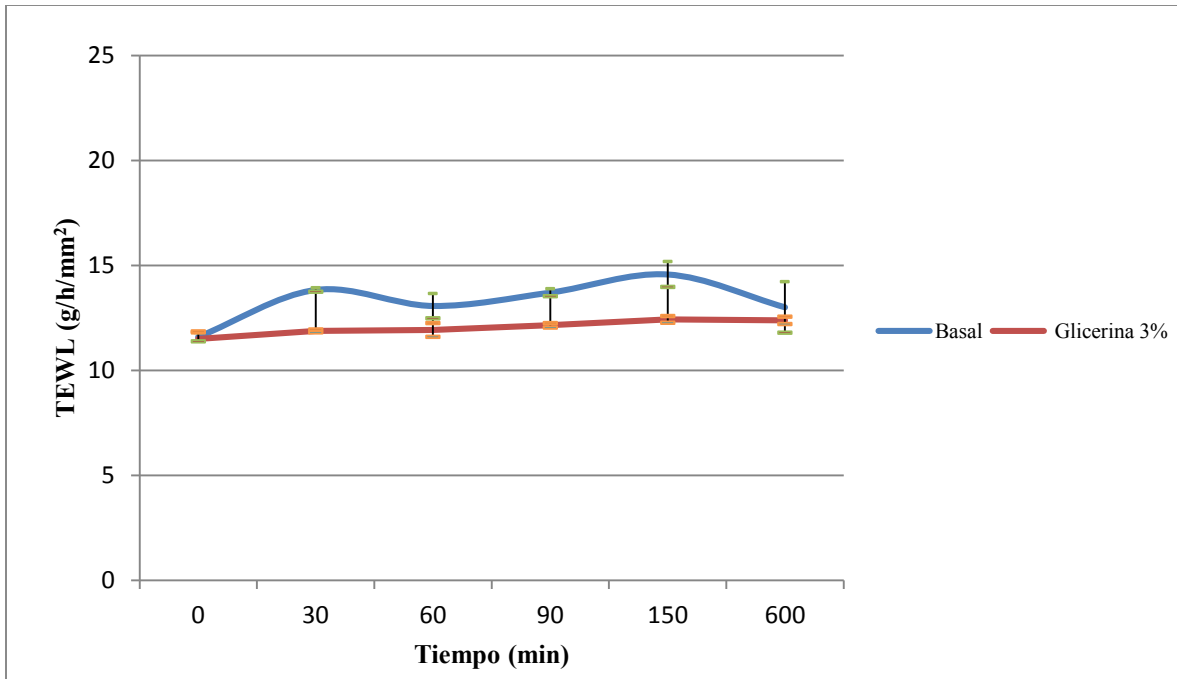


Figura 33. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de Glicerina 3% (p/v). n=3

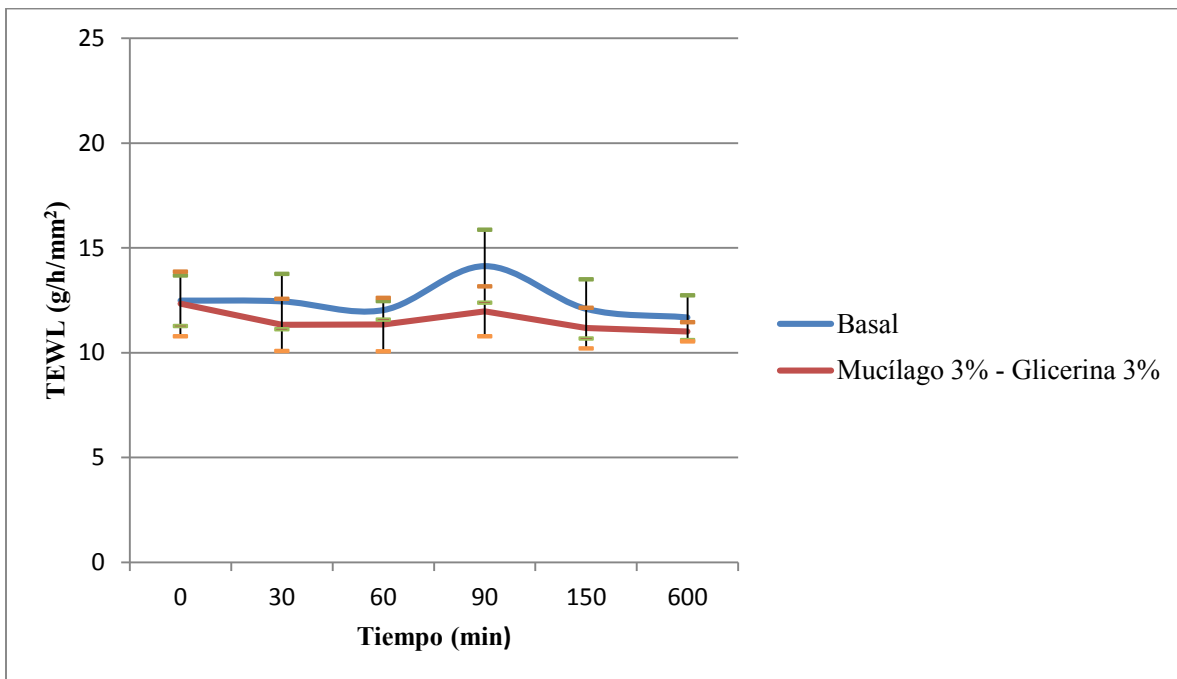


Figura 34. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 3% - glicerina 3% (p/v). n=3

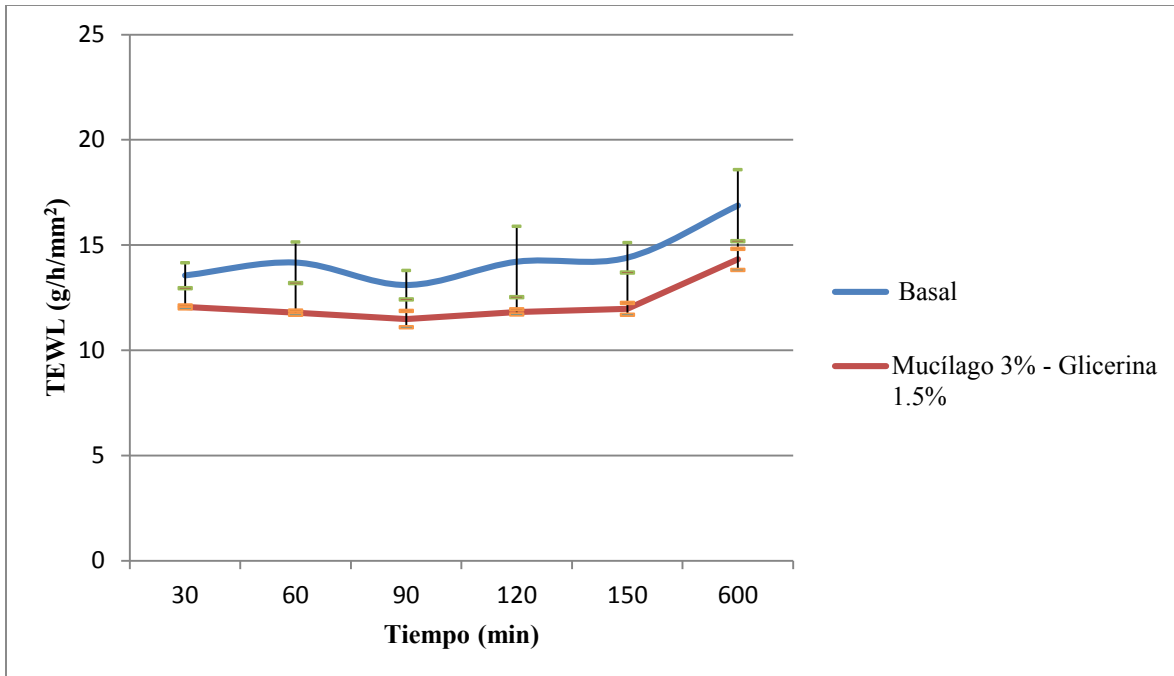


Figura 35. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 3% - glicerina 1.5% (p/v). n=3

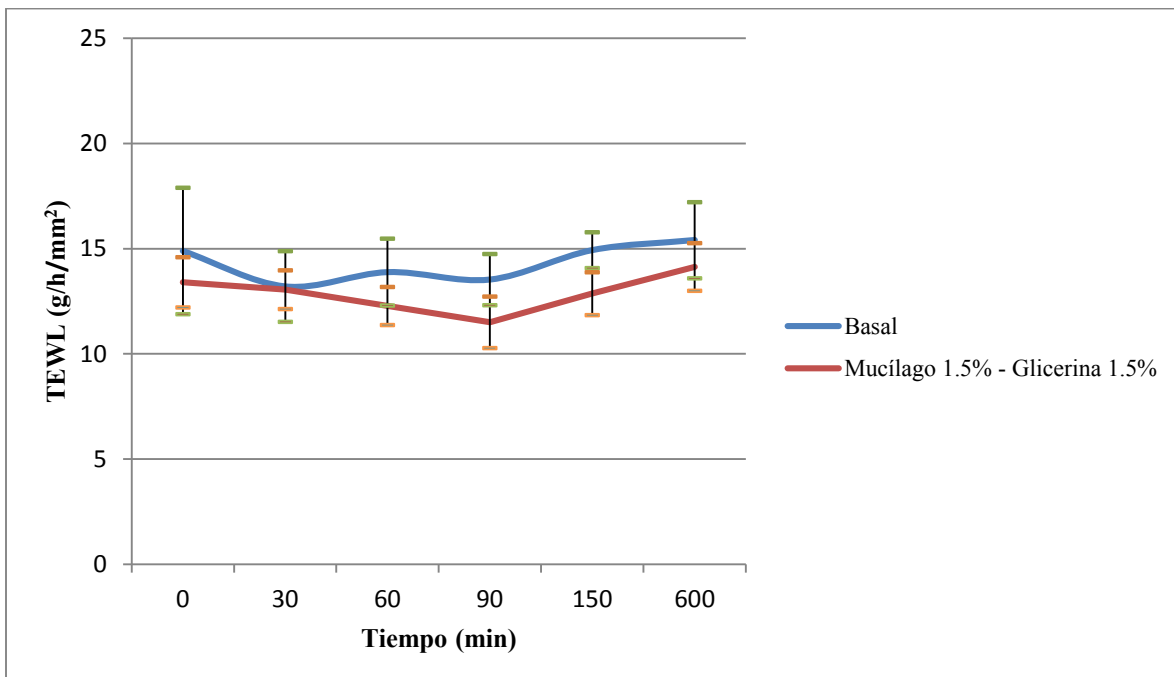


Figura 36. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 1.5 % - glicerina 1.5% (p/v). n=3

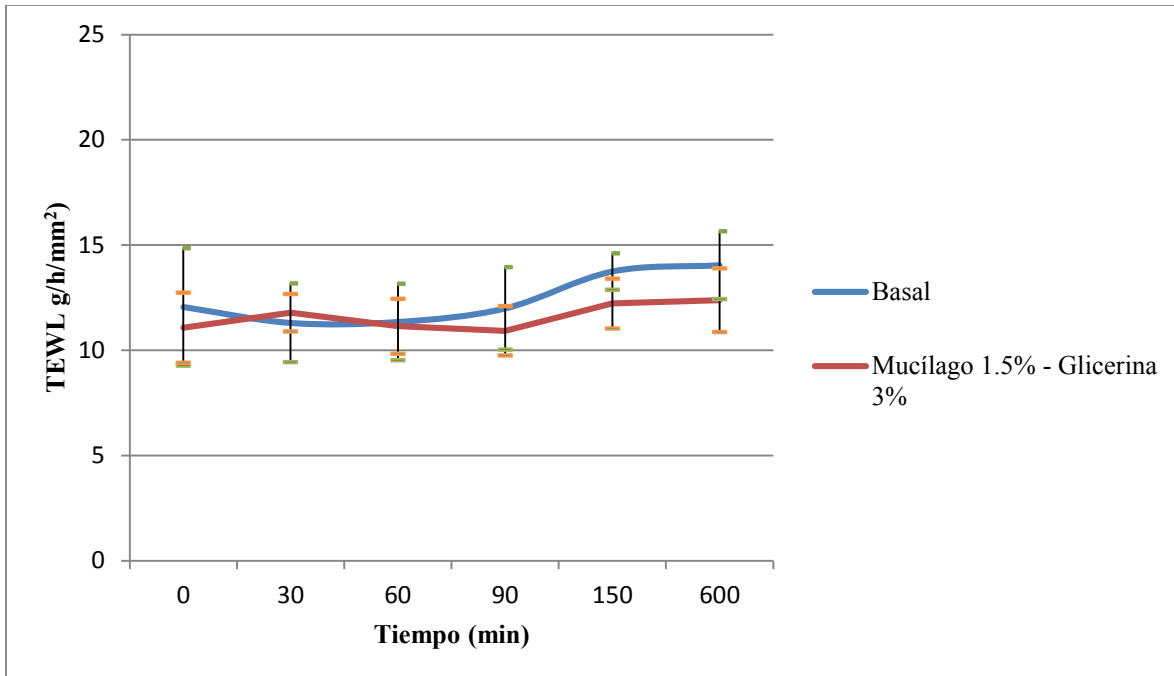


Figura 37. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 1.5 % - glicerina 3% (p/v). n=3

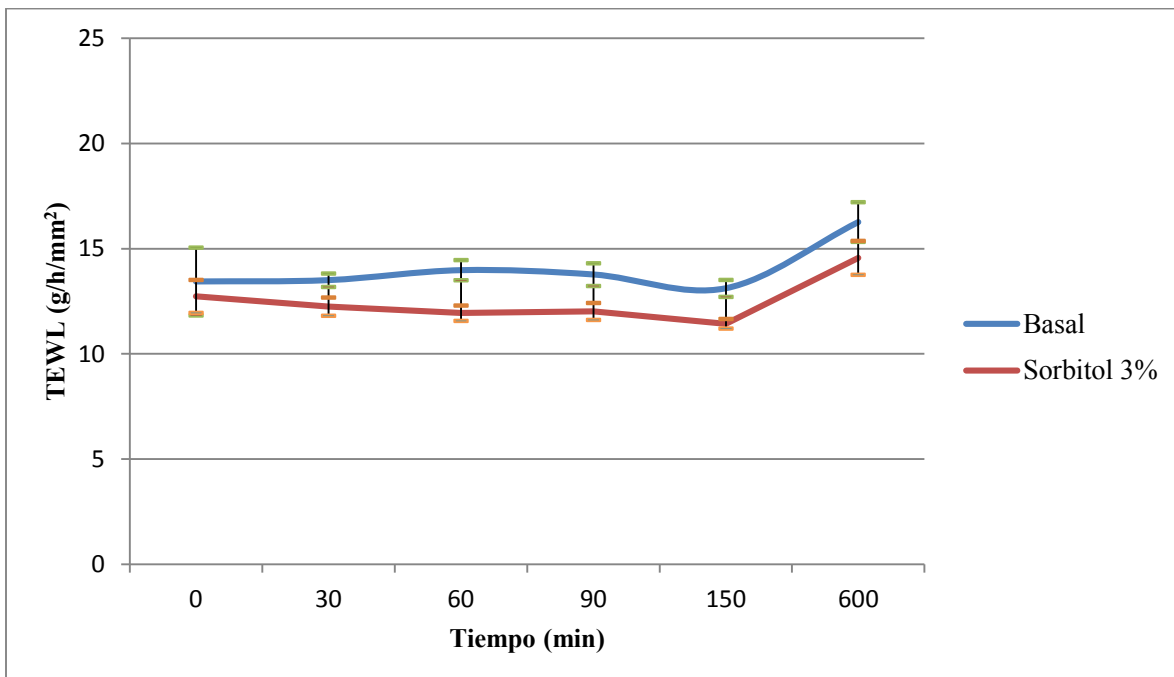


Figura 38. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de sorbitol 3% (p/v). n=3

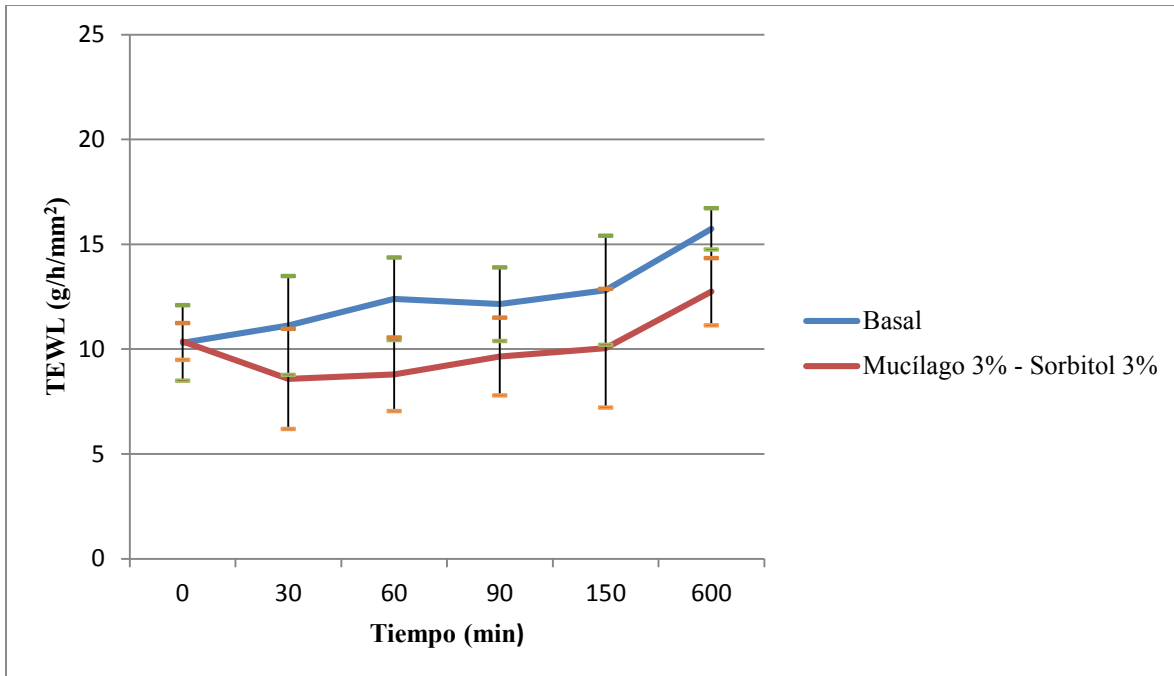


Figura 39. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 3% - sorbitol 3% (p/v). n=3

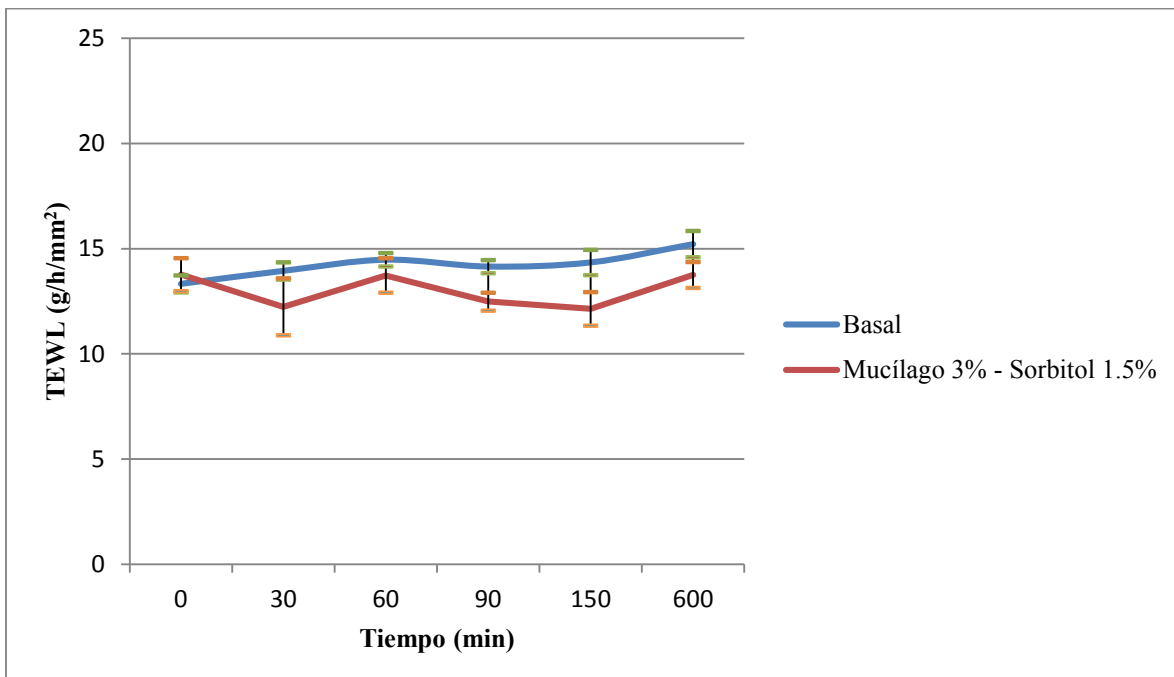


Figura 40. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucilago 3% - sorbitol 1.5% (p/v). n=3

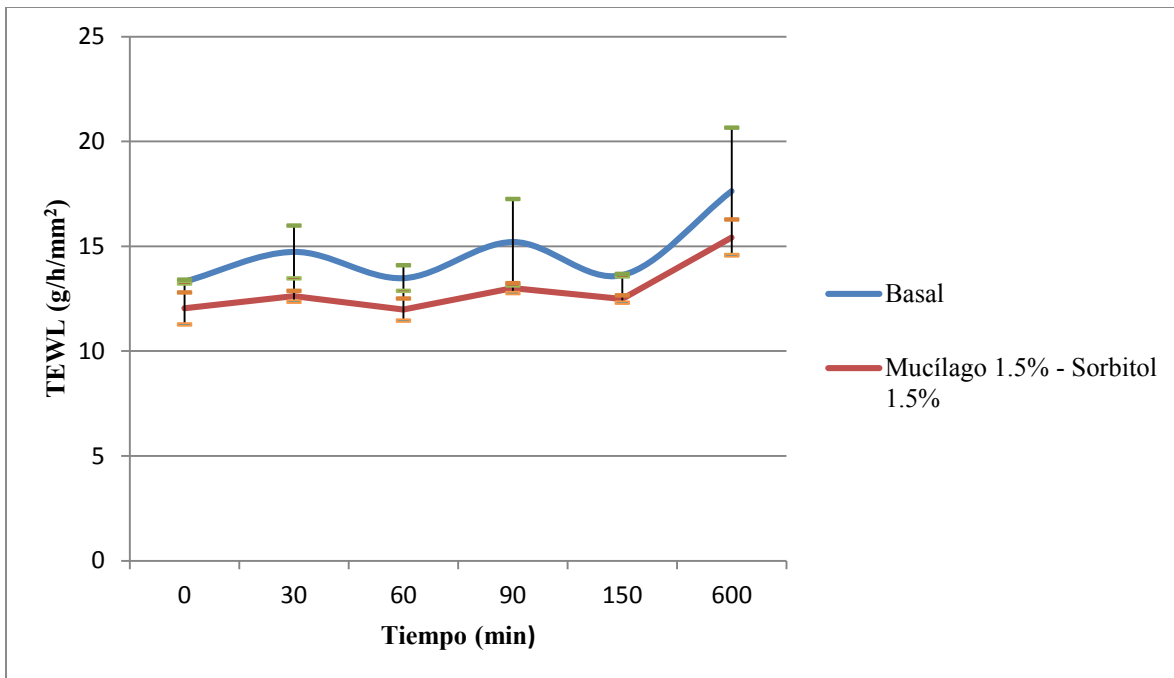


Figura 41. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 1.5 % - sorbitol 1.5% (p/v). n=3

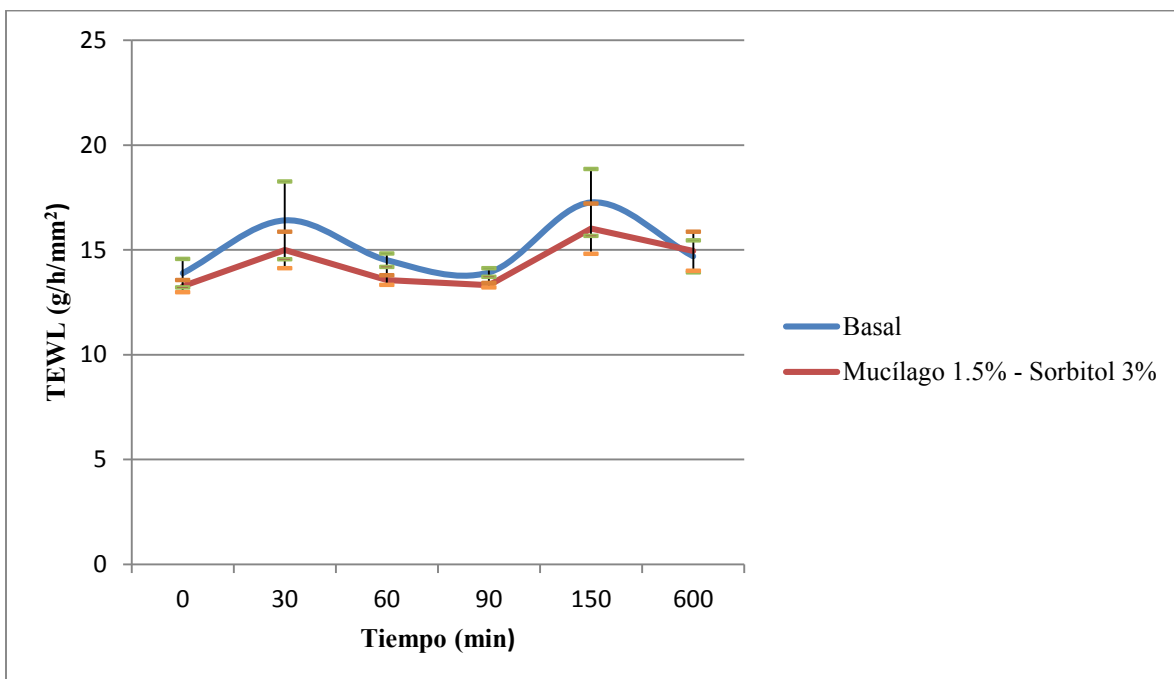


Figura 42. Intervalos de confianza para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra de mucílago 1.5 % - sorbitol 3% (p/v). n=3

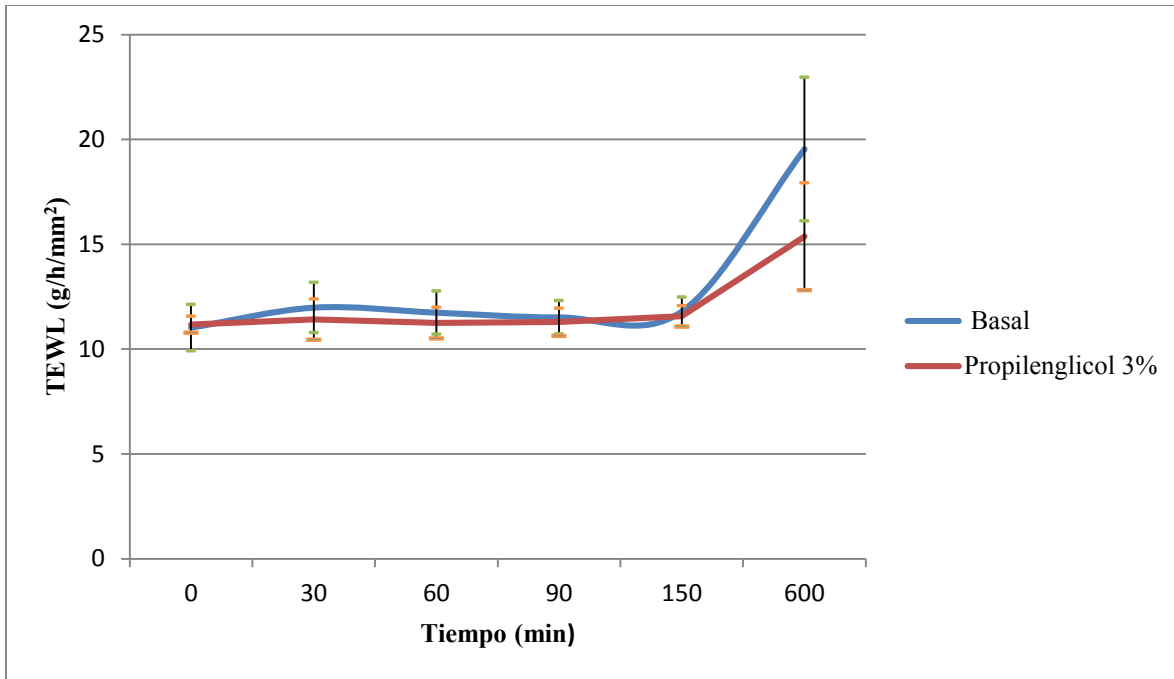


Figura 43. (Intervalos de Confianza) para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra Propilenglicol 3% (p/v). n=3

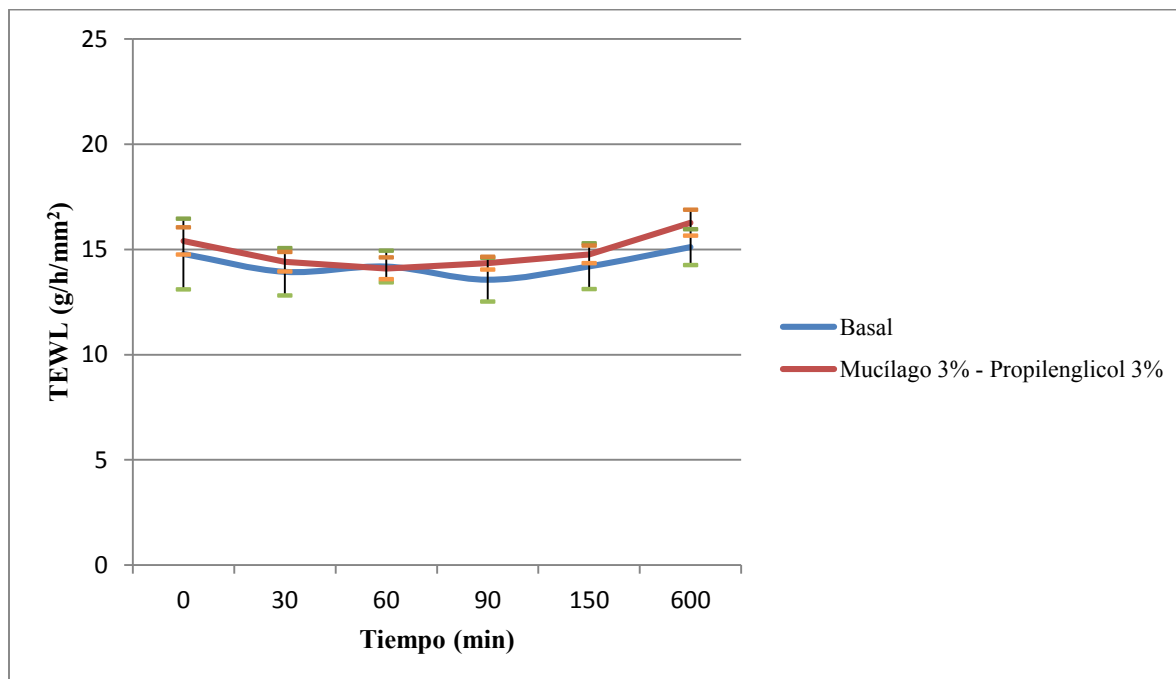


Figura 44. (Intervalos de Confianza) para el comportamiento de la pérdida de agua transepidermal para la muestra mucilago 3% propilenglicol 3% (p/v). n=3

Los resultados muestran que todos los agentes sometidos a la prueba tienen un efecto humectante ya que en mayor o menor proporción disminuyen la pérdida de agua transepidermal. Comenzando con el mucílago que presenta este efecto debido a que forma redes moleculares tridimensionales capaces de retener el agua, lo que explica la disminución de su evaporación al ambiente (Ramírez, 2008). El mucílago en solución con una concentración del 3% (figura 31) presenta un valor de TEWL menor a la del mucílago en concentración al 1.5% (figura 32); esto debido a que a una mayor concentración de mucílago el efecto se verá incrementado. Por otro lado, la glicerina 3% (figura 33) y el sorbitol 3% (figura 38) también presentan una pérdida de agua transepidermal menor a la basal, estos agentes exhiben este efecto debido a que tienen naturaleza higroscópica lo que les permite atraer agua del ambiente al estrato córneo (Fábregas y Del Pozo, 2006). De los humectantes evaluados, el propilenglicol presentó un aumento en TEWL en lugar de una disminución; esto debido a que es una sustancia altamente higroscópica y su efecto sobre la piel es eminentemente desecante por disolución parcial del cemento intercelular de la capa córnea y disminución de la cohesión de los corneocitos, lo que conlleva a una pérdida de agua transepidérmica. (Ballesteros, et al., 2001). (Figura 43).

Con respecto a las combinaciones mucílago-agente humectante se observa un sorprendente efecto sinérgico de humectación. En la figura 39 (sistema mucílago 3% - sorbitol 3%) se percibe un incremento de hasta el 50% en comparación con los componentes por sí solos, otro sistema que muestra este importante efecto sinérgico es el de mucílago 3% - glicerina 1.5% (figura 35), se propone que dicho efecto se debe a que el mucílago que tiene propiedades formadoras de película cuando se mezcla con agentes humectantes los cuales funcionan como plastificantes producen una barrera que impide la pérdida de agua transepidermal.

Tabla 8. Prueba t para medias de dos muestras emparejadas para Pérdida de Agua Transepidermal (TEWL).

	Estadístico t	P(T<=t) dos colas	Valor crítico de t (dos colas)
Mucílago 1.5%	0.712	0.485	2.109
Mucílago 3%	5.415	4.641	2.109
Glicerina 3%	3.632	0.002	2.109
Sorbitol 3%	6.732	3.511	2.109
Propilenglicol 3%	2.158	0.0454	2.109
Mucílago 1.5% - Glicerina 1.5%	3.302	0.004	2.109
Mucílago 1.5% - Glicerina 3%	2.433	0.026	2.109
Mucílago 3% - Glicerina 1.5%	5.248	6.543	2.109
Mucílago 3% - Glicerina 3%	1.762	0.0959	2.109
Mucílago 1.5% - Sorbitol 1.5%	3.085	0.006	2.109
Mucílago 1.5% - Sorbitol 3%	2.944	0.009	2.109
Mucílago 3% - Sorbitol 1.5%	-0.451	0.657	2.109
Mucílago 3% - Sorbitol 3%	6.459	5.878	2.109
Mucílago 1.5% - Propilenglicol 1.5%	2.582	0.019	2.109
Mucílago 3% - Propilenglicol 3%	-0.616	0.545	2.109

Para demostrar que hay una diferencia estadísticamente significativa entre el TEWL basal y el TEWL de los diferentes sistemas, se realizó la prueba t para medias de dos muestras emparejadas utilizando los promedios de los datos (ver tabla 8).

En el caso de mucílago 1.5%, propilenglicol 3%, mucílago 3% - glicerina 3%, mucílago 3% -sorbitol 1.5% y mucílago 3% - propilenglicol 3% debido a que el estadístico t es menor que el valor crítico de t y que la probabilidad del estadístico es superior a 0.05 se puede asumir que las varianzas no presentan diferencias estadísticamente significativas.

Por otro lado, los resultados correspondientes a mucílago 3%, glicerina 3%, sorbitol 3%, mucílago 1.5% - glicerina 1.5%, mucílago 1.5% - glicerina 3%, mucílago 1.5% - sorbitol 1.5%, mucílago 1.5% - sorbitol 3%, mucílago 3% - sorbitol 3% y mucílago 3% - propilenglicol 3% muestran que el estadístico t es mayor al valor crítico de t y que la probabilidad del estadístico es menor a 0.05 por lo que se asume que las varianzas presentan diferencias estadísticamente significativas.

Para comparar los resultados entre sistemas se realizó el Análisis de Varianza (Tabla 9) el cual permite estudiar simultáneamente los efectos de dos fuentes de variación (sistema, tiempo). El valor calculado de F es mayor que el valor crítico de F, por lo cual se deduce que el factor tiempo y factor sistema influyen en la respuesta.

Tabla 9. Análisis de Varianza para Perdida de Agua Transepidermal (TEWL).

ANÁLISIS DE VARIANZA		DE				
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Tiempo	35.347	5	7.069	2.509	0.031	2.264
Sistema	130.598	14	9.328	3.311	9.942	1.747
Interacción	124.140	70	1.773	0.629	0.986	1.371
Dentro del grupo	506.997	180	2.816			
Total	797.084214	269				

En el caso del factor tiempo el valor calculado de F es mayor que el valor crítico de F, lo que indica que este factor presenta diferencias estadísticamente significativas, por lo que se deduce que el valor de TEWL variará en el tiempo.

Por otro lado, en el factor sistema, el valor calculado de F es mayor que el valor crítico de F, lo que indica que la concentración de los humectantes, y las diferentes mezclas de estas tendrán repercusión en el valor de TEWL.

El valor calculado de F para la interacción entre los factores tiempo y sistema, al ser menor que el valor crítico de F, nos indica que entre estos dos factores no presentan interferencias en el valor de TEWL.

El test F muestra que hay una diferencia significativa entre sistemas de humectantes, pero no indica por cuanto ni entre que sistemas. Para eso se realizó el método de la mínima diferencia

Medias y 95.0% de Fisher LSD

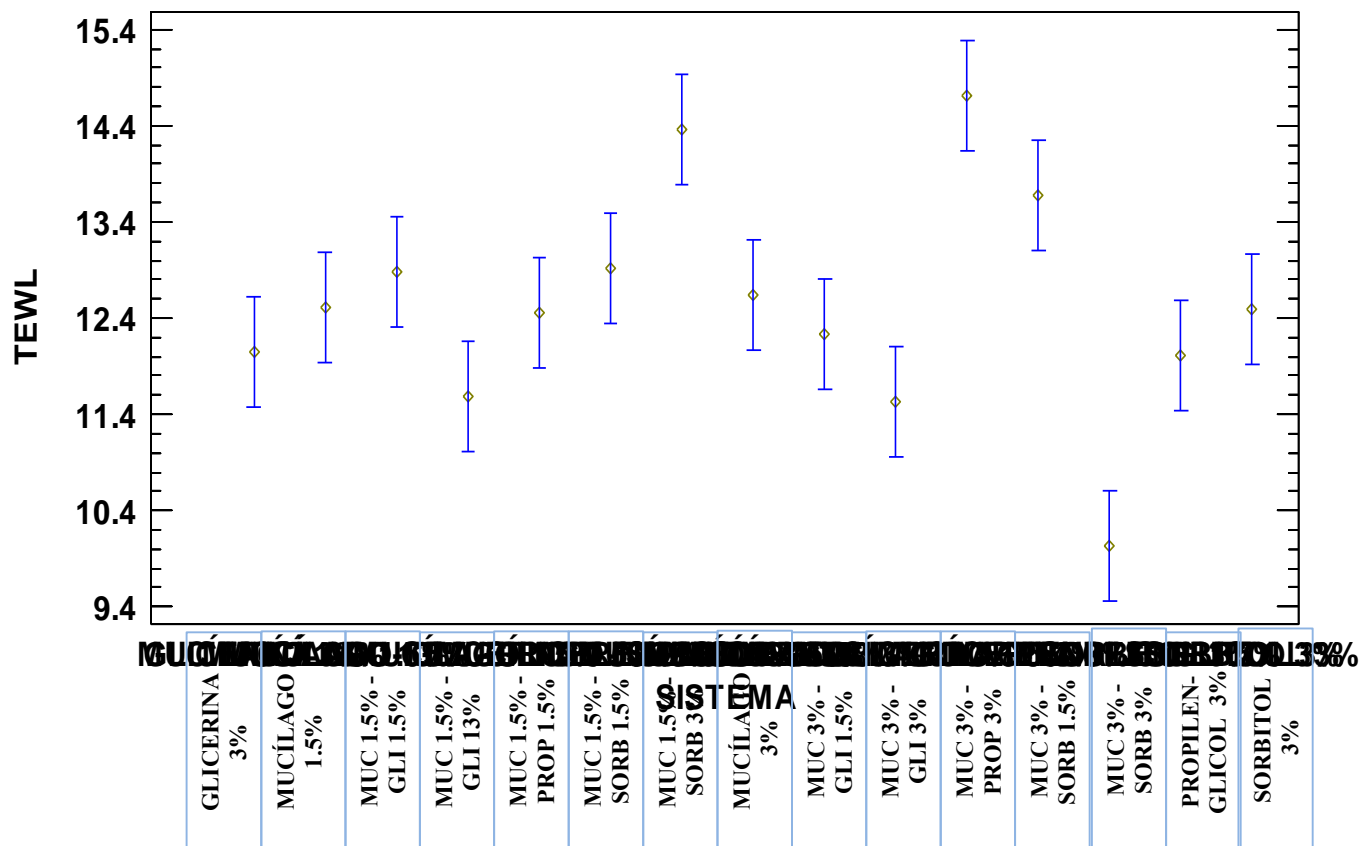


Figura 45. Gráfico LSD de los sistemas mucílago-humectante para TEWL.

En el gráfico LSD se puede observar que las medias de los sistemas mucílago 3% - sorbitol 3%, mucílago 3% - propilenglicol 3%, tienen diferencias estadísticamente significativas con respecto a los otros sistemas lo que corrobora lo establecido anteriormente, el sistema mucílago 3% - propilenglicol 3% presenta el mayor valor de TEWL debido al efecto desecante del propilenglicol, por otro lado el sistema con mayor efecto humectante es mucílago 3% - sorbitol 3% ya que exhibe el menor valor de TEWL.

5.4 HIDRATACIÓN CUTÁNEA.

Debido a los resultados obtenidos en TEWL los sistemas con resultados más significativos son los que se sometieron a la prueba de hidratación del estrato córneo.

Las figuras siguientes (46-55) presentan los resultados promedio obtenidos para la prueba de hidratación cutánea para los humectantes solos y en combinación con el mucílago de nopal, tomando en cuenta que se sometieron a esta prueba solo los resultados más representativos de la prueba TEWL descartando sistemas que no tuvieron resultados relevantes.

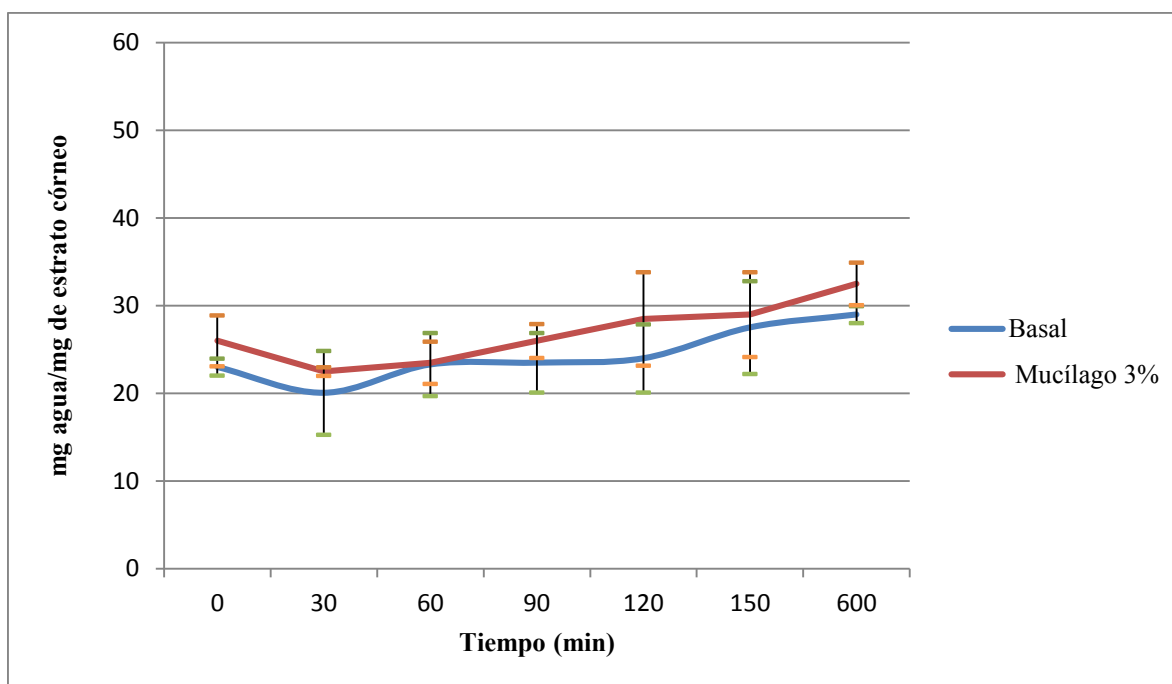


Figura 46. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucílago 3% (p/v). n=3

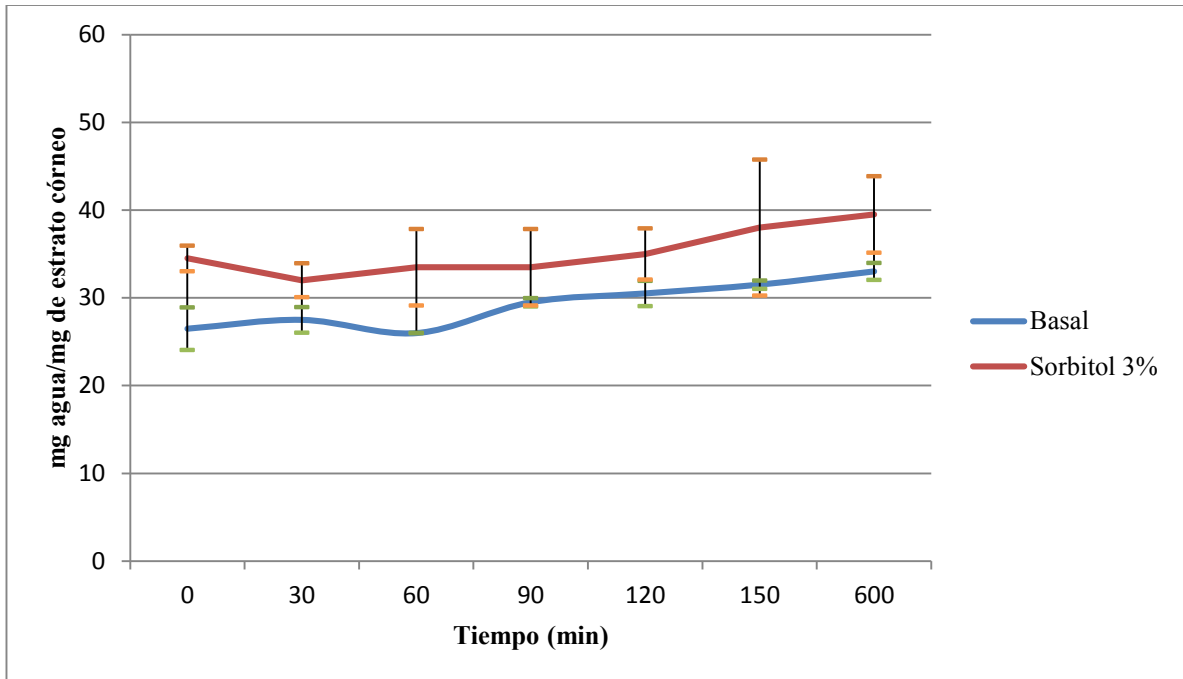


Figura 47. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra sorbitol 3% (p/v). n=3

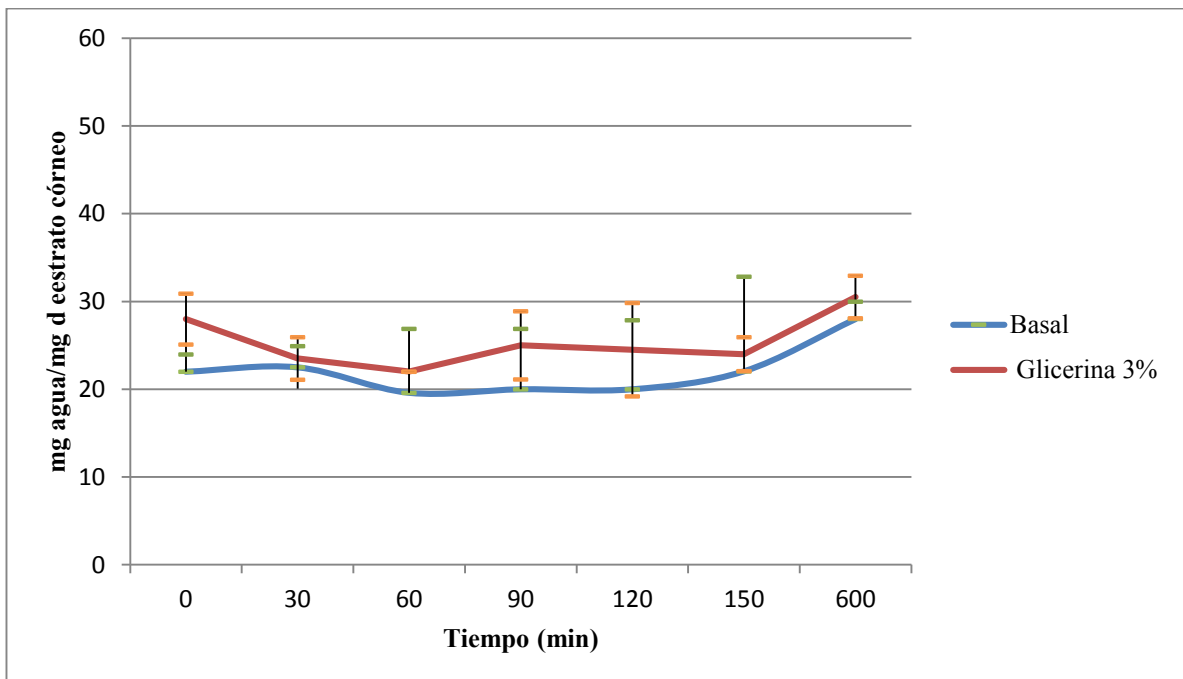


Figura 48. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra glicerina 3% (p/v). n=3

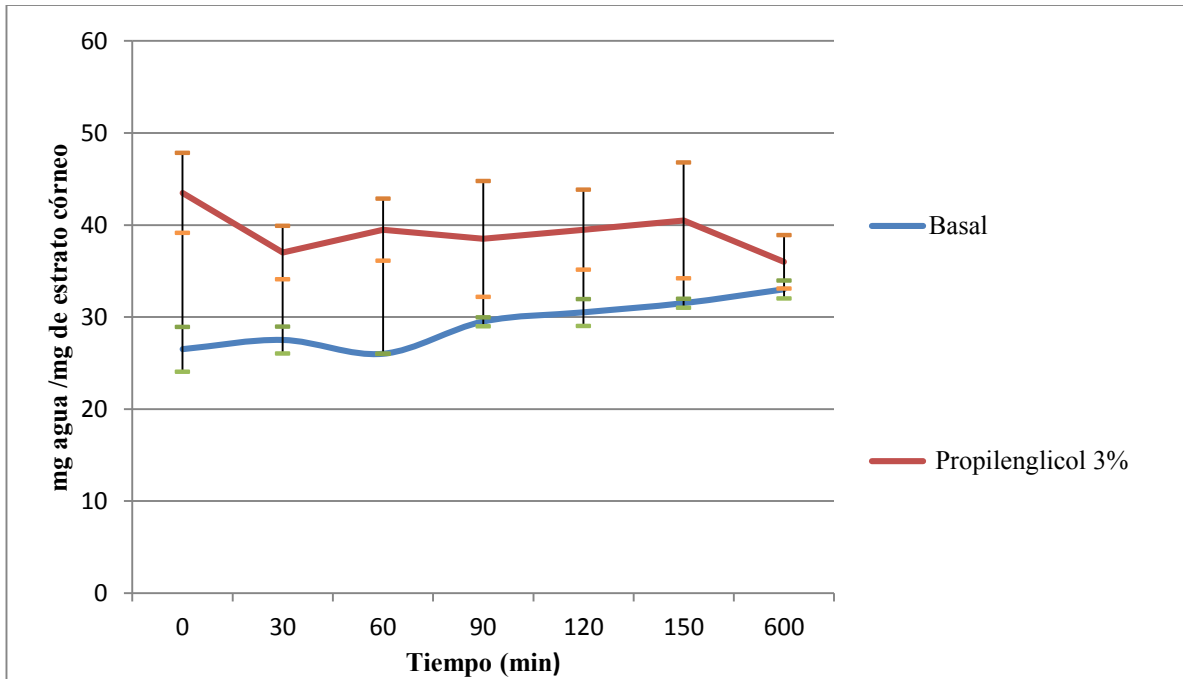


Figura 49. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra propilenglicol 3% (p/v). n=3

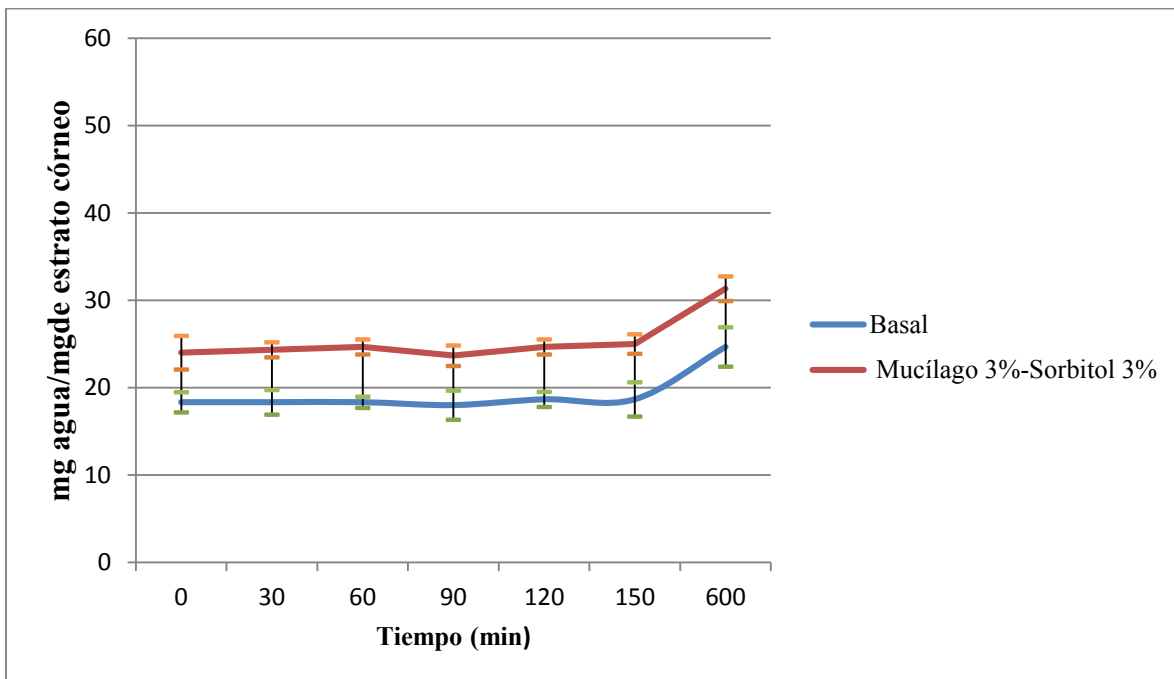


Figura 50. (Intervalos de Confianza) para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% - sorbitol 3% (p/v). n=3

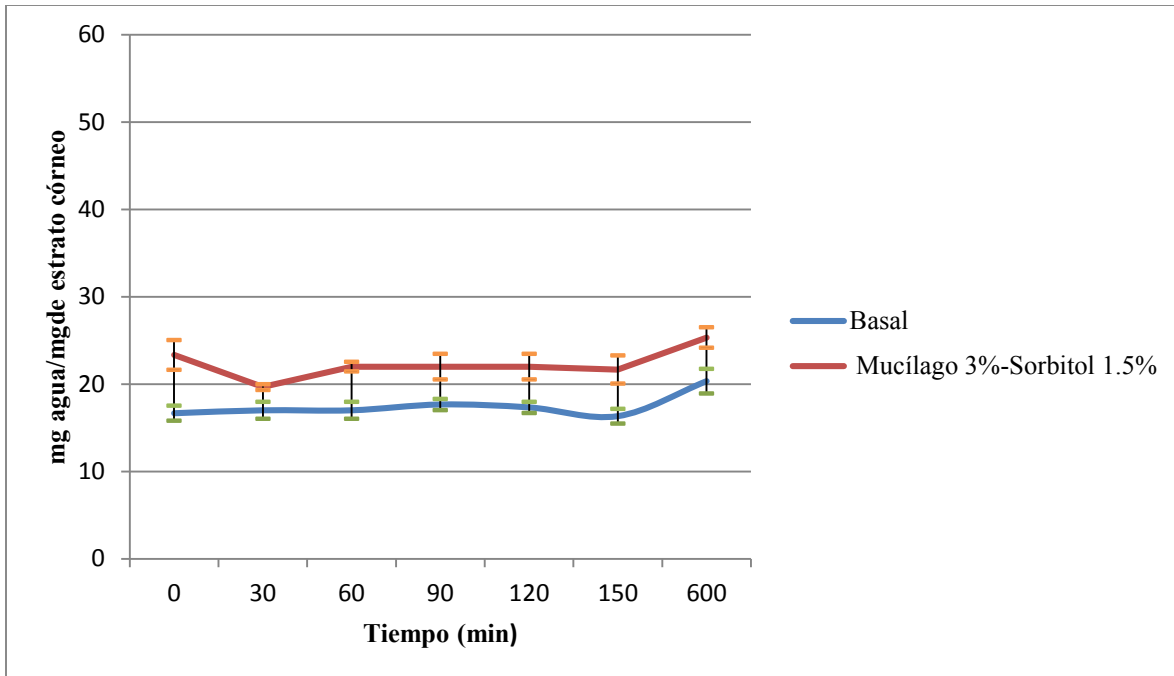


Figura 51. (Intervalos de Confianza) para el comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% sorbitol 1.5% (p/v). n=3

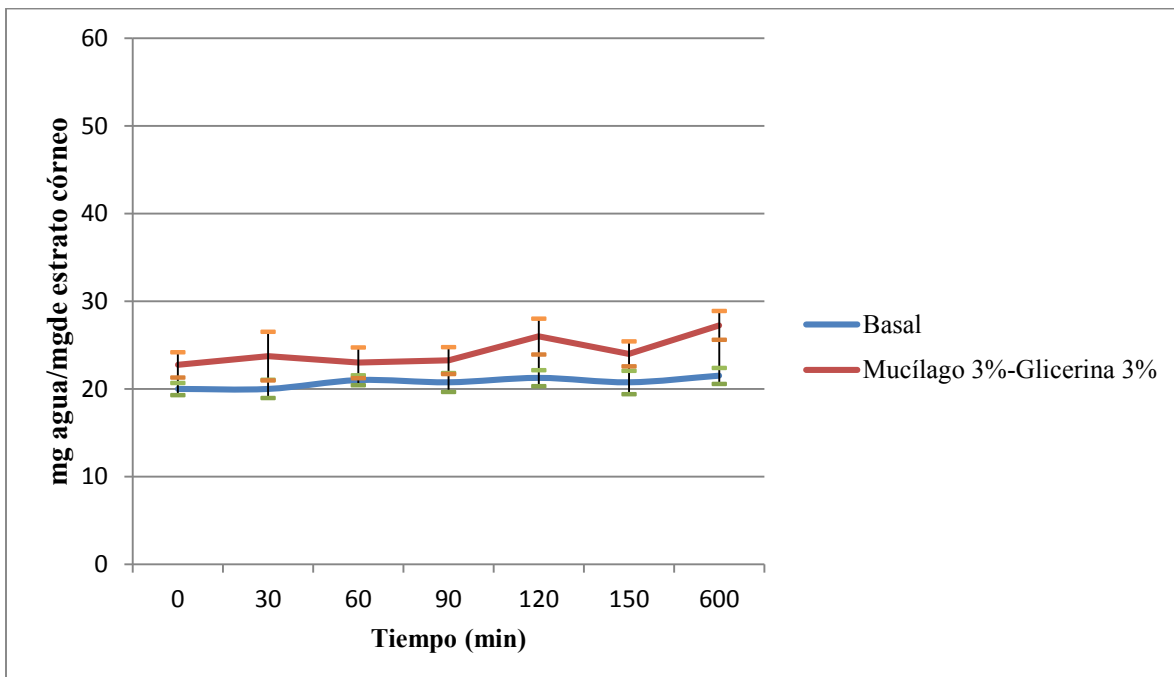


Figura 52. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Glicerina 3% (p/v). n=3

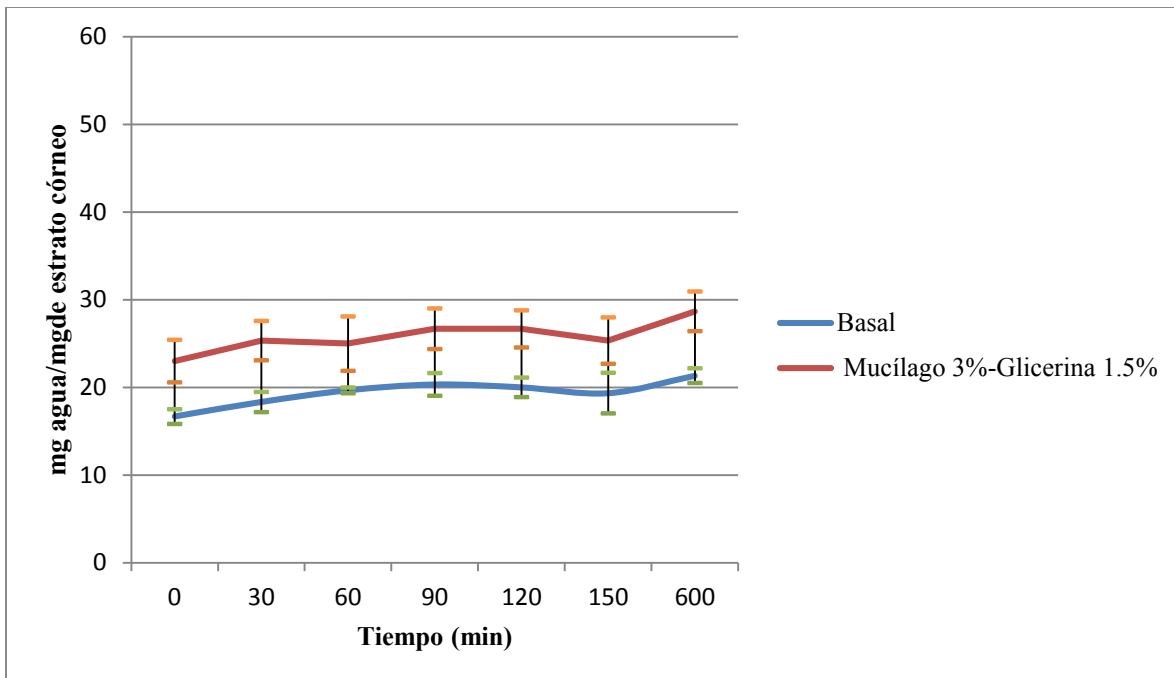


Figura 53. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Glicerina 1.5% (p/v). n=3

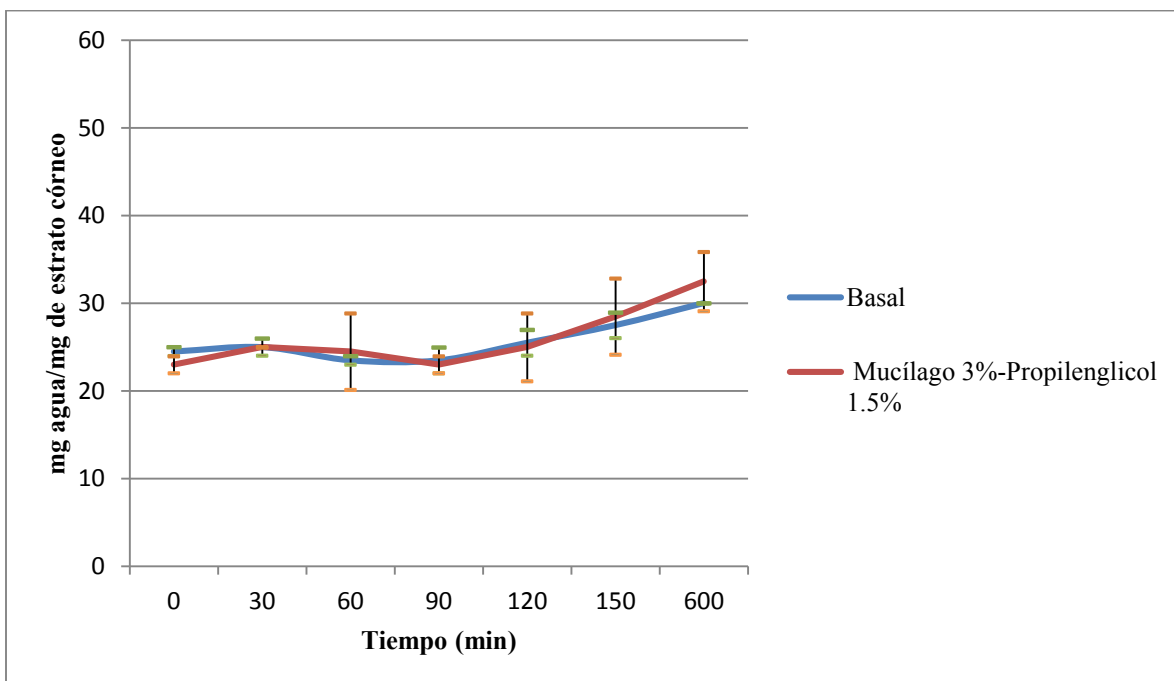


Figura 54. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Propilenglicol 1.5% (p/v). n=3

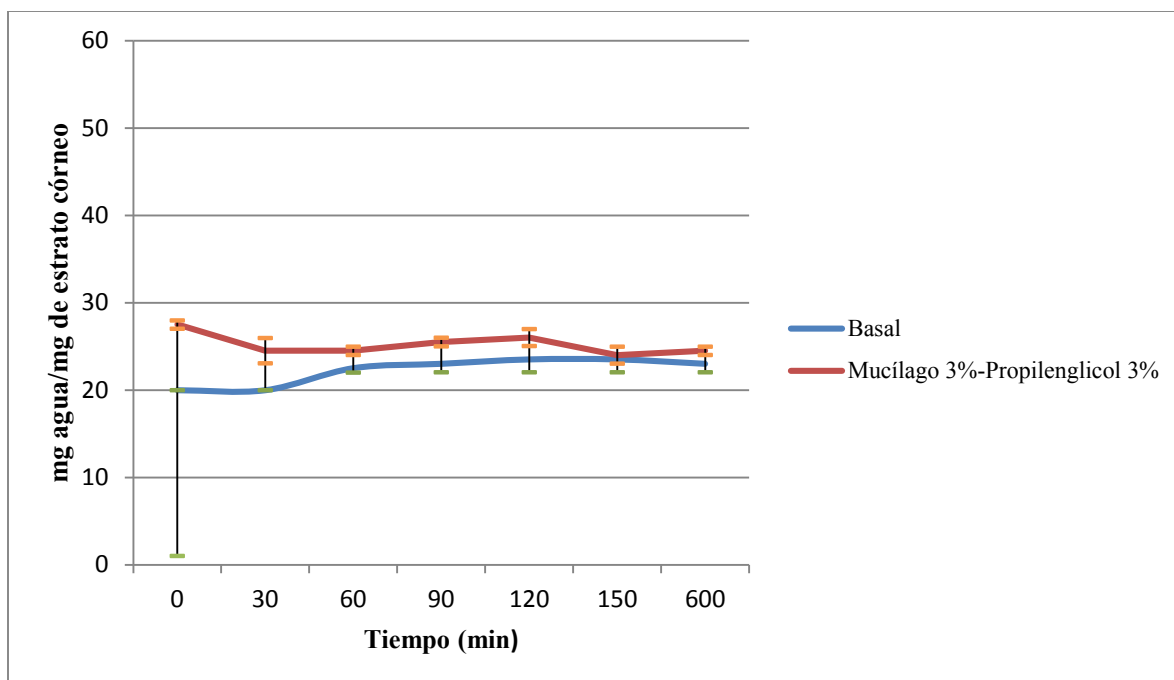


Figura 55. Comportamiento de la hidratación del estrato córneo para la muestra mucilago 3% Propilenglicol 3% (p/v). n=3

Puesto que el Corneometer® mide de manera indirecta el contenido acuoso en el estrato córneo a partir de la capacitancia eléctrica, cuanto mayor sea este, mayor es la conductancia o la capacitancia eléctrica de la superficie de la piel, (ver anexo II) es así que se pudo determinar cuantitativamente el contenido acuoso del estrato córneo, observándose que la mezcla mucilago 3% - sorbitol 3% (figura 50) y mucilago 3% - glicerina 1.5% (figura 53) son los sistemas más eficaces, ya que son las que mantienen un grado de humectación dos veces mayor al que presentan los agentes individualmente. El mucilago de nopal en conjunto con sorbitol y glicerina forman una sustancia oclusiva, la cual lleva a la formación de una película sobre la superficie de la piel que disminuye la pérdida de agua transepidérmica y aumenta la hidratación del estrato córneo. (Madrid, 2008). De este modo se aumenta la capacidad de retención de agua del estrato córneo.

Además se conoce que el glicerol, sorbitol, manitol, sacarosa, propilenglicol y polietilenglicol son plastificantes lo cual ayuda a la formación de la película de mucilago con el agente humectante. (McHugh , 1994).

Se sabe que la glicerina se «hidrata» por la absorción de agua de la superficie cutánea del estrato córneo y, por tanto, incrementa la deshidratación cutánea superficial. A pesar de ello, este efecto deshidratante casi pasa desapercibido cuando la concentración de glicerina es moderada (Takahashi, 1981). Este hecho se observa en la figura 48 en donde la glicerina a concentración de 3%, presenta una hidratación no muy significativa en comparación con la basal, lo que corresponde a lo comentado anteriormente. Con respecto a los sistemas mucílago-glicerina como se muestra en las figuras 52 y 53 respectivamente se observa el mismo efecto, es decir, que siendo 1.5% la concentración menor se ve un efecto de hidratación del estrato córneo mucho mayor que a concentraciones mayores en este caso 3%. Con respecto al sorbitol no se encuentran diferencias significativas entre las dos concentraciones como se ve en las figuras 50 y 51. Puesto que el sorbitol al 70% retiene el agua, manteniendo la correcta humedad del estrato córneo y la adecuada hidratación cutánea, esto permite que junto con el mucílago de nopal se evite la pérdida de agua y se vea significativamente aumentada con respecto a la basal.

En cuanto a glicerina y sorbitol se puede decir que son plastificantes efectivos, debido a su potencialidad para reducir los puentes de hidrógeno internos, mientras incrementan el espaciado intermolecular (Donhowe, 1993) que en conjunto con el mucílago de nopal forman una película oclusiva que evita la pérdida de agua y por lo tanto, permite una mayor hidratación. Este efecto se produce debido a que el mucílago del nopal contiene pectinas como componente mayoritario de sus carbohidratos (Cárdenas *et al.*, 2008; Stintzing *et al.*, 2005; Majdoub *et al.*, 2001). Las pectinas han sido estudiadas en su capacidad para formar películas por diferentes autores. (Villaseñor, 2008).

En el caso de propilenglicol, se demuestra que no es un buen humectante cuando es combinado con mucílago de nopal, puesto que existe una notoria disminución de la hidratación del estrato córneo cuando es utilizada una concentración de 1.5% de propilenglicol; sin embargo, cuando se tiene una concentración del 3% de propilenglicol la hidratación del estrato córneo es un poco mayor a 1.5%, pero no significativa en comparación con otros agentes humectantes como lo son la glicerina y sorbitol antes mencionados.

La tabla 10 muestra los resultados de la prueba t para medias de dos muestras emparejadas para hidratación.

Tabla 10. Prueba t para medias de dos muestras emparejadas para hidratación.

Sistema	Estadístico t	P(T<=t) dos colas	Valor Crítico de t (dos colas)
Mucílago 1.5%	-0.943	0.356	2.085
Mucílago 3%	-1.964	0.063	2.085
Glicerina 1.5%	5.567	1.891	2.085
Glicerina 3%	0.447	0.659	2.085
Sorbitol 1.5% ^{7.63}	6.622	1.894	2.085
Sorbitol 3%	-6.061	6.324	2.085
Propilenglicol 1.5%	-0.556	0.584	2.085
Propilenglicol 3%	-7.647	2.320	2.085
Mucílago 3%- Glicerina 1.5%	-7.668	2.226	2.085
Mucílago 3%- Glicerina 3%	-6.140	5.322	2.085
Mucílago 3%- Sorbitol 1.5%	-16.720	3.196	2.085
Mucílago 3%- Sorbitol 3%	-8.951	1.968	2.085
Mucílago 3%- Propilenglicol 1.5%	-0.433	0.669	2.085
Mucílago 3%- Propilenglicol 3%	-5.906	8.906	2.085

En el caso de mucílago 1.5%, mucílago 3%, glicerina 3%, propilenglicol 1.5%, y mucílago 3% - propilenglicol 1.5% debido a que el estadístico t es menor que el valor crítico de t y que la probabilidad del estadístico es superior a 0.05 se puede asumir que las varianzas no presentan diferencias estadísticamente significativas.

Por otro lado, los resultados correspondientes a glicerina 1.5%, sorbitol 1.5%, sorbitol 3%, propilenglicol 3%, mucílago 3%-glicerina 1.5%, mucílago 3%-glicerina 3%, mucílago 3% - sorbitol 1.5%, mucílago 3%-sorbitol 3% y mucílago 3%- propilenglicol 3% muestran que el estadístico t es mayor al valor crítico de t y que la probabilidad del estadístico es menor a 0.05 por lo que se asume que las varianzas presentan diferencias estadísticamente significativas.

La Tabla 11 muestra el Análisis de Varianza para la prueba de hidratación.

Tabla 11. Análisis de Varianza para hidratación.

Análisis de Varianza						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Tiempo	178.510	6	29.751	1.879	0.086	2.145
Sistemas	5019.605	13	386.123	24.397	2.964	1.770
Interacción	843.108	78	10.809	0.682	0.972	1.350
Dentro del grupo	3102	196	15.826			
Total	9143.224	293				

En el caso del factor tiempo el valor calculado de F es menor que el valor crítico de F, lo que indica que este factor no presenta diferencias estadísticamente significativas, por lo que se deduce que el valor de TEWL no variará en el tiempo.

Por otro lado en el factor sistema el valor calculado de F es mayor que el valor crítico de F la Probabilidad es menor a 0.05 lo que indica que existe una diferencia estadísticamente significativa entre la media de hidratación entre un sistema y otro con un nivel del 95 % de confianza.

El valor calculado de F para la interacción entre los factores tiempo y sistema, al ser menor que el valor crítico de F, nos indica que entre estos dos factores no presentan interferencias en el valor de TEWL.

El test F muestra que hay una diferencia significativa entre sistemas de humectantes, pero no indica por cuanto ni entre que sistemas. Para eso se realizó el método de la mínima diferencia significativa (LSD) de Fisher (Figura 56).

Medias y 95.0% de Fisher LSD

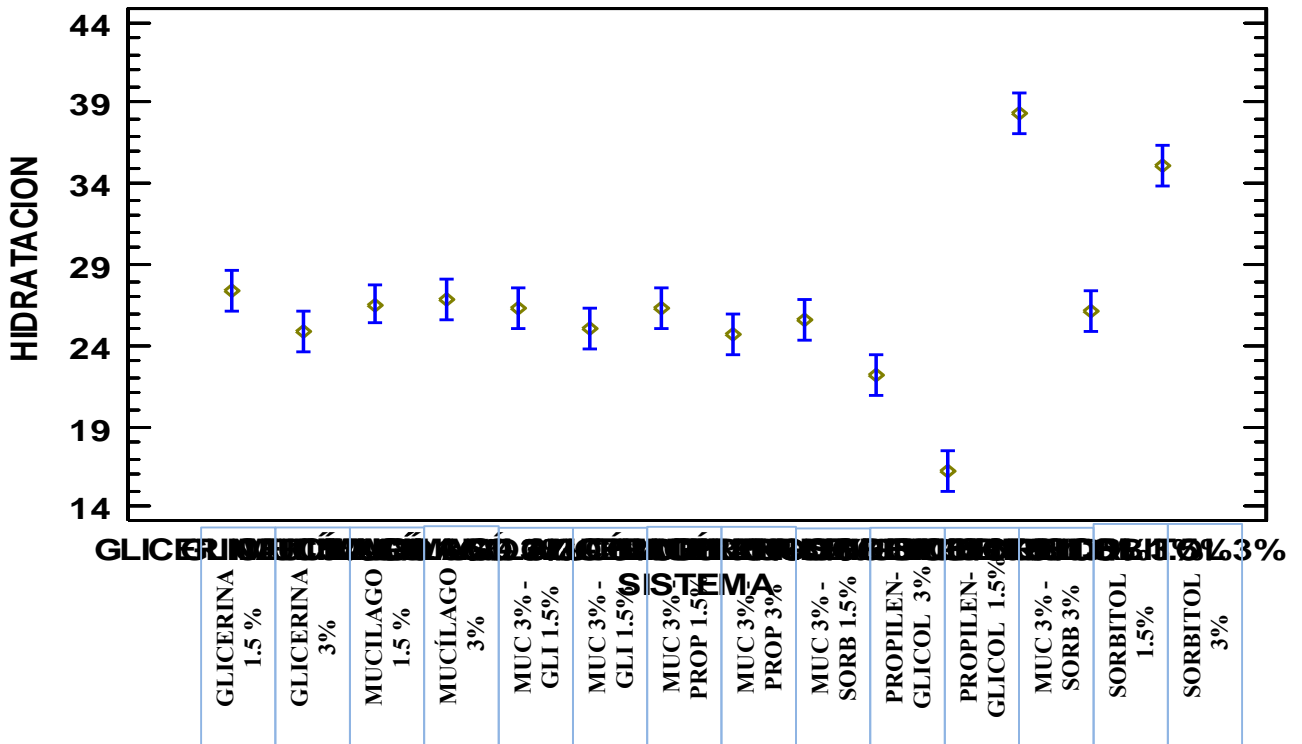


Figura 56. Gráfico de Medias y 95.0% de Fisher LSD para hidratación.

En el gráfico LSD se puede observar que las medias de los sistemas mucílago 3% - sorbitol 3%, sorbitol 1.5% y sorbitol 3%, tienen diferencias estadísticamente significativas con respecto a los otros sistemas, el sistema mucílago 3% - propilenglicol 3% y mucílago 3% - propilenglicol 1.5%, presentan el menor valor de hidratación debido al efecto desecante del propilenglicol, por otro lado el sistema con mayor efecto humectante es mucílago 3% - sorbitol 3% ya que exhibe el mayor valor de hidratación.

5.5 MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO

La figura 57 muestra fotografías de películas obtenidas para los sistemas mucílago-humectante.

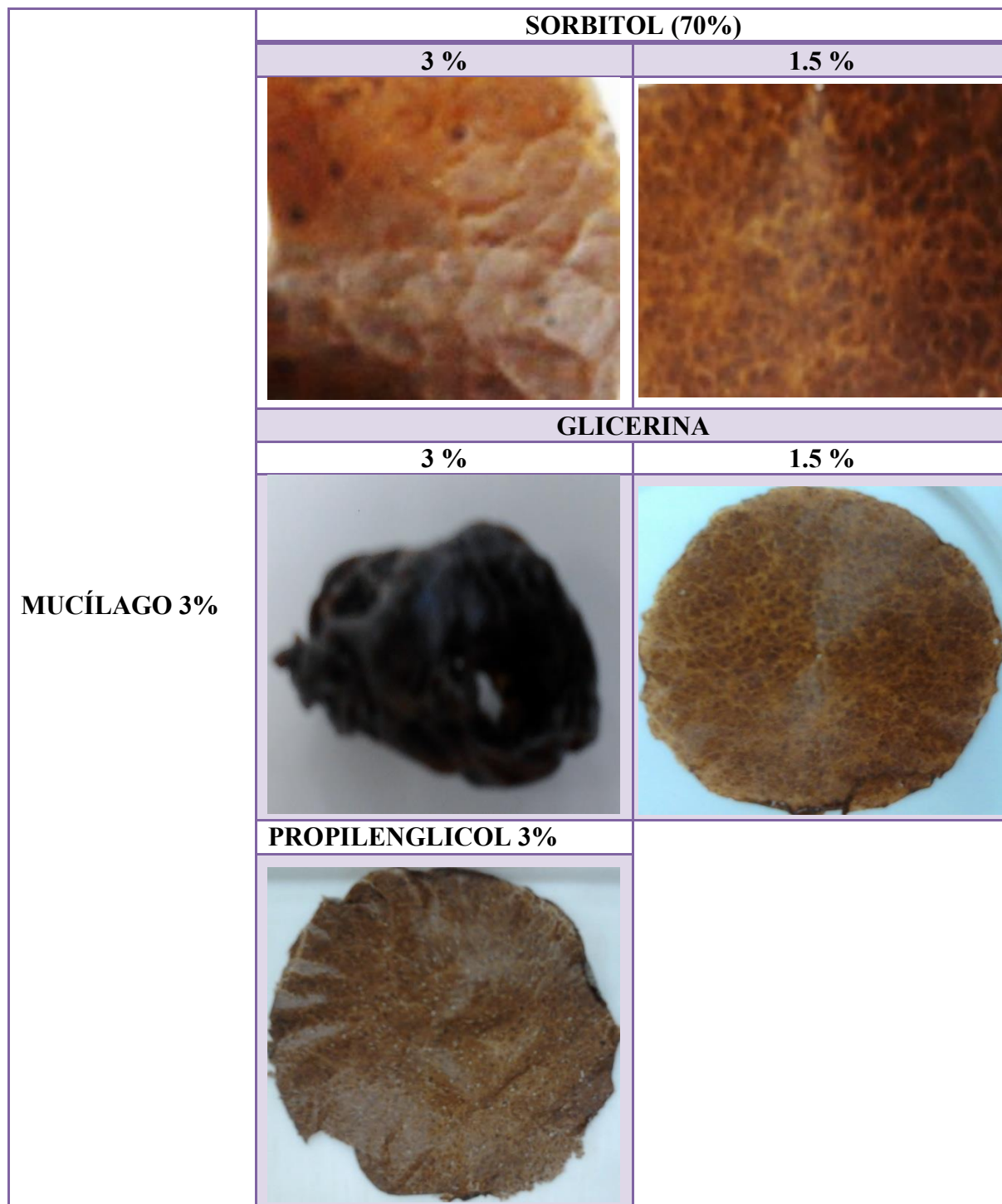


Figura 57. Imágenes de las películas obtenidas para los sistemas mucílago-humectante.

En la figura 57 se observa que las películas con sorbitol en sus dos concentraciones (1.5% y 3%) son continuas al igual que la obtenida con glicerina al 1.5%, al tacto dichas películas eran flexibles en comparación con la obtenida con propilenglicol al 3% que presentaba cuarteadura y era un poco quebradiza. Cabe mencionar que la película obtenida con glicerina al 3% era bastante delgada y muy pegajosa, por lo tanto no se pudo manipular.

Para estudiar la morfología de dichas películas se utilizó la técnica de Microscopía Electrónica de Barrido. En las figuras siguientes (58 - 61) se muestran las microfotografías de campos representativos de las películas formadas por las mezclas mucílago-humectante.

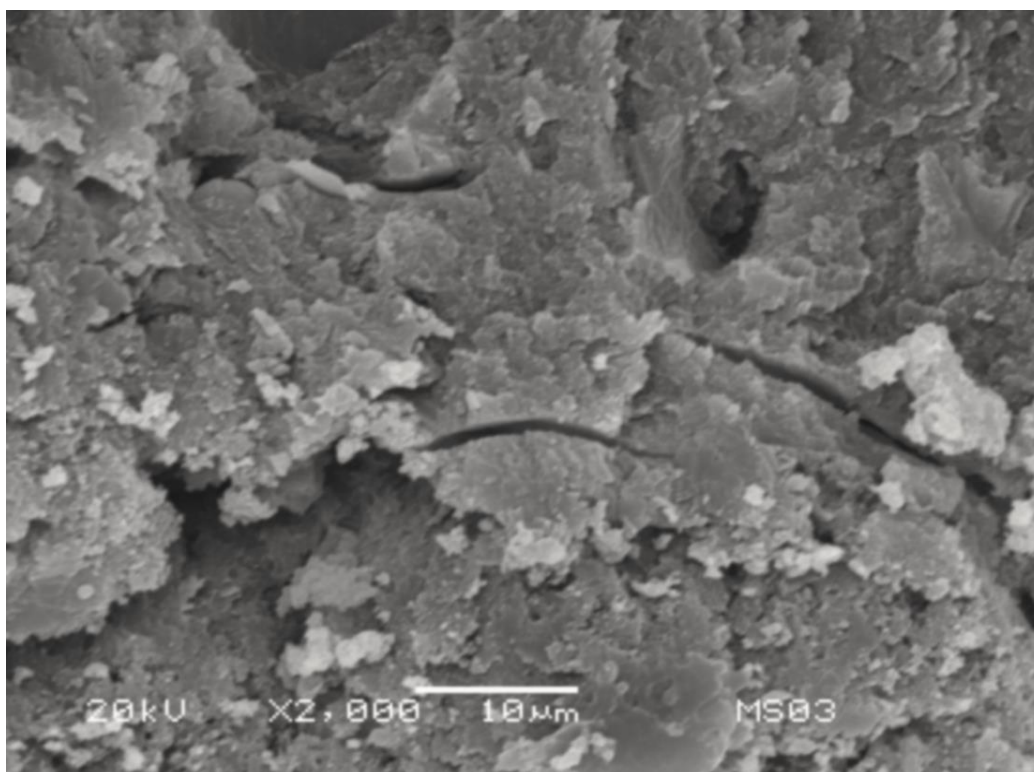


Figura 58. Micrografía de la película Mucílago 3% - Propilenglicol 3%.

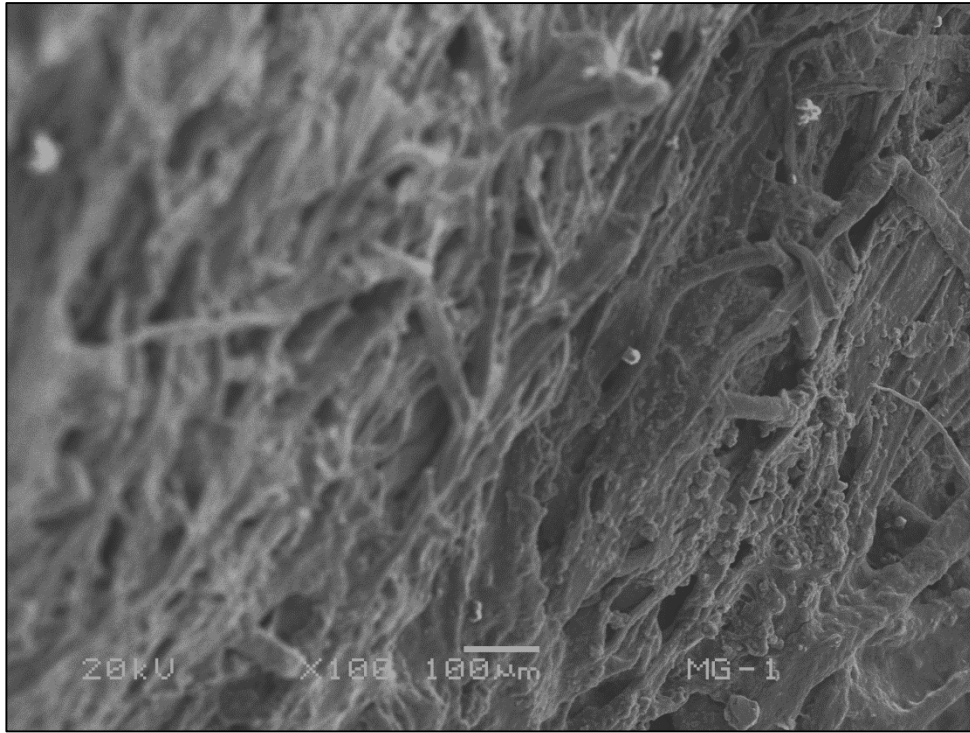


Figura 59. Micrografía de la película Mucílago 3% - Glicerina 1.5 %.

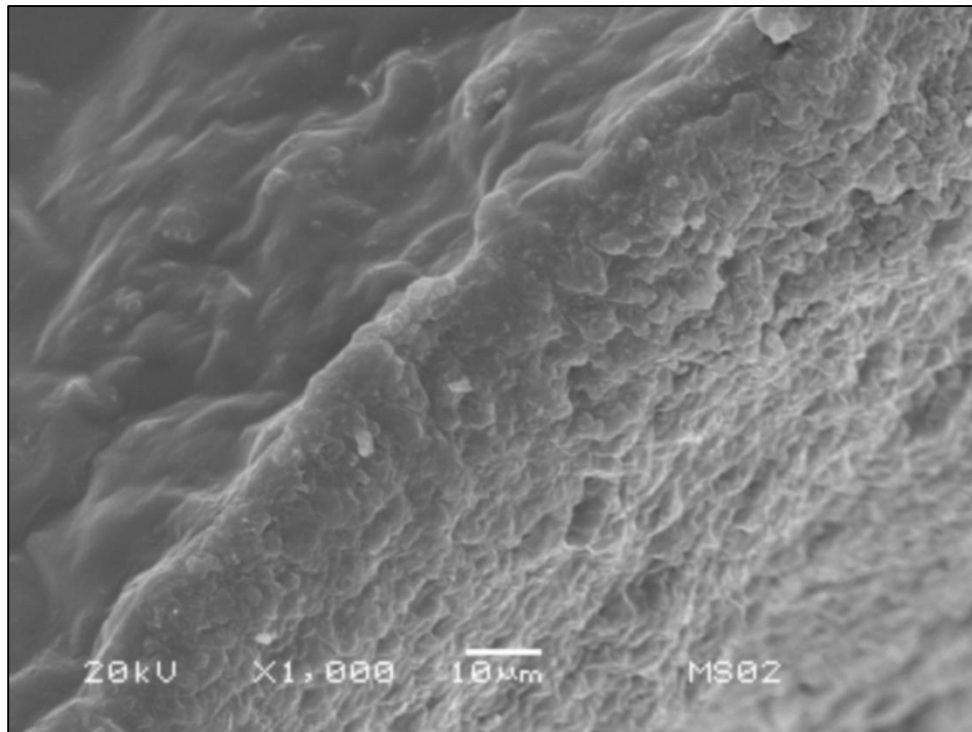


Figura 60. Micrografía de la película Mucílago 3% - Sorbitol 1.5%.

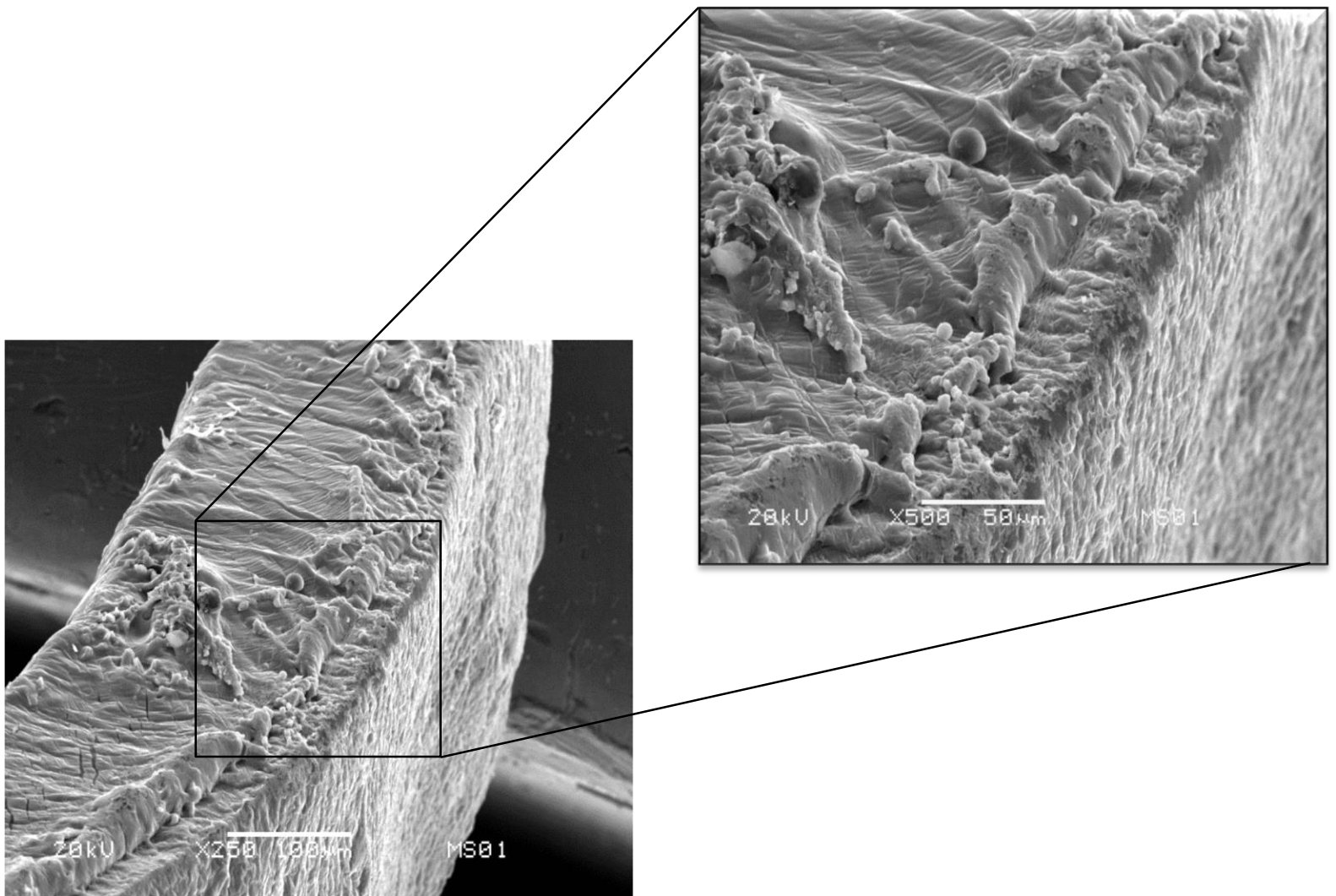


Figura 61. Micrografía de la película Mucilago 3% - sorbitol 3%.

Los polisacáridos como el mucílago de nopal son buenos formadores de películas pero éstas suelen ser frágiles y quebradizas si no se incluye un plastificante, (Ghanbarzadeh, 2007) los humectantes propilenglicol, sorbitol y glicerina presentan dicha función ya que son compuestos orgánicos de bajo peso molecular (Ghanbarzadeh, et al., 2006) y actúan atenuando las fuerzas intermoleculares entre las cadenas de polímero que constituyen al mucílago, lo que origina un decremento en la resistencia a la tensión y un incremento en la flexibilidad de las películas (Pastor, 2010). Las características de las películas preparadas a partir de este tipo de materiales vienen determinadas también por la estructura del polisacárido (mucílago), ya que influye el número de enlaces de hidrógeno intermoleculares establecidos entre las cadenas del polímero (López de Lacey, 2012).

Lo dicho anteriormente se comprobó con las micrografías obtenidas en la prueba, así la mejor película obtenida es la de mucílago 3% - sorbitol 3% (figura 61) siendo la más uniforme y continua, seguida por mucílago 3% – sorbitol 1.5% (figura 60) y mucílago 3% – glicerina 1.5% (figura 59); esta evidente continuidad se debe a que las moléculas de plastificante se unen a las moléculas de agua y protegen los centros activos a lo largo de las cadenas de polímero, lo que disminuye las distancias intermoleculares (Shaw, et al., 2002); la película de mucílago 3% - propilenglicol 3% (figura 58) es un caso particular puesto que en la micrografía se observan espacios en la estructura y partículas en la superficie lo que indica que el plastificante no se encuentra bien incorporado (Ghanbarzadeh, et al., 2006) y por lo tanto no produce una película continua. Otro caso especial es el dado por mucílago 3% – glicerina 3%, debido a que la película formada por este sistema fue bastante flexible y no permitió su manipulación, además de presentar pegajosidad; esto se cree es debido a que un exceso en la concentración del plastificante aumenta la elongación de la película.

5.6 PERMEABILIDAD AL VAPOR DE AGUA

Las figuras (62-67) muestran la rectas de pérdida de peso en función del tiempo para las películas mucílago-humectante. (Figura 62). Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - sorbitol 3%.

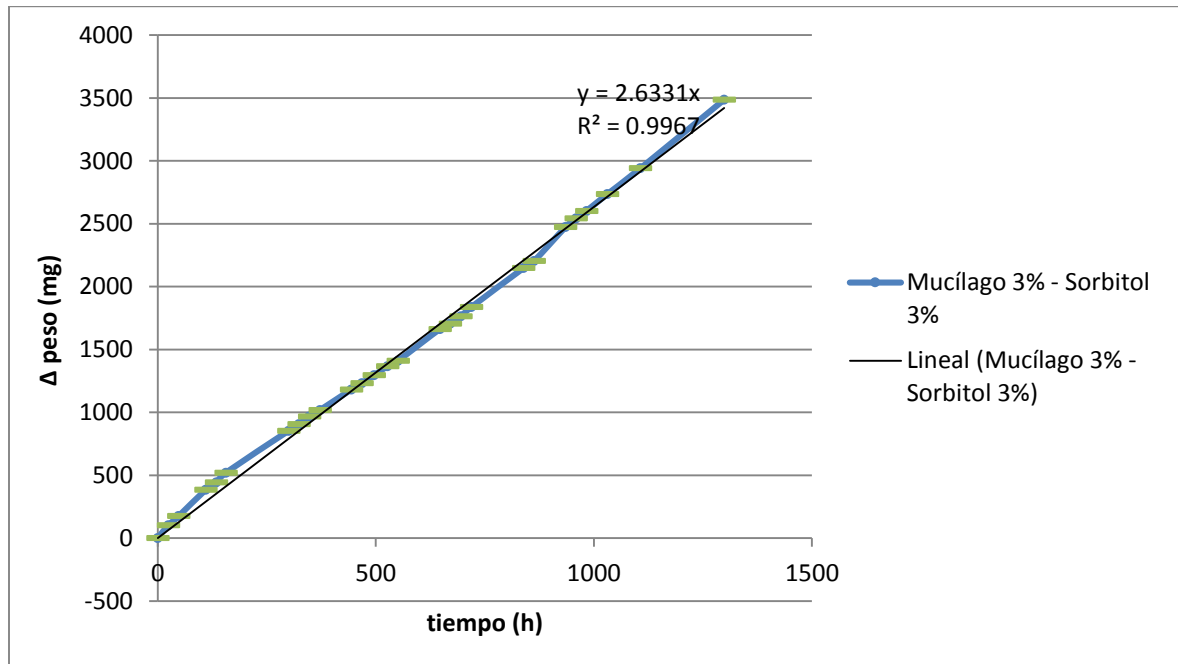


Figura 62. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - sorbitol 3%.

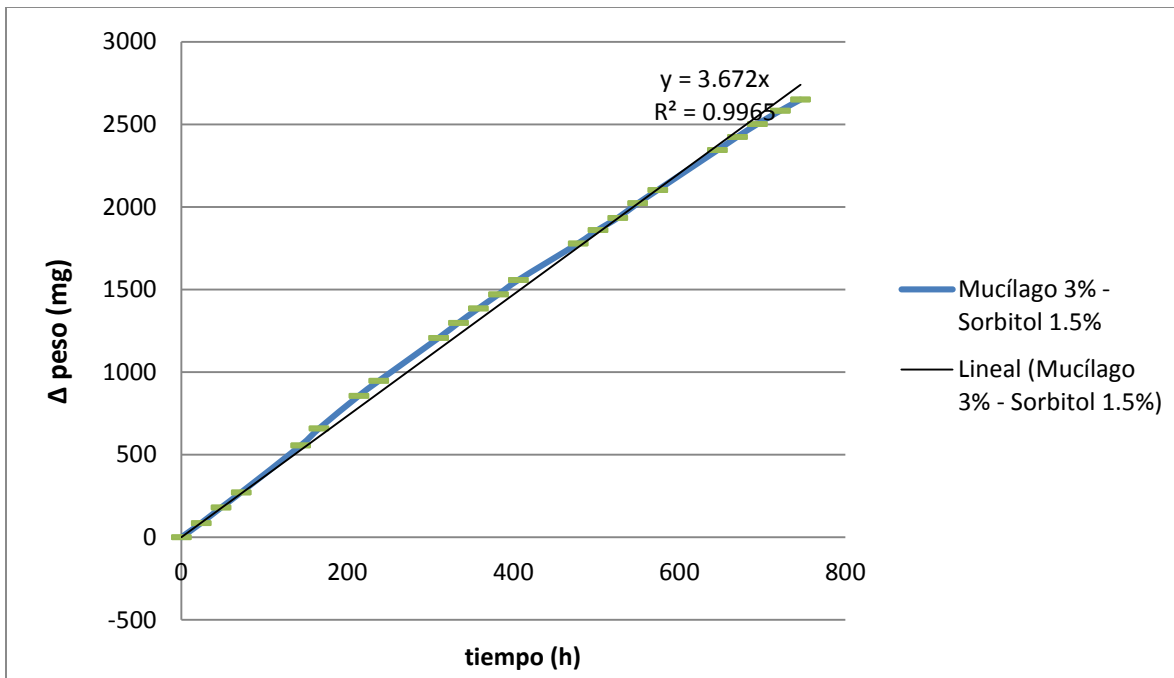


Figura 63. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - sorbitol 1.5%.

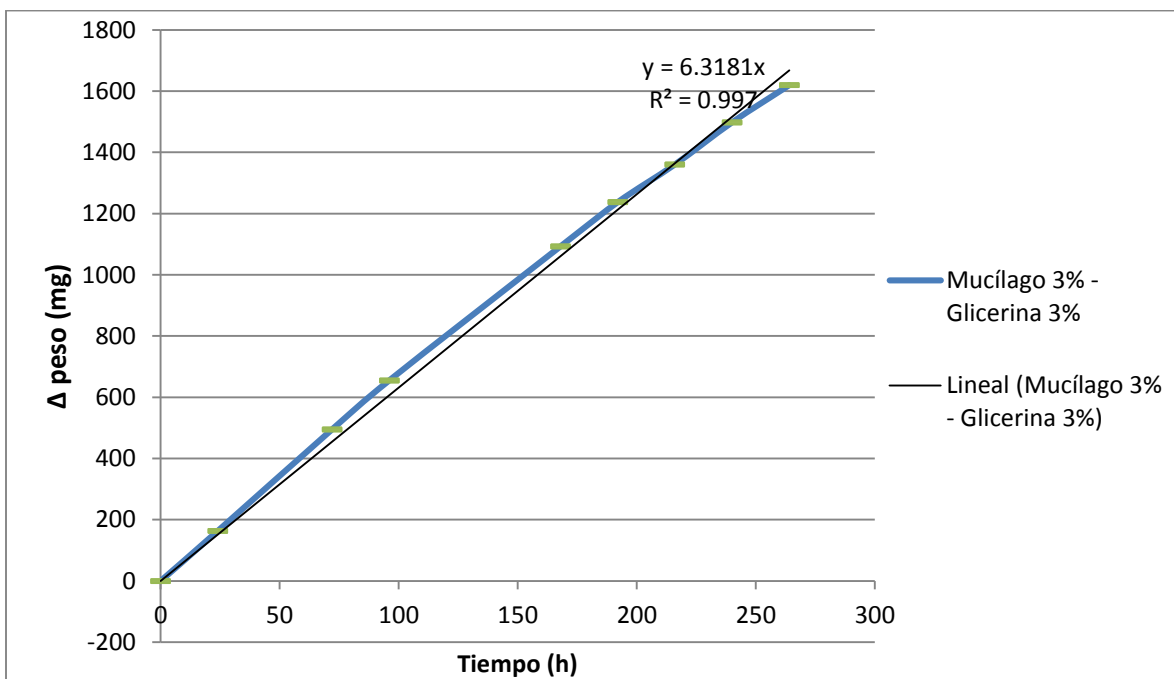


Figura 64. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - glicerina 3%.

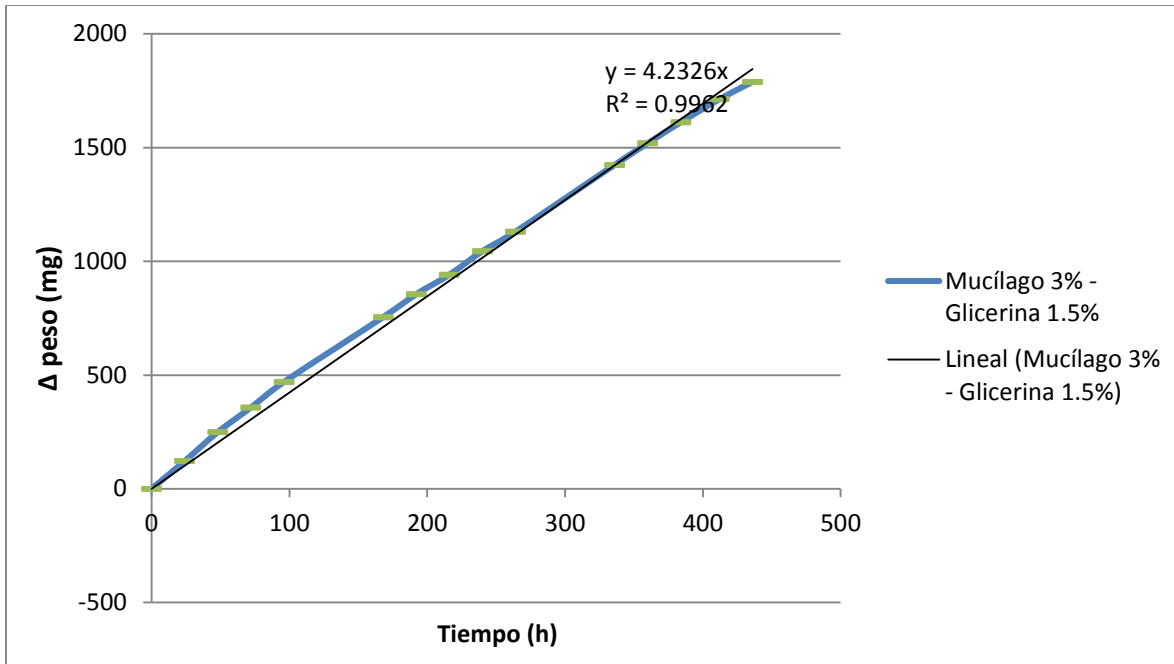


Figura 65. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - glicerina 1.5%.

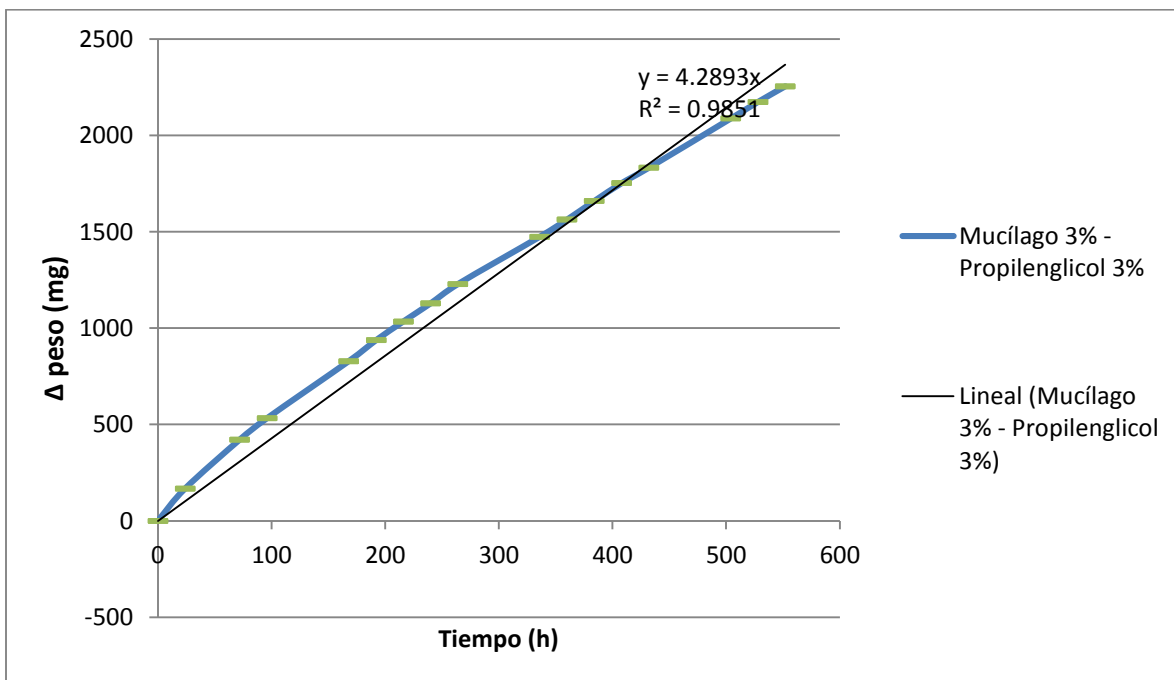


Figura 66. Pérdida de agua por tiempo de películas formadas por el sistema mucílago 3% - propilenglicol 3%.

Para determinar que las películas tenían un efecto sobre la transición de vapor de agua se corrió un control, la figura siguiente muestra la pérdida de agua por tiempo para el control.

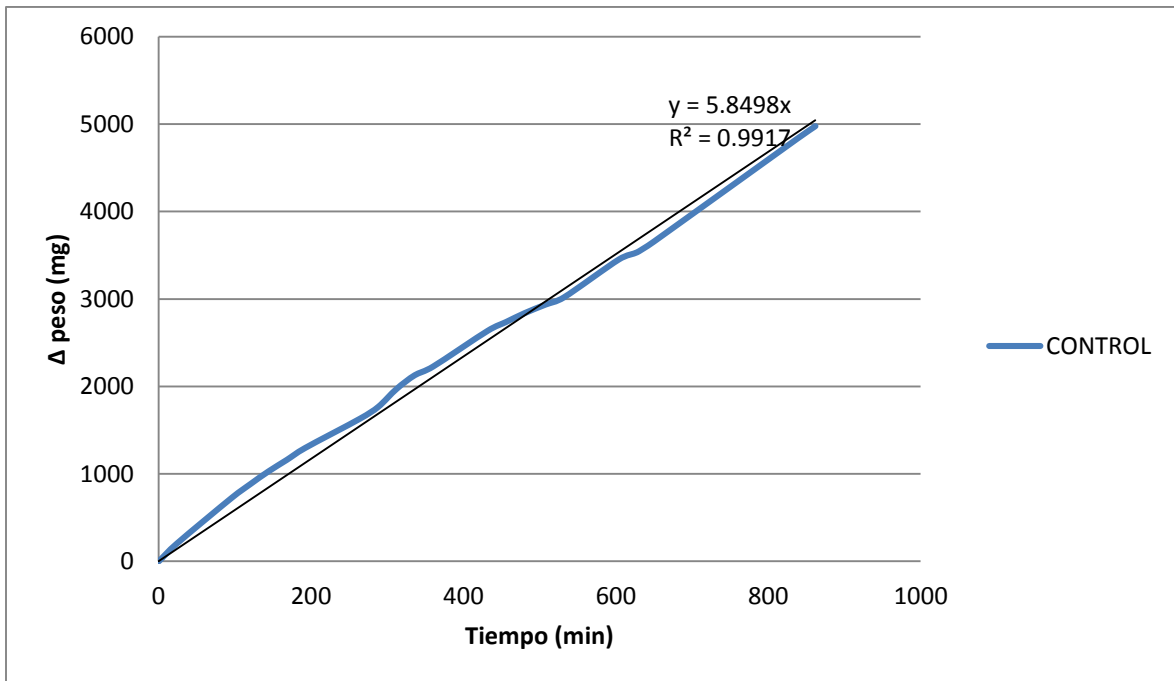


Figura 67. Pérdida de agua por tiempo del control.

Como se mencionó anteriormente la prueba de permeabilidad al vapor de agua se basa en la ecuación de Fick:

$$Q = \frac{(P_T A \Delta p)}{d} t$$

Dicha ecuación se ajusta a un modelo lineal de la siguiente manera.

$$Q = \frac{(P_T A \Delta p)}{d} t$$

$$y = m x$$

Y puesto que la recta parte de cero el valor de $b \approx 0$, de esta forma el valor de la constante de permeabilidad comprende una constante global que involucra características que se mantuvieron

constantes en la prueba las cuales son el área de la película expuesta, diámetro de la película, y la diferencia en la presión de vapor en ambas caras de la película. Por lo tanto despejando P_T

$$P_T = \frac{m d}{A \Delta p}$$

Las figuras anteriormente mencionadas muestran la recta de pérdida de agua en función del tiempo, indicando que se sigue una cinética de orden cero, entonces la pérdida de vapor de agua no depende de la humedad relativa en el ambiente (ya que esta se controló durante todo el experimento), ni del grosor o área de la película.

Por lo tanto:

$$P_T = m$$

En la tabla 12 se muestran los valores de las constantes de permeabilidad para las películas formadas por los sistemas mucílago-humectante.

Tabla 12. Constantes de permeabilidad para los sistemas mucílago-humectante.

SISTEMA	Transmisión de vapor de agua (*10 ⁻⁷) (mg mm/mm ² h Pa)
mucílago 3% - sorbitol 3%	2.606
mucílago 3% - sorbitol 1.5%	3.351
mucílago 3% - glicerina 3%	4.730
mucílago 3% - glicerina 1.5%	3.424
mucílago 3% - propilenglicol 3%	3.520
Control	5.791

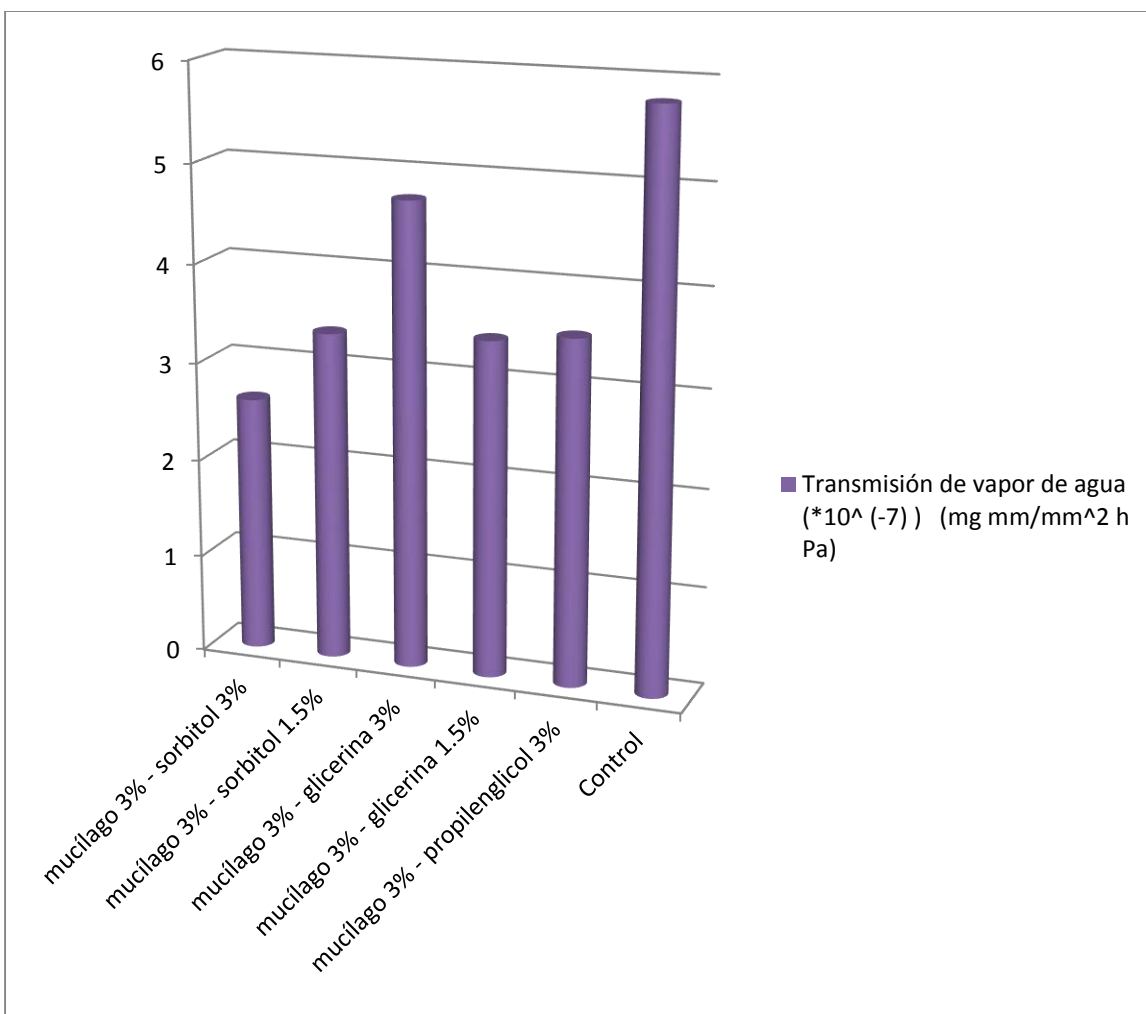


Figura 68. Transmisión de vapor de Agua para los sistemas mucilago-humectante.

Tabla 13. Análisis de Varianza para la prueba de permeabilidad.

ANOVA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	19.832	5	3.966	874.045	6.160	3.105
Dentro de los grupos	0.054	12	0.004			
Total	19.886	17				

La tabla ANOVA (Tabla 13) descompone la varianza de constante de permeación en dos componentes: un componente entre-grupos y un componente dentro-de-grupos. La razón-F, que en este caso es igual a 874.046, es el cociente entre el estimado entre-grupos y el estimado dentro-de-grupos. Puesto que el valor-P de la prueba-F es menor que 0.05, existe una diferencia estadísticamente significativa entre la media de constante de permeación entre un nivel de sistema y otro, con un nivel del 95.0% de confianza. Para determinar cuáles medias son diferentes de otras se realizó el procedimiento de la diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher (Figura 69).

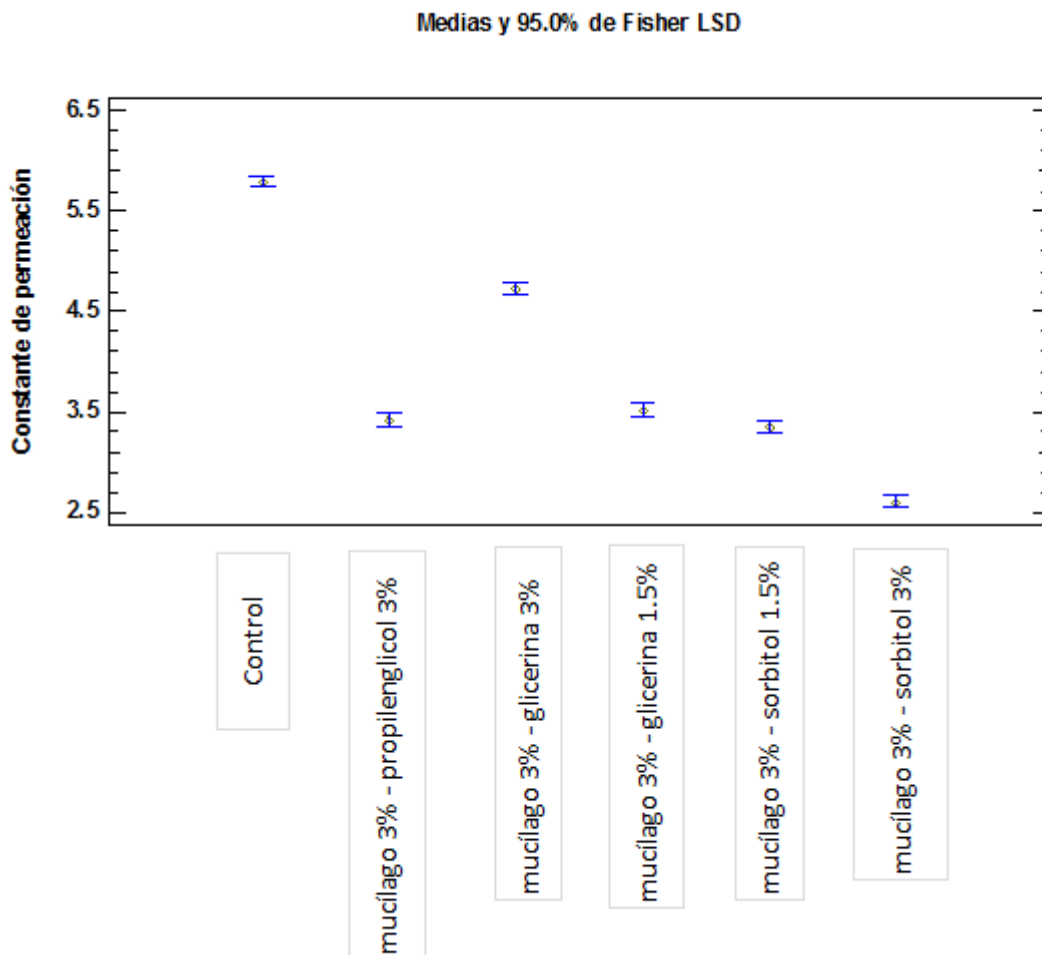


Figura 69. Gráfico de medias y 95% de Fisher LSD para la prueba de permeación.

De acuerdo a la figura 69 las medias de los sistemas (mucílago 3% – propilenglicol 3%), (mucílago 3% - glicerina 1.5%) y (mucílago 3%-sorbitol 1.5%) no tienen diferencias estadísticamente significativas en comparación con el control y el (sistema mucílago 3% - sorbitol 3%), esto concuerda con lo dicho anteriormente.

Hay un valor mayor para el control en comparación con la permeabilidad de los demás sistemas puesto que no existió ninguna película que actuara como barrera contra la pérdida de agua, comprobando así que las películas obtenidas con mucílago y humectantes tienen influencia sobre la permeabilidad al vapor de agua.

Sabiendo que la constante de permeación representa la permeabilidad al vapor de agua; cuanto mayor sea la constante habrá mayor pérdida de agua del sistema hacia el exterior, de acuerdo a la figura 69, el sistema mucílago 3% -sorbitol 3% al presentar la constante más pequeña es la película más efectiva esto se puede explicar por la estructura de la molécula de sorbitol que tiene un mayor número de grupos hidroxilo en comparación con el glicerol y el propilenglicol lo que conlleva a un aumento de la interacción entre los grupos carboxilo del mucílago y, la movilidad entre las cadenas de mucílago disminuye (Matta Fakhoury, et al., 2012), provocando la formación de una película mucho más uniforme lo que a su vez disminuye la permeabilidad al vapor de agua; cuando se utiliza sorbitol al 1.5% se observa un aumento en la constante de permeabilidad y se cree es debido a que esta concentración no es suficiente para provocar una película con mayor resistencia.

El hecho de que los sistemas mucílago 3% - glicerina 1.5% y mucílago 3% - propilenglicol 3% muestren constantes más altas se debe a que estos plastificantes son más hidrofílicos que el sorbitol por lo que la permeabilidad al agua es mayor (Fokuhl & Müller-Goymann, 2013).

El sistema que produjo la mayor permeación fue el de mucílago 3 – glicerina 3%, debido a que un exceso en la concentración del plastificante produce una película mucho más delgada y sin firmeza provocando así un aumento en la transmisión de vapor del agua.



CONCLUSIONES

CONCLUSIONES

Mediante el uso de la técnica de Calorimetria Diferencial de Barrido se comprobó que el mucílago de nopal *Opuntia ficus-indica* tiene propiedades poliméricas, al presentar una temperatura de transición vítrea la cual es característica de los polímeros.

Al ser el mucílago un polímero se logró la formación de películas continuas cuando este se combinó con agentes humectantes, los cuales sirvieron como plastificantes dando así flexibilidad a las películas.

Al evaluar la capacidad de retención de agua del mucílago en mezcla con glicerina, sorbitol y propilenglicol, se encontró que las mezclas con glicerina y sorbitol tuvieron mayor poder de retención.

En la prueba de permeabilidad al vapor de agua se confirmó que la mezcla mucílago 3% - sorbitol 3% al presentar la constante de permeabilidad más baja, es la mezcla más efectiva.

La evaluación de la TEWL y la hidratación del estrato córneo reitero que la mezcla mucílago 3% - sorbitol 3% es el sistema con mayores propiedades humectantes, ya que al compararlo con los demás este presento el valor más alto en hidratación y el más bajo en TEWL.

Se puede decir que el efecto sinérgico-humectante del mucílago cuando se combina con humectantes (glicerina y sorbitol), es de aproximadamente un 50% cuando se usa sorbitol y de un 30% cuando se usa glicerina.

La combinación de mucílago de nopal con agentes humectantes de tipo convencional puede ser utilizada para preparar composiciones cosméticas y/o dermatológicas en forma de solución, loción, crema, leche, suspensión, espuma, aerosol, vaporizador, gel, polvo, barra, shampoo, maquillaje líquido, lápiz labial, desodorante, mascarillas, exfoliante, ungüento, y cualquier otra de uso cosmético.

Puesto que México es el principal productor de *Opuntia ficus indica* con un 90% de la producción mundial el descubrimiento de este efecto tiene una aplicación trascendental en la economía del país.



ANEXOS

ANEXOS

I. Método de prueba para determinar la medición de la pérdida de agua transepidermal.

Fundamento: La medición de la pérdida de agua transepidermal (TEWL, expresada en gramos por metro cuadrado) es usada para estudiar la función de la barrera de agua de la piel humana. En una capa de protección perfecta de la piel mayor es el contenido de agua y menor la TEWL.

La medición de la evaporación del agua se basa en el principio de difusión en una cámara abierta.

$$dm/dt = -D \cdot A \cdot dp/dx$$

donde:

A = superficie en m²

m = agua transportada (en g)

t = tiempo (h)

D = constante de difusión (=0,0877 g/m · h · mm Hg)

p= presión de vapor de la atmósfera (mm Hg)

x = distancia desde la epidermis hasta el punto de medición (m)

La TEWL suele medirse con el método de la cámara abierta (Figura 2) como en los instrumentos Evaporimeter (Servomed, Suecia) y Tewameter (Courage-Khazaka, Alemania).

La medición de la TEWL se basa en una metodología particularmente delicada y se debe efectuar de manera estandarizada con el fin de obtener determinaciones reproducibles. El Evaporimeter está formado por una unidad principal conectada a una sonda medidora, en cuyo extremo está montada una cámara cilíndrica que contiene dos pares de transductores separados a una distancia de 6 mm entre si, que sirven para la medición de la humedad y la temperatura, respectivamente. El instrumento computa el gradiente de presión parcial del vapor de agua como diferencia entre las mediciones de los dos transductores, y el grado de evaporación se presenta en el visualizador digital de la unidad principal (Fokuhl & Müller-Goymann, 2013). El Tewameter, que se basa en el mismo principio de medición, permite también la medición de la temperatura de la sonda. La medición de la pérdida de agua transepidermal (TEWL, expresada en gramos por metro cuadrado) es usada para estudiar la función de la barrera de agua de la

piel humana. En una capa de protección perfecta de la piel mayor es el contenido de agua y menor la TEWL (Figura 3) (Mudlein, et al., 2008).

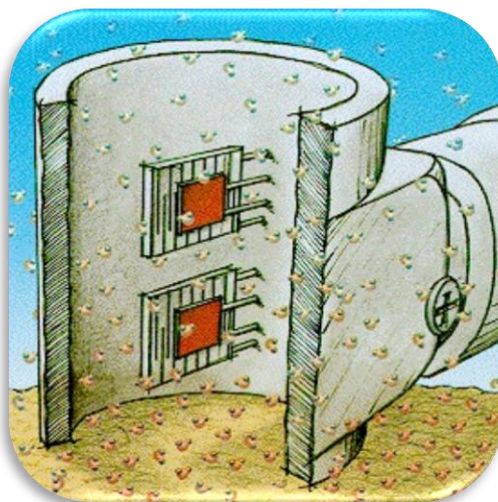


Figura 70. Principio de medición de TEWL.

II. Método de prueba para determinar el efecto hidratante a nivel del estrato córneo.

Fundamento: Para la medición de la hidratación se suele recurrir a métodos eléctricos, dado que las propiedades eléctricas de la piel dependen del contenido de agua del estrato córneo. La capa córnea presenta una importante resistencia a la transmisión de la corriente eléctrica y es el agua libre (de los espacios intercelulares) la que actúa como conductor eléctrico de la piel. Por lo que a mayor cantidad de agua (hidratación) de la piel mayor conducción de la electricidad. El **corneómetro**, por lo tanto, mide la conductancia eléctrica de la piel y la extrapola a la hidratación.

Una de las mayores ventajas del método de medición de capacitancia, en comparación con otros métodos de medición, es el hecho de que los productos que se aplican a la piel únicamente tienen una influencia mínima en las mediciones. La medición puede detectar incluso los más ligeros cambios en el nivel de hidratación. La reproducibilidad de la medición es muy elevada y el tiempo de medición es mínimo (1 seg.). Debido a la estructura del cabezal de medición, la profundidad de la medición es mínima (los 10-20 primeros μm del estrato córneo de la piel).

El corneómetro, mide la capacidad real de un producto cosmético para aumentar la humedad de la piel dentro del estrato córneo a profundidades de 30 a 40 micras. La prueba aplica para todo tipo de humectantes bajo condiciones de uso normal.

Sonda

El dispositivo de medición del Corneometer está constituido por una sonda cilíndrica, que contiene en su extremo distal dos circuitos paralelos a modo de condensadores recubiertos por una membrana plástica. La sonda deberá colocarse perpendicularmente sobre la superficie de la piel. La presión ejercida sobre ella debe ser siempre la misma y por ello la sonda dispone de un mecanismo hidráulico interno que, con independencia de la presión ejercida por el manipulador, mantiene una presión constante (0.33g/cm^2). Una vez colocada la sonda en el lugar de medida y ejercida la presión sobre la piel, se cierra el circuito y se determina la conductancia o capacitancia dependiendo del dispositivo, en una fracción de segundo.

III. Fundamento del método para Microscopia Electrónica de Barrido

Fundamento: En la Microscopia Electrónica de Barrido un cañón de electrones provoca un haz, orientado sucesivamente por lentes proyectoras y lentes objetivo (magnéticas) a un punto cuyo diámetro puede variar de 5 – 100 nm en el plano del espécimen. El sistema completo está totalmente sellado, y la columna del microscopio puede ser evacuada a presiones de hasta 10^{-6} torr (1.33×10^{-4} Pa). Un generador de barrido conduce simultáneamente la bobina de barrido en los ejes XY en la columna del microscopio y en el tubo de rayos catódicos (TRC). Entre los diferentes tipos de respuesta producidos, los electrones secundarios (ES), electrones retrodispersados y los rayos X, son colectados por detectores para formar imágenes que proporcionan información sobre la topografía y sobre la composición química de la muestra bajo análisis.

Cuando un haz de electrones primario incide un volumen sólido, los electrones son reflejados (dispersados) o absorbidos, produciendo varias señales. La región en la cual los electrones penetran el espécimen es conocido como “volumen de excitación”, este se incrementa con el aumento de la energía del haz de electrones y disminuye con el incremento en el número atómico de los elementos que constituyen al espécimen. Durante la interacción entre el haz primario de electrones y la superficie de la muestra se producen varios tipos de señales, las cuales pueden ser empleadas para la formación de imágenes y para la caracterización química y estructural del espécimen. Así es posible disponer de diferentes modos de observación y/o microanálisis (puntual, área, lineal). Los modos más frecuentes en el MEB involucran la captura de electrones secundarios y retro dispersados, así como las técnicas microanalíticas más comúnmente utilizadas, basadas en la detección de rayos X que son análisis de espectroscopia por su dispersión de energía y por espectros de dispersión de longitud de onda. (Ramírez Arellanes, 2008)



REFERENCIAS

1. Agentes hidratantes y su modo de acción. Making Cosmetics. 2013. Recuperado de: <http://www.makingcosmetics.com/articles/13-humectants-moisturizing-agents-in-cosmetics.pdf>
2. American Society for Testing and Materials. ASTM E- 96. Standard test methods for water vapor transmission of materials. Philadelphia: 1994. 785 – 792.
3. Badía, M., y García, E. (2013), Análisis estético, Madrid: Ediciones Paraninfo.
4. Ballesteros, G. P., López L., P., Teso V., E., (2001). Introducción a la química de la cosmética. España: Universidad Nacional de educación a distancia.
5. Barel, A., Paye, M., y Maibach, H., (2009), Handbook of Cosmetic Science and Technology, New York, USA: Informa healthcare.
6. Baumann, L., Sagharia S., y Weisberg, E., (2009), Cosmetic Dermatology: Principles and Practice, USA: Mac Graw Hill Medical.
7. Benaiges, A. (2005). Hidratación corporal, Principales activos cosméticos. Dermofarmacia, 24 (9) pp. 92-98.
8. Bravo Hollis, H., (1978), Las cactáceas de México. México: Universidad Nacional Autónoma de México.
9. Cardenas, A., Higuera, I., Goycoolea, F. (1997). Rheology and aggregation of cactus (*Opuntia ficus indica*), J. Profess. Assoc. Cactus Development, 4 pp. 152-159.
10. Coello, V. & Garcés, C., (2012). Análisis de Propiedades Térmicas durante gelatinización en tres variedades de arroz INIAP aplicando el Calorímetro Diferencial de Barrido (DSC) (tesis de licenciatura). Escuela Superior Politécnica del Litoral. Guayaquil, Ecuador.
11. Corneómetro CM825. Khazaka, C. &., s.f. Information and Operating Instructions. [En línea] Available at: <http://www.courage-khazaka.de> [Último acceso: 14 Enero 2013].
12. Corte Transversal de la piel. (2005–2011). Skin Visual Dictionary. Recuperado de: http://infovisual.info/03/036_en.html
13. Donhowe, O., (1993). Edible films-barriers to moisture migration in frozen foods. Food Australia, 45, pp. 521-525.
14. Draelos, D., (2010), Cosmetic Dermatology, USA: Wiley-Blacwell.
15. Estructura de la epidermis. (2014). LCSDAnatomyPhysiology Recuperado de:

<http://lesdanatomyphysiology.wikispaces.com/Epidermal+cells,+p1?showComments=1>

16. Fabregas, A. & Del Pozo, A., (2006). Conceptos básicos de hidratación cutánea (IV). Hidratación activa: humectantes. *Conceptos básicos de dermatofarmacología*, 26 (5) pp. 100 - 101.
17. Fábregas, A., y Del Pozo, A., (2006), Conceptos básicos de hidratación cutánea. Mecanismos naturales de hidratación. *Farmacología práctica*, 25(3), 128-129.
18. Fábregas, A., y Del Pozo, A., (2007), Conceptos básicos de hidratación cutánea (IV) Hidratación activa: hidrocaptos. *Farmacología práctica*, 26(5), 116-117.
19. Fábregas, A., y Del Pozo, A., (2007), Conceptos básicos de hidratación cutánea. Hidratación activa: humectantes. *Farmacología práctica*, 26(1), 100-101.
20. Flores, C., Luna, J., y Ramírez, P., (1995), *Mercado mundial del nopalito.*, México: Universidad Autónoma de Chapingo.
21. Garti, N., (1999). Hydrocolloids as emulsifying agents for oil-in-water emulsions. *Journal of dispersion science and technology*, 20: 327-355.
22. Ghanbarzadeh, B., (2007). Effect of plasticizing sugars on water vapor permeability, surface energy. Elsevier, pp. 1191-1197.
23. Ghanbarzadeh, B., Oromiehie, A., Musavi, M., Rezayi, K., Razmi, E., Milani, J., (2006). Investigation of Water Vapour Permeability, Hydrophobicity and Morphology of Zein. *Iranian Polymer Journal*, pp. 691-700.
24. Ginestra, G., Parker, M., Bennert, R., Robertson, J., Mandalori, G., Narbad, A., Lo Curto, R., Bisignano, G., Faudis, C., Waldron, K., (2009). Anatomical, Chemical and Biochemical Characterization of Cladodes from Prickly Pear [*Opuntia ficus-indica* (L.) Mill]. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(2) pp.10323-10330. Doi: 10.1021/jf9022096
25. Imagen del nopal (*Opuntia ficus-indica*). Terranostra. 2011. Recuperado de: <http://terranosttra-terranosttra.blogspot.mx/2011/07/cactus-escultural-opuntia-ficus-indica.html>
26. León M, F., Méndez L. L., Rodríguez R. J., (2010). Spray drying of nopal mucilage (*Opuntia ficus-indica*): Effects on powder properties and characterization. *Carbohydrate Polymers*, 81, pp. 864 - 870.

27. López de Lacey, M., (2012). Diseño, desarrollo y aplicación de envases comestibles potencialmente bioactivos Universidad Complutense de Madrid, Madrid, España.
28. Machado, M., Salgado, T., Hadgraft, J., and Majella, L. (2009). The relationship between transepidermal water loss and skin permeability. *International Journal of Pharmaceutics*, 384, 73-77. doi: 10.1016/j.ijpharm.2009.09.044
29. Magloire, F., Konarski, P., Zou, D., Conrad, S., Zou, C., (2006), Nutritional and medical use of Cactus pear (*Opuntia* spp.) cladodes and fruits. *Frontiers in Bioscience*, 11 pp. 2574-2589. Doi: 10.2741/1992
30. Majdoub, H., Roudesli, S., Picton, L., Le Cerf, D., Muller, G.(2001). Prickly pear nopal pectin from *Opuntia ficus-indica* physico-chemical study in dilute and semidilute. *Carbohydrate Polymers*, 46,pp. 69-79.
31. Martinez Flores, Hector, Mejoramiento del Método de Extracción del mucílago de nopal *Opuntia ficus-indica* y evaluación de sus propiedades de viscosidad. Tesis de licenciatura. Morelia, Michoacán, Universidad Michoacana de San Nicolás Hidalgo, Facultad de Químico Farmacobiología, 2011. 73 p.
32. McGarvie, D., Parolis, P.,(1981). Methylation analysis of the mucilage of *Opuntia ficus indica*. *Carbohydrate Research*. 305-314.
33. Mchugh, K., (1994). Sorbitol vs glycerol plasticized whey protein edible films: integrated oxygen. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 42, pp. 841-850.
34. Mecanismo de acción de los agentes hidratantes. http://www.skinmdnatural.com/images/humectants_pic.jpg
35. Medina-Torres, L., Brito-De la Fuente E., (2000). Estudio reológico del mucílago de nopal y su efecto sinérgico con otros hidrocoloides de uso alimenticio (tesis de maestría). Universidad Nacional Autónoma de México, México DF, México.
36. Moldovan M., y Ciortea L., (2010), Efficacy evaluation of different cream formulations on healthy skin properties. *Farmacia*, 58(6), 787-794.
37. Mudlein, M., Valentin, B., Chabicovsky, R., Nicolics, J., Weremczuk, J., Tarapata, G., Jachowicz, R., (2006), Transepidermal Water Loss (TEWL) measurements with two novel sensors based on different sensing principles. *Sensors and actuators a-physical*, 142(1), 67-72.
38. Muñoz, J., (2008). Hidratación cutánea. *Estética y salud*. Ambito farmacéutico.

- Dermofarmacia, 7(11), pp. 48-51.
39. Ornelas Nmcúñez, J., (2011). Mejoramiento del método de extracción del mucílago de nopal *Opuntia ficus indica* y evaluación de sus propiedades de viscosidad (tesis de Licenciatura). Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia, México.
 40. Pastor Navarro, C., (2010). Recubrimientos comestibles a base de hidroxipropil metilcelulosa: caracterización y aplicación., Universidad de Valencia, Valencia, España.
 41. Ramirez, J., Sosa, R., Santos, B., (2012). Plan rector del sistema productor de nopal y tuna del estado de Michoacán., México. Sagarpa.
 42. Ramírez, S., (2008). Propiedades mecánicas y microestructura de concreto conteniendo mucílago de nopal como aditivo natural(tesis de maestria).Instituto Politecnico Nacional, Oaxaca, México.
 43. Rawlings, A., y Harding, C., (2004), Moisturization and skin barrier function. *Dermatologic Therapy*, 17, 43-48.
 44. Sáenz, C. (2006). Utilización agroindustrial del nopal. 162 [Boletín de servicios agrícolas de la FAO]. Roma: Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación.
 45. Skoog, A., Holler, F. & Crouch, S., (2008). Principios de análisis instrumental. México, Cengage Learning.
 46. Sotoodian, B., Maibach, H., (2012). Noninvasive test methods for epidermal barrier function. *Clinics in Dermatology*, 30, pp.301-310
 47. Stintzing, F. C y Carle, R. (2005). Cactus items (*Opuntia* spp.): a review on their chemistry, technology and uses. *Molecular, Nutrition and Food Research*. 49:175-194.
 48. Takahashi Y., (1981). The mechanism of stratum corneum plasticization with water., Marks R, Payne PA, editors.
 49. Villaseñor, A., (2008). Efecto del método de extracción en las características químicas y físicas del mucílago de nopal (*Opuntia ficus-indica*) y estudio de su aplicación como recubrimiento comestible.. Universidad Politécnia de Valencia, Valencia, España.

50. Villasmil, S., (2011), Pasaje Transdérmico, Venezuela: Universidad de los Andes.
51. Wilkinson, J., y Moore, R., (1990), Cosmetología de Harry, Madrid: Díaz de Santos.
52. Wolff, F., (2003). Dermatología en Medicina General. 1. septima ed. España. Editorial Medica Panamericana.